

Taxonomía y sistemática

Macromicetos asociados con *Carya illinoensis* en La Comarca Lagunera, México

Carya illinoensis macrofungi in La Comarca Lagunera, Mexico

Judith A. Sánchez-Ledesma ^a, Roberto Garibay-Orijel ^{b, *},
Gonzalo Guevara-Guerrero ^c, Verónica Ávila-Rodríguez ^d
y Jesús G. Arreola-Ávila ^a

^a Universidad Autónoma Chapingo, Unidad Regional Universitaria de Zonas Áridas, Km. 40.5 Carretera Gómez Palacio-Chihuahua, 35230 Bermejillo, Durango, México

^b Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología, Circuito exterior s/n, Ciudad Universitaria, Coyoacán, 04510 Ciudad de México, México

^c Instituto Tecnológico de Cd. Victoria, Av. Portes Gil 1301 Pte., 87010 Cd. Victoria, Tamaulipas, México

^d Universidad Juárez del Estado de Durango, Facultad de Ciencias Biológicas, 35010 Gómez Palacio, Durango, México

*Autor para correspondencia: rgaribay@ib.unam.mx (R. Garibay-Orijel)

Recibido: 15 junio 2021; aceptado: 23 agosto 2022

Resumen

Los agroecosistemas, como los cultivos de *Carya illinoensis* (nogal pecanero), representan una actividad económica importante y de constante crecimiento en La Comarca Lagunera, México. La mayor parte de los macromicetos que se asocian con el nogal pecanero se distribuyen en los primeros horizontes del suelo y la rizosfera de las plantas. Para recolectar los macromicetos asociados al nogal se realizaron recorridos 2 veces por semana, de mayo a octubre de 2018, cubriendo en total 25 ha de una huerta en La Comarca Lagunera, México. A los hongos recolectados se les secuenció la región ITS del ADN ribosomal para corroborar su identificación taxonómica por medio de análisis filogenéticos de máxima verosimilitud y bayesianos. Se encontraron 5 taxones asociados al nogal pecanero, 4 identificados a nivel de especie (*Agaricus deserticola*, *Candolleomyces luteopallidus*, *Tuber caryophilum* y *Scleroderma cepa* s.l.) y una especie potencialmente nueva (*Candolleomyces* sp.). De éstos, *C. luteopallidus* se registra por primera vez en México. Se discute la importancia de la diversidad de los hongos en este sistema agroforestal ya que los hongos saprobios descomponen la materia orgánica y los ectomicorrízicos transfieren macro y micronutrientes esenciales para el crecimiento y productividad del nogal.

Palabras clave: Agroecosistemas; Diversidad de hongos; *Candolleomyces*; *Tuber*; Nogal pecanero

Abstract

Agroecosystems, such as *Carya illinoensis* (pecan tree) orchards, represent an important and constantly growing economic activity in La Comarca Lagunera, Mexico. Most of the macromycetes associated with pecan tree are distributed in the first soil horizons and the plants rhizosphere. To collect the macromycetes associated with pecan trees, we conducted twice a week surveys from May to October 2018 covering 25 hectares of an orchard in La Comarca Lagunera, Mexico. To corroborate their taxonomic identification, we sequenced the DNA ITS region and performed Maximum Likelihood and Bayesian phylogenetic analyses. We found 5 species of macromycetes associated with pecan trees, 4 identified to species level (*Agaricus deserticola*, *Candolleomyces luteopallidus*, *Tuber caryophyllum*, and *Scleroderma cepa* s.l.) and one potential new species (*Candolleomyces* sp.). Of these, *C. luteopallidus* is recorded for the first time in Mexico. The importance of fungal diversity in this agroforestry system is discussed because saprobe fungi decompose organic matter and ectomycorrhizal fungi transfer macro and micronutrients essential for pecan trees growth and productivity.

Keywords: Agroecosystems; Fungal diversity; *Candolleomyces*; *Tuber*; Pecan tree

Introducción

Carya illinoensis (Wangenh.) K.Koch (nogal pecanero) es la especie económicamente más importante del género *Carya* (Casales et al., 2018). Esta especie es nativa del sur de EUA, donde abunda en la cuenca del Mississippi en bosques de latifoliadas, principalmente encinos y también se distribuye en el norte de México, siendo más rara hacia el sur asociada a riveras (Bonito et al., 2011). Se cultiva principalmente por su nuez que es fuente de aceites, proteínas y exquisito sabor, siendo pocos los alimentos que superan su riqueza y digestibilidad (Villasante et al., 2019). La distribución de las especies de *Carya* al norte de México es el resultado de una buena adaptación ambiental. Al desarrollarse en zonas áridas tienen una menor densidad estomática foliar como un mecanismo adaptativo para reducir las pérdidas de agua por evapotranspiración (Sagaram et al., 2011). En la actualidad, en Coahuila y Durango, en la región conocida como Comarca Lagunera, el valor de la producción de nuez pecana ocupa el primer lugar entre los frutales de la zona, con un valor aproximado de 8,000 millones de pesos. La superficie plantada en 2020 fue de 103,711 ha con una producción de 116,224 toneladas, predominando las variedades Western y Wichita (SIAP, 2021).

El nogal pecanero crece de manera natural en bosques de latifoliadas, principalmente de encinos, con quienes comparte numerosos hongos ectomicorrízicos. En huertas comerciales presenta asociaciones simbióticas con hongos ectomicorrízicos altamente especializados como: *Astraeus*, *Gyrodon*, *Pisolithus*, *Russula*, *Scleroderma*, *Tuber* y *Tylopilus* (Marx, 1971; Taber, 1984). El único trabajo que ha comparado la diversidad de hongos ectomicorrízicos entre nogal pecanero de huertos y de árboles nativos adyacentes es el de Ge et al. (2017). Ellos encontraron que los árboles nativos están dominados por los linajes:

russula-lactarius (12 especies), tomentella-thelephora (7 especies), inocybe (4 especies), /tuber-helvella (3 especies) y amanita (3 especies). Dos terceras partes de estas especies también se encontraron en las raíces del nogal dentro de las huertas. De la diversidad de hongos asociados al nogal pecanero, destacan las especies de *Tuber*, de las que al menos *T. brennemanii* y *T. floridanum* son endémicas de huertas de nogal (Grupe et al., 2018). Estos hongos ectomicorrízicos proporcionan diferentes beneficios en términos de sobrevivencia, nutrición y productividad al nogal.

En huertas de nogal pecanero se han encontrado también hongos saprobios que juegan un papel fundamental en el funcionamiento de este agroecosistema, pues descomponen la materia orgánica y reciclan los nutrientes en el suelo, constituyendo así un recurso forestal integral (Yun y Hall, 2004). Los macromicetos en las huertas de nogal pecanero están distribuidos en los horizontes superficiales del suelo y en la rizosfera de los árboles, manteniendo el funcionamiento, estructura y equilibrio en las huertas (Córdoba-Chávez et al., 2014). Por lo tanto, es de suma importancia reconocer el valor ecológico de estos hongos, estudiar su diversidad y distribución (Ramírez, 2013). Este conocimiento se podría aprovechar para promover el crecimiento del nogal y favorecer su adaptación a los diferentes ambientes y condiciones climáticas (Tovar et al., 2004).

Materiales y métodos

Muestreo, caracterización e identificación morfológica

Para la realización de esta investigación se trabajó en un huerto de *Carya illinoensis* de La Comarca Lagunera, situada en el municipio de Viesca, Coahuila (25°25' N, 103°18' O; 1,200 m snm) (fig. 1). El huerto se

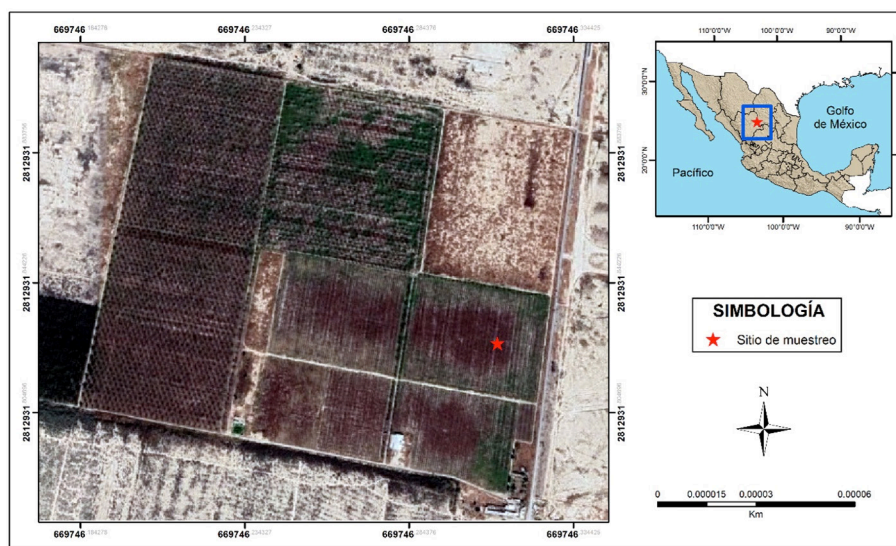


Figura 1. Localización del sitio de estudio, huerto “Tierra Blanca”, ubicado en el municipio de Viesca, Coahuila, México.

maneja de acuerdo al paquete tecnológico de producción de nogal pecanero (INIFAP, 2002), incluyendo el control de malezas por la técnica de “chapoleo” con licuadora mecánica, excluyendo así las prácticas de rastreo y movimiento de suelo. El huerto cuenta con un sistema de plantación marco real 12×12 m, un sistema de riego por goteo subsuperficial y un suelo de textura franco — arcillosa, con una capacidad de campo de $0.35 \text{ m}^3/\text{m}^3$ y un punto de marchitez permanente de $0.19 \text{ m}^3/\text{m}^3$. En esta localidad se realizaron recorridos en bloques de 5 km^2 en 5 sitios, se realizó la búsqueda y recolección de ejemplares de hongos que crecen espontáneamente, durante 9 meses, comprendidos entre mayo y noviembre de 2018. Los cuerpos fructíferos de los hongos se recolectaron haciendo una revisión de ramas, arbustos, hojarasca y suelo. Cada espécimen se depositó en papel encerado marcado con sus datos de recolecta. Para cada recolecta se realizó registro fotográfico y observaciones como tamaño, color, forma, etc. Los colores de los hongos se registraron usando la guía de colores de Munsell (1954). Para identificar las estructuras microscópicas se analizaron preparaciones temporales con KOH al 5% y reactivo de Melzer en microscopios Velab VE–B3 y ZEISS Scope A1. Se identificaron los ejemplares de acuerdo a los trabajos taxonómicos de Kerrigan (2016), Wächter y Melzer (2020), Guzmán et al. (2013), Healy et al. (2016) y Sánchez-Ledesma et al. (2022). Para el arreglo taxonómico se siguió la clasificación del catálogo de autoridades taxonómicas de los hongos en México (Conabio, 2014) y la clasificación de Index Fungorum (<http://www.indexfungorum.org>). Se complementaron las

identificaciones taxonómicas con análisis filogenéticos para los que se secuenció el ADN de 1 o 2 ejemplares por cada morfoespecie.

Actualmente, el uso de códigos de barras genéticas es una herramienta en la identificación rápida de especies que tiene como propósito, el uso sustentable, la conservación y el conocimiento de la biodiversidad (Bickford et al., 2007; Paz et al., 2011). En este trabajo, además de generar los códigos de barras genéticas, usamos las secuencias de ADN para complementar las identificaciones taxonómicas con análisis filogenéticos para cada uno de los géneros encontrados.

El ADN fue extraído con el método de CTAB y amplificado por PCR en reacciones de $25 \mu\text{l}$ de acuerdo a Sambrook et al. (1989). Las reacciones consistieron en $2.5 \mu\text{l}$ de buffer de PCR 10X, $2.0 \mu\text{l}$ de MgCl 2.5 Mm concentración final, $2.0 \mu\text{l}$ de dNTPs (CA, USA) $2.0 \mu\text{l}$ de cada primer de 10 picomoles/ μl concentración final, $0.2 \mu\text{l}$, (1.5 U) de Taq polimera (GoTaq®, Flexi ADN Polymerase, Promega, WI), $11.3 \mu\text{l}$ de agua de grado MiliQ y $3 \mu\text{l}$ de ADN. La región de los espaciadores ribosomales (ITS) se amplificó con los oligonucleótidos ITS4 e ITS5 (Vrain et al., 1992). El programa de PCR consistió en un ciclo inicial a $94 \text{ }^\circ\text{C}$ por 3 min, seguido de 34 ciclos de las temperaturas 94 , 51 y $72 \text{ }^\circ\text{C}$ durante 1 min y una extensión final a $72 \text{ }^\circ\text{C}$ durante 8 min. La amplificación se llevó a cabo en un termociclador MiniAmp Plus Thermal Cycler.

El ADN, así como los productos de PCR fueron revisados en geles de agarosa al 0.8 y 1.5%, respectivamente. Se

Tabla 1

Lista de secuencias de ADN ITS utilizadas en los análisis filogenéticos. Las secuencias generadas en este trabajo están en negritas.

Taxón	GenBank	Referencia
<i>Agaricus aridicola</i>	KT951331	Zhao y Zhou, 2015
<i>Agaricus aridicola</i>	JF797195	Zhao y Zhou, 2015
<i>Agaricus arrillagarum</i> tipo	NR158301	
<i>Agaricus arvensis</i>	AJ887993	Didukh y Vilgalys, 2005
<i>Agaricus augustus</i>	JF797193	Vu y Groenewald, 2017
<i>Agaricus augustus</i>	MH854667	Vu y Groenewald, 2017
<i>Agaricus augustus</i>	MH859051	Vu y Groenewald, 2017
<i>Agaricus augustus</i>	KJ847461	Vu y Groenewald, 2017
<i>Agaricus bellanniae</i> tipo	NR144990	
<i>Agaricus comtulus</i>	KM248904	Berube y Maaref, 2014
<i>Agaricus deserticola</i>	KM349613	Kerrigan, 2014
<i>Agaricus deserticola</i>	JF896228	Kerrigan y Callac, 2011
<i>Agaricus deserticola</i>	HM488747	Vellinga y Sysouphanthong, 2011
<i>Agaricus deserticola</i>	MZ092920	Sánchez-Ledesma et al., 2023
<i>Agaricus didymus</i> tipo	NR144990	
<i>Agaricus diminutivus</i>	AY484681	Geml y Geiser, 2004
<i>Agaricus diminutivus</i>	KM248905	Berube y Maaref, 2014
<i>Agaricus dulcidulus</i>	KF447894	Parra, 2013
<i>Agaricus edmondoi</i>	KF447902	Parra, 2013
<i>Agaricus edmondoi</i>	KT951326	Zhao y Zhou, 2015
<i>Agaricus evertens</i>	MK550894	Clements, 2020
<i>Agaricus evertens</i>	MT303143	Clements, 2020
<i>Agaricus fiardii</i>	HM862464	Kerrigan, 2010
<i>Agaricus friesianus</i>	KT951316	Zhao y Zhou, 2015
<i>Agaricus friesianus</i>	KJ877787	Kerrigan, 2014
<i>Agaricus gemellatus</i>	KJ859081	Kerrigan, 2014
<i>Agaricus gemellatus</i>	KJ859082	Kerrigan, 2014
<i>Agaricus jacobi</i> tipo	NR119951	
<i>Agaricus julius</i> tipo	NR144991	
<i>Agaricus kerriganii</i>	KT951333	Zhao y Zhou, 2015
<i>Agaricus kerriganii</i>	MN992293	Landry y Berube, 2020
<i>Agaricus kerriganii</i>	MF954612	Berbee y Bazzicalupo, 2017
<i>Agaricus kerriganii</i>	KT951306	Zhao y Zhou, 2015
<i>Agaricus lanipes</i>	JF97190	Didukh y Vilgalys, 2005
<i>Agaricus longistipes</i> tipo	NR151748	
<i>Agaricus marisae</i>	JF797182	Callac y Parra, 2011
<i>Agaricus matrum</i>	KT951310	Zhao y Zhou, 2015
<i>Agaricus megalosporus</i> tipo	NR119951	
<i>Agaricus parvibrunneus</i>	MG137001	He y Hyde, 2017

Tabla 1. Continúa

Taxón	GenBank	Referencia
<i>Agaricus purpulesquameus</i> tipo	NR157484	Bellchambers y Alvarado, 2018
<i>Agaricus purpurellus</i>	MH620768	Bellchambers y Alvarado, 2018
<i>Agaricus purpurellus</i>	KU975076	Callac y Parra, 2011
<i>Agaricus purpurellus</i>	KF447903	Parra, 2013
<i>Agaricus sandianus</i> tipo	NR144995	
<i>Agaricus</i> sp.	KM349614	Kerrigan, 2014
<i>Agaricus</i> sp.	KX657047	He y Chen, 2017
<i>Agaricus</i> sp.	JF691540	Zhao y Karunarathna, 2011
<i>Agaricus wariatodes</i>	JF495054	Zhao y Karunarathna, 2011
<i>Candolleomyces badhyzensis</i> tipo	KC992883	Larsson y Orstadius, 2013
<i>Candolleomyces badiophylus</i>	FN430699	Nagy, 2011
<i>Candolleomyces bivelatus</i>	MF325962	Garbelotto y Dovana, 2017
<i>Candolleomyces cacao</i> tipo	NR_148106	Desjardin y Perry, 2017
<i>Candolleomyces candolleanus</i> tipo	KM030175	Larsson, 2014
<i>Candolleomyces cladii-marisci</i>	MK080112	Sicoli y Passalacqua, 2019
<i>Candolleomyces efflorescens</i>	KC992941	Larsson y Orstadius, 2013
<i>Candolleomyces halophilus</i>	MG825900	Broussal y Mir, 2018
<i>Candolleomyces hymenocephalus</i>	FJ168609	Paiva de Carvalho y Mesquita, 2018
<i>Candolleomyces leucotephrus</i>	KC992885	Larsson y Orstadius, 2013
<i>Candolleomyces littoralis</i>	MG825901	Broussal y Mir, 2018
<i>Candolleomyces luteopallidus</i>	MG734736	Yan y Bau, 2018
<i>Candolleomyces luteopallidus</i>	MZ092918	Sánchez-Ledesma et al., 2023
<i>Candolleomyces luteopallidus</i> tipo	KC992884	Larsson y Orstadius, 2013
<i>Candolleomyces pseudocandolleanus</i>	KY120973	Bau y Yan, 2016
<i>Candolleomyces rogueianus</i>	MW412407	Gordon, 2020
<i>Candolleomyces</i> sp.	MZ092922	Sánchez-Ledesma et al., 2023
<i>Candolleomyces</i> sp.	MZ092923	Sánchez-Ledesma et al., 2023
<i>Candolleomyces</i> sp. BAB-4828	KU571537	Joshi y Bhatt, 2016
<i>Candolleomyces</i> sp. BAB-4913	KR155010	Patel y Bhatt, 2015
<i>Candolleomyces</i> sp. BAB-4964	KR155054	Patel y Bhatt, 2015
<i>Candolleomyces subsingeri</i>	MG734725	Yan y Bau, 2018
<i>Candolleomyces subsingeri</i> tipo	NR_160505	Yan y Bau, 2018
<i>Candolleomyces sulcatotuberculosis</i>	KJ138422	Larsson, 2014
<i>Candolleomyces trinitatis</i>	KC992882	Larsson y Orstadius, 2013
<i>Candolleomyces tuberculatus</i>	KC992886	Larsson y Orstadius, 2013
<i>Candolleomyces typhae</i>	DQ389721	Larsson y Orstadius, 2013
<i>Scleroderma areolatum</i>	EU819438	Palmer y Lindner, 2008
<i>Scleroderma areolatum</i>	EU819518	Palmer y Lindner, 2008
<i>Scleroderma areolatum</i>	FM213351	Phosri y Martin, 2009

Tabla 1. Continúa

Taxón	GenBank	Referencia
<i>Scleroderma areolatum</i>	FM213352	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma areolatum</i>	FM213353	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma bovista</i>	EU819517	Palmer y Lindner, 2008
<i>Scleroderma bovista</i>	AB211267	Nara, 2005
<i>Scleroderma bovista</i>	GQ267487	Walbert y Ramsfield, 2010
<i>Scleroderma cepa</i>	FM213354	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma cepa</i>	MT005950	Scholler, 2020
<i>Scleroderma cepa</i> s.l.	MZ092921	Sánchez-Ledesma et al., 2023
<i>Scleroderma citrinum</i>	EU784414	Brock y Doring, 2009
<i>Scleroderma citrinum</i>	GQ166907	Avis y Leacock, 2009
<i>Scleroderma dictyosporum</i>	FJ840443	Sanon y Ba, 2009
<i>Scleroderma dictyosporum</i>	FJ840449	Sanon y Ba, 2009
<i>Scleroderma laeve</i>	EU718117	Wilson y Binder, 2008
<i>Scleroderma macalpinei</i>	EU718122	Wilson y Binder, 2008
<i>Scleroderma meridionale</i>	EU718121	Wilson y Binder, 2008
<i>Scleroderma michiganese</i>	EU819441	Palmer y Lindner, 2008
<i>Scleroderma michiganese</i>	FM213347	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma patagonicum</i>	HQ688788	Nouhra y Hernandez Caffot, 2012
<i>Scleroderma patagonicum</i>	HQ688789	Nouhra y Hernandez Caffot, 2012
<i>Scleroderma polyrhizum</i>	FM213349	Martin, 2009
<i>Scleroderma polyrhizum</i>	FM213350	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma septentrionale</i>	FM213336	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma sinnamariense</i>	FM213356	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma</i> sp.	MG211107	Yuan y Jin, 2017
<i>Scleroderma</i> sp. JZBHM008	KM048204	Xu y Li, 2014
<i>Scleroderma</i> sp. UNSCL7	FM213343	Phosri y Martin, 2009
<i>Scleroderma suthepense</i> tipo	NR_132871	Kumla y Suwannarach, 2012
<i>Scleroderma verrucosum</i>	FJ840461	Sanon y Ba, 2009
<i>Scleroderma verrucosum</i>	AJ629886	Phosri y Martin, 2009
<i>Tuber lyonii</i>	EU268568	Bruhn y Pruett, 2007
<i>Tuber lyonii</i>	FJ748911	Bonito y Vilgalys, 2009
<i>Tuber lyonii</i>	MT156465	Smith y Healy, 2020
<i>Tuber lyonii</i>	MT156509	Smith y Healy, 2020
<i>Tuber lyonii</i>	EF202594	Bruhn y Pruett, 2007
<i>Tuber lyonii</i>	EU268567	Bruhn y Pruett, 2007
<i>Tuber caryophilum</i> tipo	MZ092919	Sánchez-Ledesma et al., 2022
<i>Tuber</i> sp. 11 GB-2010	GQ221453	Murat y Jeandroz, 2009
<i>Tuber</i> sp. 64 GB-2010	HM485425	Bonito y Gryganskyi, 2010
<i>Tuber</i> sp. 65	JQ925648	Bonito y Gryganskyi, 2010

Tabla 1. Continúa

Taxón	GenBank	Referencia
<i>Tuber</i> sp. 65 GB-2010	HM455426	Bonito y Gryganskyi, 2010
<i>Tuber</i> sp. 66 GB-2010	HM485427	Bonito y Gryganskyi, 2010
<i>Tuber</i> sp. 79	JQ925649	Bonito y Smith, 2013
<i>Tuber</i> sp. GB-2009e	FJ809887	Bonito y Trappe, 2009
<i>Tuber</i> sp. scr709	DQ974798	Smith y Douhan, 2007
<i>Tuber</i> sp. SOC1404	JN022530	Frank y Southworth, 2011
<i>Tuber</i> sp. voucher FLAS: MES-646	MT156470	Smith y Healy, 2020
<i>Tuber texense</i>	HM485391	Bonito y Gryganskyi, 2010
<i>Tuber umbilicatum</i>	FJ797879	Frank y Southworth, 2011
Muestra ambiental de ectomicorriza	GU907784	Karpati y Handel, 2011

utilizó como amortiguador TBE al 0.5% (tris base, ácido bórico, EDTA al 0.5M, pH 8.0). Las muestras fueron teñidas con Gel Red® y se empleó un marcador de peso molecular de 100 pb (Axygen) como referencia. Los geles fueron fotografiados en un fotodocumentador Multidoc-IT (UVP®, Analytik Jena Company, CA).

Los productos de PCR se secuenciaron en ambos sentidos en la compañía MacroGen Corp. (Rockville, MD), con los mismos primers de la PCR. Las secuencias nucleotídicas fueron editadas y alineadas en Geneious Prime® versión 2021, con el algoritmo de MUSCLE (Edgar, 2004).

Los alineamientos fueron revisados de forma manual y las regiones ambiguas se excluyeron. Para los análisis filogenéticos se usaron las secuencias de ADN más cercanas obtenidas de la base de datos del Centro Nacional de Información Biotecnológica (NCBI), por medio del algoritmo BLAST (Altschul et al., 1990). También se incluyeron secuencias de referencia incluidas en análisis filogenéticos recientes de los géneros. El análisis de inferencia bayesiana se realizó en Mr.Bayes 3.2.5 (Huelsenbeck y Ronquist, 2001). El análisis de máxima verosimilitud se realizó con RAxML.7.2.6 (Stamatakis, 2006). El modelo de sustitución de nucleótidos se eligió por los criterios de información de Akaike en jModelTest (Posada, 2008). En todos los casos, el análisis bayesiano se realizó con un modelo sustitución de nucleótidos JC69, radio de variación gamma, 4 cadenas de Montecarlo, 2 millones de generaciones, muestreando cada 200, descartando el primer 20% y calculando las probabilidades posteriores bayesianas (PPB) para el soporte de las ramas. El análisis de máxima verosimilitud utilizó el modelo de sustitución de nucleótidos JC69 con 1,000 réplicas de bootstrap (MLB). Para *Candolleomyces*, *Agaricus* sección *arvenses*,

Tuber sección *rufum* y *Scleroderma*, el árbol se enraizó con *C. typhae* DQ389721, *Agaricus* sp. KY366488, *Tuber* sp. JQ925649 y *Scleroderma polyrhizum* FM213349, respectivamente. En todos los géneros se consideró informativo cuando el valor de bootstrap fue $\geq 70\%$ y la probabilidad posterior fue ≥ 0.9 . Las secuencias generadas en este estudio están disponibles en GenBank bajo los números de acceso MZ092918-MZ092923 (tabla 1).

Resultados

Basados tanto en caracteres morfológicos como análisis filogenéticos, se encontraron 5 especies de hongos en la huerta de nogal pecanero, 4 identificadas a nivel de especie (*Agaricus deserticola*, *Candolleomyces luteopallidus*, *Tuber caryophilum* y *Scleroderma cepa* s.l.) y una especie potencialmente nueva (*Candolleomyces* sp.) (fig. 2). Los análisis filogenéticos demuestran que la muestra st4 se ubicó en *Agaricus* (fig. 3) dentro del clado de *A. deserticola* con un buen soporte (PPB = 0.97, MLB = 90). Esta especie es el grupo hermano de *A. evertens* (PPB = 1, MLB = 95) con un porcentaje de similitud nucleotídica (% SM) de 98.6%. Las muestras st2, st27 y st28 pertenecen a *Candolleomyces* (fig. 4). La muestra st2 se ubicó dentro del clado de *C. luteopallidus* con un buen soporte (PPB = 1, MLB = 77). Esta especie es el grupo hermano de *C. halophilum* y *C. littoralis* (PPB = 0.99, MLB = 73) (% SM = 96.3%). Por su parte, las muestras st27 y st28 forman un clado independiente, posiblemente relacionado con *C. efflorescens* (PPB = 0.8, MLB = 40) (% SM = 95.6%) y con un conjunto de muestras identificadas como *Candolleomyces* sp. (PPB = 0.86, MLB = 42). La muestra st26 se ubicó en *Scleroderma* (fig. 5) en un clado con numerosas secuencias identificadas como *Scleroderma* sp.



Figura 2. Macromicetos asociados a *Carya illinoensis* en la Comarca Lagunera, México. a, b) *Candolleomyces* sp.; c, d) *Scleroderma cepa* s.l.; e, f) *Agaricus deserticola*; g, h) *Tuber caryophilum*; i) *Candolleomyces luteopallidus*. Barras = a: 2 cm; b: 1.5 cm; c: 1.5 cm; d: 2 cm; e, f: 2 cm; g: 0.5 cm; h: 1 cm; i: 1 cm.

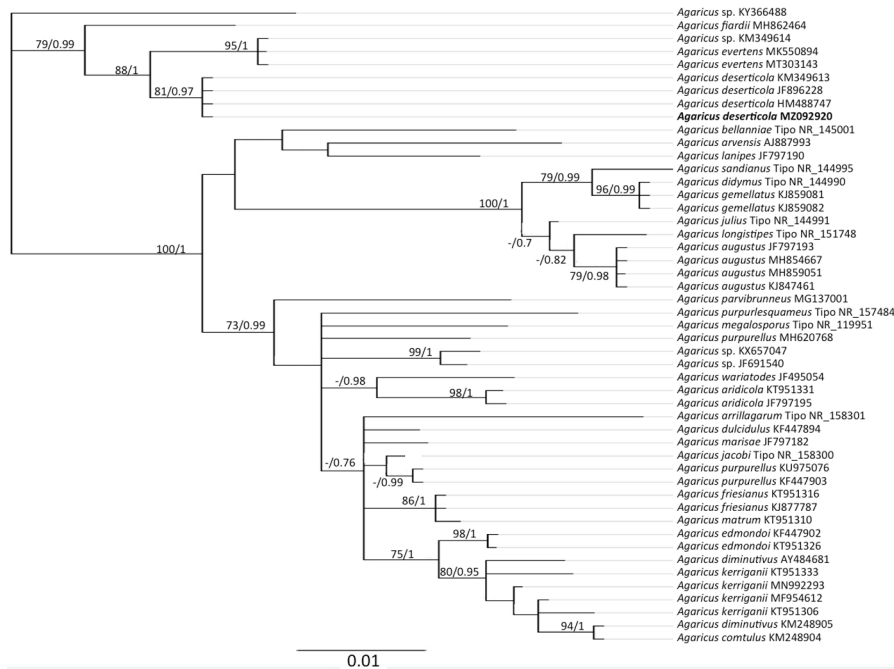


Figura 3. Árbol filogenético de *Agaricus* sección *arvenses* y secuencias afines inferido bajo el modelo bayesiano a partir de secuencias de ITS ADNr. Los valores de soporte de las ramas son bootstrap de máxima verosimilitud/ probabilidades posteriores bayesianas.

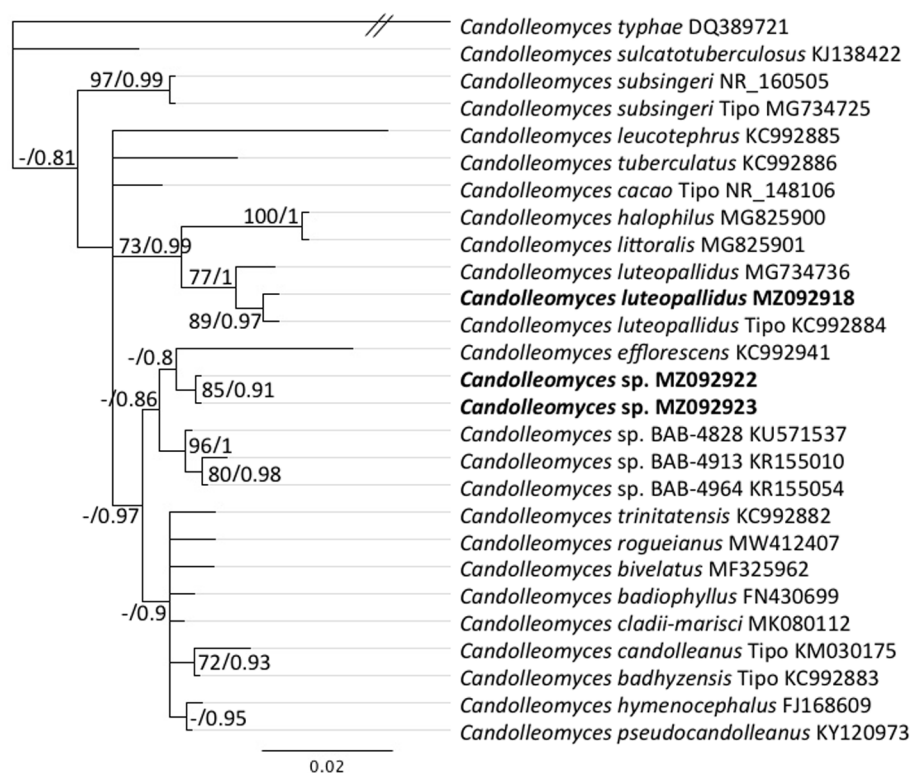


Figura 4. Análisis filogenético del género *Candolleomyces* inferido bajo el modelo bayesiano a partir de secuencias de ITS ADNr. Los valores de soporte de las ramas son bootstrap de máxima verosimilitud/ probabilidades posteriores bayesianas.

(FM213343, MG212207), *S. malcapinei* (EU218122), *S. laeve* (EU718117) o *S. cepa* (MT005950) con un buen soporte de (PPB = 1, MLB = 92). Estas secuencias, junto con FM213354 y FM213343, pertenecen al complejo de *S. cepa* s.l. y son el grupo hermano de *S. areolatum* (PPB = 1, MLB = 78) (% SM = 95.4%). La muestra st3 se ubicó en *Tuber* (fig. 6) junto con la secuencia del ejemplar FLAS: MES-646 identificada como *Tuber* sp. en un clado con poco soporte (PPB = 0.69, MLB = 51). Este clado es el grupo hermano de *Tuber texense* (PPB = 1, MLB = 95) (% SM = 94.4%).

Descripción

Agaricus deserticola

Carpóforo secotioide, píleo subgloboso a ovoide, blanco a pardo a veces escamoso, margen que se fusiona con el estípite durante el desarrollo. No forma láminas, las esporas se encuentran dentro de la gleba. Píleo de 2-6 cm de diámetro, estípite de 5-20 cm de alto y de 10-13 mm de ancho. Contexto blanco que con la desecación y edad adquiere tonos amarillos. Esporas violetas

ovales de 7-9 × 4-6 μm. Se encontró en junio-julio, en zonas de la huerta donde hay escasez de agua y riego por goteo subsuperficial, abundante luz y árboles de poco follaje.

Material estudiado: Sánchez-Ledesma st4, huerto de *C. illinoensis* Tierra Blanca, Viesca, Coahuila, 4 de julio 2018, MEXU 30228.

Comentarios taxonómicos

Morfológicamente, el ejemplar st4 de *A. deserticola* corresponde completamente con la descripción de la especie (sensu Moreno et al., 2010) y presentó una similitud nucleotídica entre 99.4 y 100%, con secuencias de ejemplares de esta especie provenientes del suroeste de EUA. Primera vez que se reporta en plantaciones de *C. illinoensis* y en Coahuila.

Candolleomyces luteopallidus

Carpóforo con píleo acampanado de 10-20 mm de ancho, marrón que se decolora a blanco, cutícula lisa, estriado. Los cuerpos fructíferos jóvenes tienen colores más intensos que los viejos. Láminas agrietadas, al

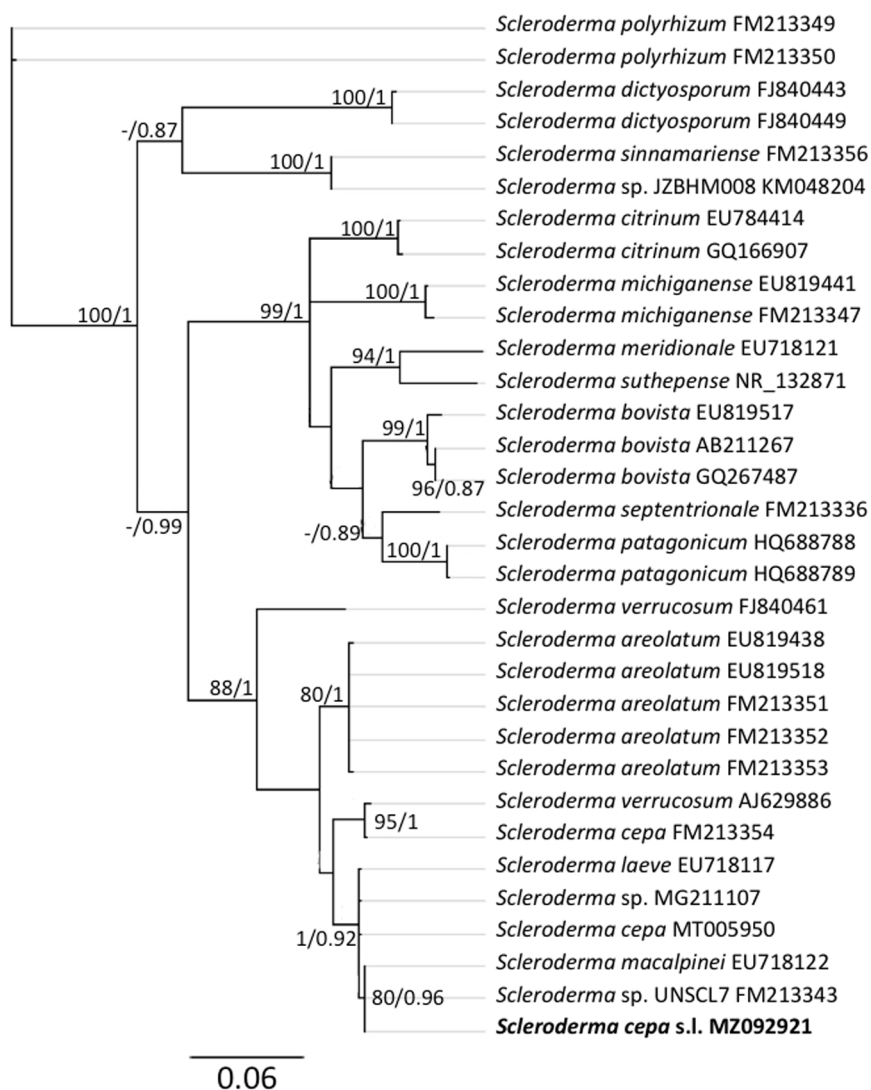


Figura 5. Árbol filogenético del género *Scleroderma* inferido bajo el modelo bayesiano a partir de secuencias de ITS ADNr. Los valores de soporte de las ramas son bootstrap de máxima verosimilitud/ probabilidades posteriores bayesianas.

principio blancas luego púrpuras. Carne frágil, inodora, muy escasa, estípite delicado, de 1-3 cm, aterciopelado, marrón. Esporas (3-6) × (4-5) μm, lisas, rojizas en agua y marrón oscuro en KOH al 5%, elipsoides, cilíndricas ocasionalmente subovoides, con poro germinativo central pequeño. Se encontró abundantemente a inicios de otoño, crecen adheridos a la corteza de los árboles, se considera un hongo saprofito que se alimenta de la corteza.

Material estudiado: Sánchez-Ledesma st2, huerto de *C. illinoensis* Tierra Blanca, Viesca, Coahuila, 21 de mayo 2018, MEXU 30229.

Comentarios taxonómicos

Morfológicamente, el ejemplar st2 de *C. luteopallidus* corresponde bien con la descripción de la especie (sensu Smith, 1972) y presenta una similitud nucleotídica de 99.5% con el holotipo de esta especie (tabla 2). Primer registro de la especie para México y primer reporte en huertas de nogal pecanero.

Candolleomyces sp.

Carpóforo con píleo más o menos acampanado, que oscila entre 4-8 cm de ancho, después se vuelve convexo

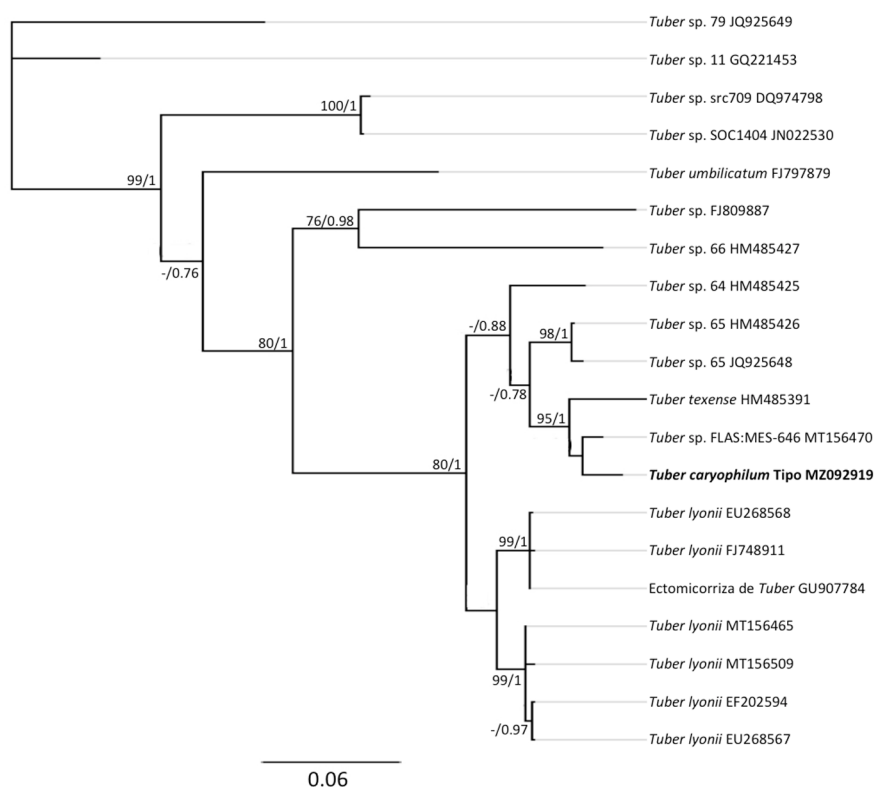


Figura 6. Árbol filogenético del género *Tuber* sección *rufum* inferido bajo el modelo bayesiano a partir de secuencias de ITS ADNr. los valores de soporte de las ramas son bootstrap de máxima verosimilitud/ probabilidades posteriores bayesianas.

Tabla 2

Similitud nucleotídica de los hongos asociados a *Carya illinoensis* con los registros de la base de datos del GenBank. En todos los casos la probabilidad de error “e-value” fue igual a cero.

Número de acceso en GenBank	Taxón	Secuencia más cercana en GenBank	Porcentaje de similitud nucleotídica
MZ092918	<i>Candolleomyces luteopallidus</i> st2	<i>Candolleomyces luteopallidus</i> (holotipo) KC992884	99.5
MZ092919	<i>Tuber caryophilum</i> st31	<i>Tuber</i> sp. MT156470	97
MZ092920	<i>Agaricus deserticola</i> st4	<i>Agaricus deserticola</i> HM488747	100
MZ092921	<i>Scleroderma cepa</i> s.l. st26	<i>Scleroderma</i> FM213343	100
MZ092922	<i>Candolleomyces</i> sp. st27	<i>Candolleomyces</i> sp. KY563654	99.1
MZ092923	<i>Candolleomyces</i> sp. st28	<i>Candolleomyces</i> sp. KY563655	99.1

con el borde enrollado, cutícula lisa, estriado en la parte superior con el centro marrón, higrófono que cambia de gris a gris salmón. Láminas marrón a crema, en ocasiones blancas. Estípites delicados, aterciopelados blancos a crema de 1-8 cm. Contexto frágil, inodoro y muy escaso. Esporas

alargadas negruzcas de 6-8 × 4-5 μm, lisas, de color marrón en agua y marrón oscuro en KOH, con poro germinativo central. Saprófito encontrado de mayo a agosto entre la maleza de la huerta.

Material estudiado: Sánchez-Ledesma st27, huerto de *C. illinoensis* Tierra Blanca, Viesca, Coahuila, 17 de mayo 2018, MEXU 30230; Sánchez-Ledesma st28, 8 de junio 2018, MEXU 30231.

Comentarios taxonómicos

Morfológicamente, *Candolleomyces* sp. es muy similar a *C. candolleanus* el cual es un complejo de especies (antes conocido como *Psathyrella candolleana*) con una gran variación morfológica y amplia distribución geográfica (Al-Habib et al., 2014; Wächter y Melzer, 2020). Los ejemplares identificados como *Candolleomyces* sp. (st27, st28) presentan una similitud nucleotídica de 99.1% con múltiples muestras identificadas como *Psathyrella* sp. de la India. Todos estos ejemplares se ubican filogenéticamente en el complejo de *C. candolleanus* (fig. 4), por lo que podría tratarse de una especie no descrita, aunque hace faltan secuencias de varios holotipos del género.

Scleroderma cepa s.l.

Carpóforos globosos con grietas irregulares, un poco escachados con un exoperidio marcado con escamas poligonales. Cuando inmaduro la gleba es blanca con tonos verdes con una pequeña retícula blanca, después se vuelve gris. Cuando maduro la gleba se vuelve negra violácea y el peridio se rompe por la zona apical y expulsa las esporas pulverulentas. Gleba con olor desagradable. Pseudoestípites radicante con abundante micelio blanquecino-amarillento. En el himenio hay basidios esféricos, hifas emergentes, esporas esféricas con espinas aisladas, sin crestas de conexión de $8-9 \times 12-14 \mu\text{m}$. Fructifica desde julio a noviembre, siendo más abundante en septiembre y octubre.

Material estudiado: Sánchez-Ledesma st26, huerto de *C. illinoensis* Tierra Blanca, Viesca, Coahuila, 3 de septiembre 2018, MEXU 30232.

Comentarios taxonómicos

La secuencia del ejemplar st26 es muy similar (99.7-100%) a decenas de secuencias de ejemplares identificados mayoritariamente como *S. cepa*, *S. laeve* o *S. malcapinei*. Debido a que las especies de este clado son muy plásticas morfológicamente y no existen secuencias de los ejemplares tipo, conservadoramente la identificamos como *S. cepa* s.l.

Tuber caryophilum

Ascoma hipogeo, globoso a subgloboso, irregular, marrón, sin cambio de color al tacto, venas blancas finas, cerradas y numerosas, con 4-6 verrugas en 1 mm, sólido, superficie seca separable con dermatocistidios y surcos blancos. Peridio de $120 \pm 13 \mu\text{m}$ de grosor, epicutis pseudoparenquimatoso $92 \pm 10 \mu\text{m}$ de ancho, células isodiamétricas 0.5-1 μm de ancho. Subcutis $27 \pm 4 \mu\text{m}$

de grosor delimitado por el epicutis, entretrejido por hifas prostradas o entrelazadas de 4-5 μm . Esporas de $8-3 \times 4-6 \mu\text{m}$, hialinas marrón en KOH, paredes 2 μm de grosor. Se encontró en el mes de septiembre, solitario a gregario a 3 cm de profundidad.

Material estudiado: Sánchez-Ledesma st3, huerto de *C. illinoensis* Tierra Blanca, Viesca, Coahuila, 3 de agosto 2018, MEXU 30227.

Comentarios taxonómicos

Tuber caryophilum presentó un valor de 97% de similitud nucleotídica con el ejemplar FLAS: MES-646 identificado como *Tuber* sp. procedente de Texas, EUA. Los ejemplares recolectados en este estudio se usaron recientemente para la descripción de esta especie (Sánchez-Ledesma et al., 2022). Se trata de una especie micorrízica de *C. illinoensis* distribuida en el norte de México y sur de EUA.

Discusión

Agaricus cuenta con aproximadamente 500 especies en el mundo (Kirk et al., 2008; Palestina-Villa et al., 2020). En México se han reportado 53 nombres válidos distribuidos en 28 estados (Palestina-Villa et al., 2020). Para *A. deserticola* se tienen registros de Baja California, Chihuahua y Sonora. Se ha encontrado, principalmente, en hábitats secos o semiáridos, tales como desierto, pradera, matorrales de salvia costera, campos, céspedes y zonas urbanas, así como en bosques de *Quercus* y bosques de espinas (Harding, 1957; Moreno et al., 2010; Palestina-Villa et al., 2020; Quiñones et al., 1999).

Candolleomyces es un género agarical recientemente segregado de *Psathyrella*, el cual se subdivide en 13 subclados monofiléticos con numerosas especies no descritas y complejos de especies con alta variación morfológica (Wächter y Melzer, 2020). *Candolleomyces luteopallidus* es una especie rara, con pocos registros a nivel mundial, aunque se ha reportado en ecosistemas de árboles de interés forestal como una plantación joven de olivos en Europa (Muñoz y Caballero, 2012). Secuencias de ADN de muestras ambientales de esta especie se han encontrado en suelo de matorral xerófilo y raíces de pastos de zonas semidesérticas en el norte de México y sur de EUA. *Candolleomyces* sp. pertenece al complejo de *C. candolleanus*, una especie común en América del Norte y América del Sur, que en México se encuentra registrada en el trópico, en bosques mesófilos y bosques de pino en el Cofre de Perote, Veracruz (Guzmán et al., 1988; Smith, 1972).

Las especies de *Scleroderma* son hongos gasteroides en la familia *Sclerodermataceae*, tienen una distribución

cosmopolita y son simbioses ectomicorrízicas de distintos hospederos como *Castanea*, *Quercus*, *Fagus*, *Nothofagus*, *Pinus*, *Prunus* y orquídeas, desde zonas tropicales hasta áridas (Cruz et al., 2017; González-Chávez et al., 2018; Phosri et al., 2009). Se ha registrado en Europa y Norteamérica, Chile, Argentina, Brasil, Tailandia, etc. (Cruz et al., 2017; Gurgel et al., 2008; Kumla et al., 2013; Nouhra et al., 2012). En México, se tienen registros de 21 especies de *Scleroderma*, siendo la más común *S. nitidum* (Guzmán et al., 2013). Específicamente, se han reportado en la Costa del Pacífico, Puebla, Veracruz y en Chihuahua (González-Chávez et al., 2018; Guzmán et al., 2004; Rivero et al., 1999; Tarango, 2004). Además, en este último estado se tienen registros de ectomicorrizas en huertas de nogal pecanero (Rivero et al., 1999; Tarango, 2004). Los datos corroboran que *S. cepa* s.l. es un simbionte ectomicorrízico del nogal pecanero en La Comarca Lagunera de manera abundante y natural. Existen registros de *S. cepa* asociada con *Quercus pubescens* y *Fagus sylvatica* (Mrak et al., 2017). Por la amplia y abundante distribución de *Scleroderma*, se propone muestrearla más ampliamente en las huertas de nogal pecanero en el sur de EUA y el norte de México, con el fin de aumentar el conocimiento sobre la micorrización de *C. illinoensis* con *Scleroderma* spp.

Tuber forma ectomicorrizas con árboles de interés forestal como castaños, robles y nogales (Benucci et al., 2012a; Bonito et al., 2011). El género tiene una distribución geográfica amplia, se han reportado más de 30 especies en Europa, particularmente Portugal, España, Francia e Italia (Benucci et al., 2012b). Para México se tienen registradas 13 especies, distribuidas en el norte, centro y sur, siendo los estados más ricos Nuevo León y Tamaulipas (Bonito et al., 2013; Guevara et al., 2013). *Tuber caryophilum* pertenece al complejo de *T. lyonii* (sensu Healy et al., 2016) junto con *T. texense*. Esto es interesante, ya que estas 3 especies se desarrollan en huertas de nogal pecanero; *T. texense* y *T. lyonii* reportadas al sur de EUA y *Tuber caryophilum* reportada anteriormente (como *Tuber* sp.) en huertas de *C. illinoensis* en México, en particular, en el estado de Chihuahua (González-Chávez et al., 2009; Tarango et al., 2004).

En general, las plantaciones de *C. illinoensis* tienen poca diversidad de macromicetos, aunque es importante señalar que durante las recolectas observamos que las especies identificadas fructifican abundantemente en la huerta cubriendo amplias superficies. Si bien existe cierto conocimiento sobre los hongos ectomicorrízicos asociados al nogal, esta es la primera vez que se registran hongos saprobios como *C. luteopallidus*, *Candolleomyces* sp. y *A. deserticola*. Este trabajo contribuye al conocimiento de los macromicetos en plantaciones de *C. illinoensis* con

nuevos registros para La Comarca Lagunera de Coahuila y México.

Por lo anterior concluimos que, dada a la escasez de trabajos de identificación taxonómica y molecular de hongos asociados al nogal pecanero, la diversidad de macromicetos encontrada es un avance importante para entender su diversidad y función. Asimismo, es importante incrementar los inventarios de hongos en agroecosistemas donde presentan una relevante riqueza micológica.

Agradecimientos

JASL agradece al Conacyt por la beca de posgrado. Parte de los recursos para biología molecular fueron aportados por el proyecto PAPIIT-UNAM (IN212521) otorgado a RGO.

Referencias

- Al-Habib, M. N., Holliday, J. y Tura, D. (2014). The pale brittle stem mushroom, *Psathyrella candolleana* (higher Basidiomycetes): an indigenous medicinal mushroom new to Iraq. *International Journal of Medicinal Mushrooms*, 16, 617–622. <https://doi.org/10.1615/IntJMedMushrooms.v16.i6.110>
- Altschul, S. F., Gish, W., Miller, W., Myers, E. W. y Lipman, D. J. (1990). Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology*, 215, 403–410.
- Benucci, G. M. N., Bonito, G., Falini, L. B. y Bencivenga, M. (2012a). Mycorrhization of Pecan trees (*Carya illinoensis*) with commercial truffle species: *Tuber aestivum* Vittad. and *Tuber borchii* Vittad. *Mycorrhiza*, 22, 383–392. <https://doi.org/10.1007/s00572-011-0413-z>
- Benucci, G. M. N., Csorbai, A. G., Falini, L. B., Bencivenga, M., Di Massimo, G. y Donnini, D. (2012b). Mycorrhization of *Quercus robur* L., *Quercus cerris* L. and *Corylus avellana* L. seedlings with *Tuber macrosporum* Vittad. *Mycorrhiza*, 22, 639–646. <https://doi.org/10.1007/s00572-012-0441-3>
- Bickford, D., Lohman, D. J., Sodhi, N. S., Meier, R., Winker, K. y Das, I. (2007). Cryptic species as a window on diversity and conservation. *Trends in Ecology & Evolution*, 22, 148–155. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2006.11.004>
- Bonito, G., Brenneman, T. y Vilgalys, R. (2011). Ectomycorrhizal fungal diversity in orchards of cultivated pecan (*Carya illinoensis*; Juglandaceae). *Mycorrhiza*, 21, 601–612. <https://doi.org/10.1007/s00572-011-0368-0>
- Bonito, G., Smith, M. E., Nowak, M., Healy, R. A., Guevara, G., Cázares, E. et al. (2013). Historical biogeography and diversification of truffles in the Tuberales and their newly identified southern hemisphere sister lineage. *Plos One*, 8, e52765. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0052765>
- Casales, F. G., Van der Watt, E. y Coetzer, G. M. (2018). Propagation of pecan (*Carya illinoensis*): a review.

- African Journal of Biotechnology*, 17, 586–605. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0052765>
- Conabio. (2014). Catálogos de autoridades taxonómicas (CAT) Biótica 5.0. Ciudad de México: Conabio. Recuperado el 8 noviembre, 2020 de: http://www.conabio.gob.mx/biotica5/documents/CursoEnero2014/SCATBiotica50_enero2014.pdf
- Córdova-Chávez, O., Medel, R., Mata, G., Castillo, R. y Vázquez-Ramírez, J. (2014). Evaluación de hongos ectomicorrícicos del grupo de los basidiomicetos en la zona del Cofre de Perote, Veracruz. *Madera y Bosques*, 20, 97–106.
- Cruz, R., Carvajal, L. y Pérez, S. (2017). Identificación de *Scleroderma citrinum* Pers en una plantación de almendros de la ciudad de Villa Alemana, Chile. *Boletín Micológico*, 32, 34–38. <https://doi.org/10.22370/bolmicol.2017.32.2.1062>
- Edgar, R. C. (2004). MUSCLE: a multiple sequence alignment method with reduced time and space complexity. *BMC Bioinformatics*, 5, 1–19.
- Ge, Z. W., Breneman, T., Bonito, G. y Smith, M. E. (2017). Soil pH and mineral nutrients strongly influence truffles and other ectomycorrhizal fungi associated with commercial pecans (*Carya illinoensis*). *Plant and Soil*, 418, 493–505. <https://doi.org/10.1007/s11104-017-3312-z>
- González-Chávez, B. P., Ojeda-Barrios, D. L., Hernández-Rodríguez, O. A., Martínez-Téllez, J. y Núñez-Barrios, A. (2009). Ectomicorrizas en nogal pecanero. *Tecnociencia Chihuahua*, 3, 138–146.
- González-Chávez, M. D., Torres-Cruz, T. J., Sánchez, S. A., Carrillo-González, R., Carrillo-López, L. M. y Porras-Alfaro, A. (2018). Microscopic characterization of orchid mycorrhizal fungi: *Scleroderma* as a putative novel orchid mycorrhizal fungus of Vanilla in different crop systems. *Mycorrhiza*, 28, 147–157. <https://doi.org/10.1007/s00572-017-0808-6>
- Grupe, A. C., Sulzbacher, M. A., Grebenc, T., Healy, R., Bonito, G. y Smith, M. E. (2018). *Tuber brennemanii* and *Tuber floridanum*: Two new *Tuber* species are among the most commonly detected ectomycorrhizal taxa within commercial pecan (*Carya illinoensis*) orchards. *Mycologia*, 110, 780–790. <https://doi.org/10.1080/00275514.2018.1490121>
- Guevara, G., Bonito, G. y Cázares, E. (2013). Revisión del género *Tuber* (Tuberaceae: Pezizales) de México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 84, S39–S49. <https://doi.org/10.7550/rmb.31981>
- Gurgel, F. E., Silva, B. y Baseia, I. G. (2008). New records of *Scleroderma* from northeastern Brazil. *Mycotaxon*, 105, 399–405.
- Guzmán, G., Cortés-Pérez, A., Guzmán-Dávalos, L., Ramírez-Guillén, F. y Sánchez-Jácome, M. (2013). An emendation of *Scleroderma*, new records, and review of the known species in Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 84, S173–S191. <https://doi.org/10.7550/rmb.31979>
- Guzmán, G., Montoya-Bello, L. y Bandala-Muñoz, V. M. (1988). A new species of *Psathyrella* (Agaricales, Coprinaceae) from Mexico with discussions on the known species. *Brittonia*, 40, 229–234.
- Guzmán, G., Ramírez-Guillén, F., Miller, O. K. Jr., Lodge, D. J. y Baroni, T. J. (2004). *Scleroderma stellatum* versus *Scleroderma bermudense*: the status of *Scleroderma echinatum* and the first record of *Veligaster nitidum* from the Virgin Islands. *Mycologia*, 96, 1370–1379. <https://doi.org/10.1080/15572536.2005.11832886>
- Harding, P. R. Jr. (1957). Notes on *Longula texensis* var. *major*. *Mycologia*, 49, 273–276. <https://doi.org/10.1080/00275514.1957.12024640>
- Healy, R., Bonito, G. M. y Smith, M. E. (2016). A brief overview of the systematics, taxonomy, and ecology of the *Tuber rufum* clade. En A. Zambonelli, M. Iotti y C. Murat (Eds.), *True truffle (Tuber spp.) in the World* (pp. 125–136). Suecia: Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-31436-5_8
- Huelsenbeck, J. P. y Ronquist F. (2001) MRBAYES: Bayesian inference of phylogenetic trees. *Bioinformatics*, 17, 754–755.
- Index Fungorum (2021). Index Fungorum. Recuperado el 07 octubre, 2020 de: <http://www.indexfungorum.org/Names/Names.asp>
- INIFAP (Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias). (2002). *Tecnología de producción en nogal pecanero*. Ciudad de México: CELALA-CIRNOC-INIFAP.
- Kerrigan, R. W. (2016). *Agaricus* of North America. *Memoirs of the New York Botanical Garden, Volume 114*. Nueva York: The New York Botanical Garden Press.
- Kirk, P. M., Cannon, P. F., Minter, D. W. y Stalpers, J. A. (2008). *Dictionary of the Fungi, 10th edition*. Wallingford: CABI.
- Kumla, J., Suwannarach, N., Bussaban, B. y Lumyong, S. (2013). *Scleroderma suthepense*, a new ectomycorrhizal fungus from Thailand. *Mycotaxon*, 123, 1–7. <http://doi.org/10.5248/123.1>
- Marx, D. H. (1971). Root inhabiting mycorrhizal fungi benefit growth of trees. En *Proceedings of the 5th Ann. West. Irri. Pecan Grow. Ass. Conf.* (pp. 14–18). New Mexico: New Mexico State University.
- Moreno, G., Lizárraga, M., Esqueda, M. y Coronado, M. L. (2010). Contribution to the study of gasteroid and secotioid fungi of Chihuahua, Mexico. *Mycotaxon*, 112, 291–315.
- Mrak, T., Kühndorf, K., Grebenc, T., Štraus, I., Münzenberger, B. y Kraigher, H. (2017). *Scleroderma areolatum* ectomycorrhiza on *Fagus sylvatica* L. *Mycorrhiza*, 27, 283–293. <https://doi.org/10.1007/s00572-016-0748-6>
- Munsell, A. H. (1954) *Munsell soil color charts*. Baltimore: Munsell Color Company.
- Muñoz, G. y Caballero, A. (2012). Contribución al conocimiento del género *Psathyrella* en la Península Ibérica (I). *Boletín Micológico FAMCAL*, 7, 37–74.
- Nouhra, E. R., Hernández Caffot, M. L., Pastor, N. y Crespo, E. M. (2012). The species of *Scleroderma* from Argentina, including a new species from the *Nothofagus* forest. *Mycologia*, 104, 488–495. <https://doi.org/10.3852/11-082>
- Palestina-Villa, E. N., Parra-Sánchez, L. A., Villegas, M., Garibay-Orijel, R. y Medel-Ortiz, R. (2020). The known species of *Agaricus* (Agaricales, Agaricaceae) in Mexico, an updated and nomenclatural review. *Scientia Fungorum*, 50, e1269. <https://doi.org/10.33885/sf.2020.50.1269>

- Paz, A., González, M. y Crawford, A. J. (2011). Códigos de barras de la vida: introducción y perspectiva. *Acta Biológica Colombiana*, 16, 161–175.
- Phosri, C., Martín, M. P., Watling, R., Jeppson, M. y Sihanonth, P. (2009). Molecular phylogeny and re-assessment of some *Scleroderma* sp. (Gasteromycetes). *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 66, 83–91. <http://dx.doi.org/10.3989/ajbm.2199>
- Posada, D. (2008). jModelTest: Phylogenetic model averaging. *Molecular Biology and Evolution*, 25, 1253–1256. <https://doi.org/10.1093/molbev/msn083>
- Quiñónez, M., Garza, F., Mendoza, J. R., García, J., Sáenz, J. y Bolaños, H. (1999). *Guía de hongos de la región de bosque Modelo Chihuahua*. Chihuahua: Universidad Autónoma de Chihuahua/ Universidad Autónoma de Nuevo León/ Instituto Tecnológico de Ciudad Victoria/ Bosque Modelo Chihuahua, A.C.
- Ramírez, L. R. (2013). Los basidiomicetos: una herramienta biotecnológica promisoriosa con impacto en la agricultura. *Fitosanidad*, 17, 49–55.
- Rivero, S. T., Moorillón, V. N. y Borunda, E. O. (2009). Growth, yield, and nutrient status of pecans fertilized with biosolids and inoculated with rizosphere fungi. *Bioresource technology*, 100, 1992–1998. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.12.078>
- Sagaram, M., Lombardini, L. y Grauke, L. J. (2011). Variation in anatomical characteristics in leaves of pecan seedstocks from Mexico and the United States. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 136, 103–108. <https://doi.org/10.21273/JASHS.1>
- Sánchez-Ledesma, J. A., Guevara-Guerrero, G., Garibay-Orijel, R., Ángeles-Argáiz, R., Ávila-Rodríguez, V., Arreola-Ávila, J. G. et al. (2022). *Tuber caryophilum*, a new truffle species growing in *Carya illinoensis* orchards. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 93, e934893. <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2022.93.4893>
- Sambrook, J., Fritsch, E. y Maniatis, T. (1989). *Molecular cloning: a laboratory guide*. Nueva York: Cold Spring Harbor Laboratories Press.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). (2021). *Avances de siembras y cosechas 2021*. Recuperado el 26 abril, 2022 de: <http://infosiap.siap.gob.mx/gobmx/datosAbiertos.php>
- Smith, A. H. (1972). The North American species of *Psathyrella*. *Memoirs of the New York Botanical Garden*, 24, 1–633.
- Stamatakis A. (2006). RAxML-VI-HPC: Maximum likelihood-based phylogenetic analyses with thousands of taxa and mixed models. *Bioinformatics*, 22, 2688–2690. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btl446>
- Taber, R. A., 1984. Mycorrhizal fungi associated with pecans. En *18th Western Pecan Conference Proceedings* (pp. 135–136). New Mexico: CES-New Mexico State University.
- Tarango, R. S. 2004. *Micorrizas en nogal pecanero y pistachero*. Folleto Técnico No. 16 del INIFAP-Delicias. Chihuahua: Centro de investigaciones regionales norte-centro campo experimental Delicias.
- Tovar, A. R., Cásarez, B. X. y Valdés, M. (2004). Ecología molecular de los hongos ectomicorrízicos. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 27, 267–278.
- Villasante, J., Pérez-Carrillo, E., Heredia-Olea, E., Metón, I. y Almajano, M. P. (2019). In vitro antioxidant activity optimization of nut shell (*Carya illinoensis*) by extrusion using response surface methods. *Biomolecules*, 9, 883. <https://doi.org/10.3390/biom9120883>
- Vrain, T. C., Wakarchuk, D. A., Levesque, A. C. y Hamilton, R. I. (1992). Intraspecific rDNA restriction fragment length polymorphism in the *Xiphinema americanum* group. *Fundamental and applied Nematology*, 15, 563–573.
- Wächter, D. y Melzer, A. (2020). Proposal for a subdivision of the family *Psathyrellaceae* based on a taxon-rich phylogenetic analysis with iterative multigene guide tree. *Mycological Progress*, 19, 1151–1265. <https://doi.org/10.1007/s11557-020-01606-3>
- Yun, W. y Hall, I. R. (2004). Edible ectomycorrhizal mushrooms: challenges and achievements. *Canadian Journal of Botany*, 82, 1063–1073.