

TESIS PARA OPTAR POR EL TÍTULO DE DOCTORA DE LA UNIVERSIDAD
NACIONAL DEL NORDESTE EN BIOLOGÍA

Análisis de las comunidades de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina. Un abordaje taxonómico, ecológico y filogenético.

Lic. Natalia Andrea Ramirez

Director: Dr. Eduardo Ramón Nouhra
Co-Director: Dr. Orlando Fabián Popoff
Sub-Director: Dr. Nicolás Niveiro



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL NORDESTE
FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES Y AGRIMENSURA

Laboratorio de Micología
Instituto de Botánica del Nordeste
(UNNE – CONICET)

Corrientes, Argentina

2022



*Dedicado a María José, niña valiente
y mujer excepcional, ejemplo de
superación y fortaleza.*

Agradecimientos

Este trabajo no hubiese sido posible sin la ayuda y colaboración de las siguientes personas e instituciones:

A mi director, Eduardo Nouhra, por haber aceptado dirigir este proyecto sin conocerme, por las constantes sugerencias y sobre todo por la confianza otorgada y las rápidas correcciones.

A mi co-director, Orlando Popoff, por su amistad, apoyo constante y guía en distintas situaciones tanto académicas como personales.

A mi sub-director, Nicolás Niveiro, por haberme enseñado el mundo de la micología, por la paciencia en cada explicación, por su ayuda incondicional y amistad diaria.

A Luz Thomann, Nicolas Niveiro, Adan Avalos, Carlos Salvador-Montoya, Bárbara De Madrignac, Melisa Alberti, Edgardo Albertó, María Pía Rodriguez, Gustavo López, Dámaris Lining, Silvana Gauto, Fernando Gómez, Jesica Montaña, Alex Somrau, Celeste Vallejos, Hugo Almirón y mi mama, por el apoyo y la compañía durante los trabajos de campo.

A mis colegas micólogos, amigos y compañeros de laboratorio, Barbi, Carlos, Nico y el Profe Popoff, y a toda la familia micológica, Pía, Andre, Sole y Carmen, por los momentos compartidos y las tendidas charlas que han enriquecido este trabajo y mi vida.

A las pasantes del Laboratorio de Micología del IBONE, Dámaris Lining y Jesica Montaña, por su colaboración en el procesamiento de las colecciones para su incorporación al fungario CTES.

A José Miguel Piñeiro y Marta Duré, por su gran ayuda en el análisis estadístico de los datos y la interpretación de los mismos.

A Barbi, mi gran compañera y amiga, por ayudarme en los viajes de colección, acompañarme a los cursos, ser sostén y confidente en todo momento, y por todos y cada uno de los momentos compartidos.

A María Laura Pérez, por enseñarme con tanta paciencia y dedicación todas las técnicas moleculares y los protocolos de extracción y amplificación de ADN, por su amistad, sus consejos y enriquecedoras charlas que alimentan el alma.

A Carlos Salvador Montoya, por su paciencia al enseñarme a procesar las secuencias hasta obtener un árbol filogenético y las innumerables explicaciones de los parámetros a tener en cuenta para cada análisis.

A la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura de la Universidad Nacional del Nordeste y todos los docentes de la Lic. en Ciencias Biológicas, quienes que brindaron las bases para iniciarme en el camino de la investigación.

A la Secretaría General de Ciencia y Técnica (SGCyT-UNNE) por el otorgamiento de las becas de pregrado e iniciación que contribuyeron a mi formación, por el financiamiento parcial de los viajes de colección a través de los proyectos de investigación y el subsidio otorgado que facilitó la realización de esta tesis.

Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), por el otorgamiento de la beca doctoral para llevar a cabo esta tesis.



A los Juegos Deportivos del CONICET, por brindarme un espacio de recreación dentro del mundo laboral y acercarme a personas que hoy forman parte de mi círculo laboral y personal.

Al Fondo IBOL (International Barcode of Life) por financiar la extracción, amplificación y secuenciación de ADN de muestras que formaron parte de este trabajo.

A la Administración de Parques Nacionales de la delegación NEA y al Ministerio de Recursos Naturales Renovables y Turismo de la provincia de Misiones por los permisos de colección otorgados.

Al Centro de Investigaciones Ecológicas Subtropicales (CIES), en especial a Guillermo Gil, Fabián Gatti, Facundo Luque, Dalma Raimundi y Modesta, por facilitarme la estadía y el procesamiento de las muestras en el Parque Nacional Iguazú.

Al Instituto Misionero de Biodiversidad (IMiBio), en especial a Ema y Vicky, por prestarnos los laboratorios para el procesamiento de las muestras y su predisposición durante mi estadía en Iguazú.

A la Fundación Temaikèn, en especial a Paula Bertolini y Gerónimo Torresín, que facilitaron el permiso de colección y nos brindaron un cálido alojamiento en San Ignacio durante los viajes de campo.

A los guardaparques del PN Iguazú, PP Teyú Cuaré y RP Osununú por su apoyo logístico y predisposición en las tareas de campo.

Al Instituto de Botánica del Nordeste (IBONE) por el apoyo institucional y por brindarme un lugar de trabajo diario, y a todo su personal por los gratos momentos compartidos.

A Lucio Simonella y Juan Pablo Torretta y familia, por abrirme las puertas de sus casas y brindarme un cálido hospedaje durante los cursos de posgrado en Córdoba y Buenos Aires.

A mis amigos, Luz, Adri, Juanma, Mar, Migue y Mile, por su amistad, los encuentros culturales, comidas sabrosas, consejos genuinos, charlas terapéuticas y apoyo incondicional que me dieron fuerzas para continuar.

A María José, quien en su corta estadía en este plano supo enseñarme tantas cosas, entre ellas a no rendirme nunca y continuar luchando cuando todo parece gris.

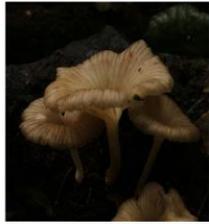
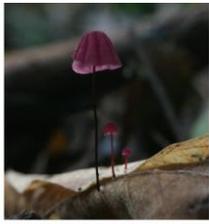
A Adan, mi gran compañero de vida, por bancarme todos los días, por ser uno de los pilares que me sostuvo y alentó a seguir en momentos difíciles o cuando las cosas no salían como esperaba, por su apoyo y amor incondicional, por acompañarme a los cursos y salidas al campo, y por tantas y tantas sugerencias y discusiones laborales que me hicieron notar los errores y mejorar. Gracias por existir!

Por último, y no por ello menos importante, quiero agradecer a mis padres, María y Quito, por darme la vida, ser mi refugio, enseñarme la esencia de la vida y por sobre todo a ser una persona de bien. A mis hermanos Mariela, Aldo y Sabrina, por bancarme siempre, por confiar en mi y estar a mi lado en cada paso que doy. A mis cuñados Camila y Adrián, por acompañarme en todo momento. A toda mi gran familia por comprender las ausencias en fechas importantes, brindarme su apoyo y acompañarme con sus visitas. No me falten nunca!

A todas y cada una de estas valiosas personas que me acompañaron a lograr esta meta y forman parte de mi vida...

Infinitas Gracias!!!





Lista de símbolos y abreviaciones

°	grados	mM	milimolar
'	minutos	μM	micromolar
"	segundos	N	nitrógeno
%	porcentaje	NH₄⁺	amonio
°C	grados Celsius	NO₃	nitrato
≡	sinónimo homotípico	ng	nanogramamo
&	y	NMDS	Escalamiento multidimensional no métrico
aff.	afín, próximo	O	oeste
aprox.	aproximado	OS	Osununú
Bas.	basónimo	pH	potencial hidrógeno
C	carbono	PN	Parque Nacional
cm	centímetro	PP	Parque Provincial
cfr.	confrontar, comparar	Ref.	referencia
Dpto.	departamento	RN	Reserva Nacional
diám	diámetro	RP	Reserva Privada
DAP	diámetro a la altura del pecho	s	segundo (tiempo)
Dist.	distribución	ss.	sensu, según
DC	distrito de los Campos	s. str.	en sentido estricto
DSM	distrito de las Selvas Mixtas	S	sur
ECM	ectomicorriza	SAA	Selva Atlántica Argentina
et al.	y colaboradores	snm	sobre el nivel del mar
Fig.	figura	sp.	especie
f.	forma	sp. nov.	especie nueva
GPS	sistema de posicionamiento global	subsp.	subespecie
ha	hectárea	TC	Teyú Cuaré
Ib.	en el mismo lugar	U	unidad de masa atómica
Id.	el mismo	var.	variedad
IG	Iguazú	vs.	versus
km	kilómetro		
leg.	legado por		
long.	longitud		
m	metro		
mm	milímetro		
μm	micrómetro		
min	minuto		
μL	microlitro		
M	molar		

Índice

Resumen.....	1
Introducción	
La Selva Atlántica.....	4
Los hongos agaricoides y su estudio en Argentina.....	5
Rol ecológico de los hongos.....	7
Objetivos	
Objetivo general.....	10
Objetivos particulares.....	10
Materiales y Métodos	
Sitios de muestreo.....	13
Diseño experimental.....	16
Colección de hongos.....	17
Muestreo de suelo.....	18
Muestreo de variables ambientales.....	18
Identificación taxonómica.....	19
Identificación morfológica.....	19
Identificación molecular.....	20
Análisis estadísticos.....	22
Estimación de riqueza.....	22
Índices de diversidad alfa (α).....	23
Curvas de rango-abundancia.....	23
Número efectivo de especies.....	23
Cálculo de la diversidad beta (β).....	25
Correlación de la diversidad con las variables ambientales.....	25
Escalamiento multidimensional no métrico.....	26
Resultados	
Aspectos taxonómicos y filogenéticos.....	28
<i>Clitopilus scyphoides</i> f. <i>reductus</i> Noordel.....	31
<i>Cystolepiota hemisclera</i> (Berk. & M.A. Curtis) Pegler.....	34
<i>Gymnopus atlanticus</i> V. Coimbra, Pinheiro, Wartchow & Gibertoni.....	38
<i>Gymnopilus rhizopalmus</i> Ramirez & Niveiro, <i>sp. nov.</i>	44
<i>Marasmius guaraniticus</i> Ramirez, Niveiro & Nouhra, <i>sp. nov.</i>	51

<i>Marasmius hygrophanus</i> Ramirez, Niveiro & Nouhra, <i>sp. nov.</i>	55
<i>Marasmius teyucaarensis</i> Ramirez, Niveiro & Nouhra, <i>sp. nov.</i>	58
<i>Marasmius ferruginoides</i> Antonín.....	60
<i>Marasmius magnus</i> A.C. Magnago & J.S. Oliveira.....	70
<i>Marasmius ypyrangensis</i> J.S. Oliveira.....	77
<i>Moniliophthora atlantica</i> Ramirez & Niveiro <i>sp. nov.</i>	80
<i>Pluteus meridionalis</i> Menolli & Capelari.....	87
<i>Trogia cantharelloides</i> (Mont.) Pat.....	93
Aspectos ecológicos.....	96
Diversidad espacial.....	96
Riqueza y abundancia de especies de la SAA.....	96
Estimación de la riqueza específica de hongos agaricoides de la SAA.....	99
Diferencias en la diversidad de hongos agaricoides entre el distrito de las Selvas Mixtas y el distrito de los Campos.....	100
Perfil de diversidad.....	105
Diversidad beta.....	106
Diversidad temporal.....	107
Estructura de las comunidades de hongos agaricoides en otoño y primavera.....	109
Estimación de la riqueza de hongos agaricoides para las estaciones muestreadas.....	110
Diversidad beta.....	112
Relación de la riqueza y abundancia de hongos agaricoides con los factores ambientales.....	112
Relación de la riqueza y abundancia con las variables edáficas.....	118
Preferencia de sustrato y modos nutricionales.....	121
Discusión	
Riqueza y abundancia de hongos agaricoides en la Selva Atlántica Argentina.....	124
Estimación de la riqueza de especies.....	126
Diferencias entre las comunidades del distrito de las Selvas Mixtas y el distrito de los Campos.....	127
Efecto de las variables ambientales en la diversidad de hongos agaricoides.....	128
Preferencia de sustratos y modos nutricionales en los hongos agaricoides.....	130
Conclusiones.....	132
Referencias Bibliográficas.....	135
Anexos.....	153

Resumen

La Selva Atlántica es un complejo de ecorregiones que se extiende desde el noreste de Brasil hasta Rio Grande do Sul, este de Paraguay y noreste de la Argentina. Alberga una gran diversidad de especies, sin embargo, su conocimiento está basado principalmente en la flora y fauna, siendo que la funga no ha sido debidamente estudiada a pesar del importante rol que cumplen sus organismos en el ambiente como degradadores de la materia orgánica, parásitos o simbioses. Los hongos agaricoides se caracterizan por presentar un himenóforo lamelado y basidiomas carnosos. Es un grupo muy diverso, representado en Argentina por aproximadamente 2000 especies. Los estudios sobre este grupo en la Selva Atlántica Argentina son escasos y fragmentados, pese a que las condiciones ambientales son propicias para el desarrollo de los mismos. Por ello, el objetivo del presente trabajo es estudiar la diversidad de hongos agaricoides en dos comunidades vegetales de la Selva Atlántica Argentina (Selvas Mixtas y Selvas del distrito de los Campos) y analizar si las variables ambientales y edáficas afectan los patrones de distribución de las especies fúngicas. Los sitios estudiados se localizan en la provincia de Misiones, en los municipios de Puerto Iguazú, San Ignacio y Profundidad. Los muestreos se realizaron en épocas favorables para el desarrollo de basidiomas (otoño y primavera) durante tres años consecutivos, mediante transectas de 50 m² establecidas al azar. El procesado y la identificación taxonómica del material se realizó mediante técnicas estandarizadas para el estudio del grupo en cuestión. A partir de esto, se aplicaron distintos estadísticos con el fin de caracterizar las comunidades fúngicas existentes en los distritos de la SAA, estableciendo también su relación con las diferentes variables ambientales y edáficas. Durante el muestreo, se ha obtenido un total de 2746 registros pertenecientes a 528 especies/morfoespecies de hongos agaricoides para ambos distritos de la SAA. De éstas, se han identificado 87 especies, de las cuales 7 representan nuevas citas para el país, 29 amplían su distribución para la provincia de Misiones y se describen 5 especies nuevas para la ciencia. Los estudios ecológicos realizados revelan que ambos distritos estudiados son altamente diversos y que no exhiben diferencias en la diversidad espacial, pero sí en la temporal, siendo el otoño más diverso que la primavera. Se pudo constatar una baja similitud entre los sitios muestreados, siendo el recambio de las especies el principal causante de la disimilitud. Asimismo se obtuvo una baja similitud entre las estaciones, contribuyendo el recambio de especies y la diferencia de riqueza casi de manera igualitaria a la disimilitud. A su vez, se pudo corroborar que el desarrollo de basidiomas de los hongos agaricoides se rige por límites estrechos de temperatura y humedad, factores que favorecen el desarrollo de los basidiomas en otoño y primavera. Por otra parte, considerando las variables edáficas, las

especies mostraron un claro patrón de agrupamiento acorde a los sitios muestreados, sin embargo, las correlaciones no son claras para sacar conclusiones respecto a la relación con la riqueza y abundancia de especies. Los estimadores de riqueza demostraron que el número potencial de especies de hongos agaricoides de la SAA es superior al obtenido en el presente trabajo, sin embargo el muestreo fue suficiente para registrar la mayoría de las especies. De acuerdo a los modos nutricionales, se confirmó que la mayoría de los hongos agaricoides son saprótrofos (96,8), el 0,6% fue registrado como patrótrofo, el 0,3% como potenciales simbiótrofos, mientras que del 2,3% restante se desconoce si presentan una relación mutualista o parasitaria con su hospedador, por lo que se requiere de estudios más exhaustivos para dilucidar esta cuestión. Finalmente, los resultados obtenidos en este estudio contribuyen sustancialmente al conocimiento de los hongos agaricoides que habitan la Selva Atlántica en Argentina, demostrando que la diversidad es muy superior a la conocida. Sin embargo, se deben realizar estudios más exhaustivos abarcando otros sitios de muestreo y estaciones del año para registrar una mayor cantidad de especies, del cual podrían surgir numerosas novedades.

Introducción



La Selva Atlántica

La Selva Atlántica es un complejo de ecorregiones que se extiende desde el noreste de Brasil, descendiendo por las serranías costeras hasta Rio Grande do Sul. Hacia el sur, la Selva Atlántica ingresa hasta el este de Paraguay y noreste de la Argentina formando la Selva Atlántica Interior. A pesar de que la Selva Atlántica ocupa menos del 1% de la superficie del planeta, contiene un 7% de las especies conocidas de la Tierra (Placci & Di Bitetti 2006, De Angelo 2009) y más del 50% de la biodiversidad de Argentina (Brown et al. 2002) con los mayores valores de endemismos de plantas vasculares (Zuloaga et al. 1999). Teniendo en cuenta el alto número de especies endémicas y la escasa superficie que conserva (aproximadamente el 7 % de su superficie original), la Selva Atlántica fue incorporada en las “*Global 200*” por el Fondo Mundial por la Naturaleza (WWF) (Oslo & Dinerstein 2002) y dentro de los “*Biodiversity hotspot*” por “*Conservation International*” (Myers et al. 2000, Mittermeier et al. 2005). Sin embargo, el conocimiento de la biodiversidad de la región está basado principalmente en su flora (plantas vasculares) y fauna (vertebrados). La funga (Gravesen 2000), otro grupo de organismos poco conocido, pero ecológicamente muy importante, aún no ha sido debidamente tratada, presentando estudios que son aún escasos, fragmentarios y distan de ser exhaustivos.

En nuestro país, esta región biogeográfica es también conocida como Provincia Subtropical Oriental (Martínez Crovetto 1963), Selva Atlántica del Paraná Superior (Placci & Di Bitetti 2006), Selva Pluvial Semicaducifolia (Oyarzabal et al. 2018) o Provincia Paranaense (Cabrera 1994, Burkart et al. 1999, Arana et al. 2021) entre otros, siendo nombrada de ahora en más, Selva Atlántica Argentina. Martínez Crovetto (1963) reconoce el sector Planaltense en las zonas más elevadas del noreste de Misiones, caracterizado por la presencia de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze, y el sector Misionero que se caracteriza por la existencia de selvas higrófilas con predominio de Lauráceas. Este último incluye varios distritos, como ser el distrito del Palo Rosa, de los Laureles, de los campos y del Urunday, entre otros. Por otro lado, Cabrera (1994) y Arana et al. (2021) diferencian dos distritos dentro de la Provincia Paranaense: el distrito de las Selvas Mixtas, que ocupa casi toda la provincia de Misiones; y el distrito de los Campos, que abarca el sur de Misiones y NE de Corrientes. En el distrito de las Selvas Mixtas se reconocen tres estratos arbóreos: uno superior con árboles de 20-30 m de altura, formado por selvas de laurel [*Nectandra saligna* Nees & Mart.], guatambú [*Balfourodendron riedelianum* (Engl.) Engl.], maría preta [*Diatenopteryx sorbifolia* Radlk.], cedro [*Cedrela fissilis* Vell.], anchico colorado [*Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan], incienso [*Myrocarpus frondosus* Allemão], lapacho rosado [*Handroanthus*

heptaphyllus (Vell.) Mattos], lapacho amarillo [*Tabebuia pulcherrima* Sandwith], entre otros, sumándose en el extremo norte de la provincia el palo rosa [*Aspidosperma polyneuron* Müll. Arg.] y el palmito [*Euterpe edulis* Mart.]; un estrato medio donde se destaca el aguay [*Chrysophyllum gonocarpum* (Mart. & Eichler) Engl.], alecrín [*Holocalyx balansae* Micheli], loro blanco [*Bastardiopsis densiflora* (Hook. & Arn.) Hassl.], petiribí [*Cordia trichotoma* (Vell.) Arráb. ex Steud.] y muchos más; y un estrato de poca altura formado por el cocú [*Allophylus edulis* (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Hieron. ex Niederl.], maricá [*Mimosa bimucronata* (DC.) Kuntze] y guatatumba [*Casearia sylvestris* Sw.]. Además, se reconoce un estrato arbustivo predominado por bambúes y helechos arborescentes en algunas zonas, y un estrato herbáceo con gramíneas, helechos y lianas (Cabrera 1994). Al sur de Misiones entre las selvas de laurel y el distrito de los Campos, se forma una faja irregular de selvas con urunday (*Astronium balansae* Engl.). Por otra parte, el distrito de los Campos se caracteriza por las extensas sabanas de gramíneas que no superan los 1,5 m de altura, alternando a veces con matorrales o bosques que se forman a orillas de ríos y lagunas en forma de galerías, cuyo componente principal es el urunday [*Astronium balansae* Engl.] (Cabrera 1994, Arana et al. 2021). Asimismo, Arana et al. (2021) reconocen además la Provincia del Bosque de Araucaria ocupa la porción oriental y más elevada de la provincia de Misiones, entre los 600 y 850 m de altitud. Está conformada por bosques húmedos de *Araucaria angustifolia* alternando con *Podocarpus lambertii* [Klotzsch ex Endl.], laurel layana [*Ocotea pulchella* (Nees & Mart.) Mez], *Butia eriospatha* [(Mart. ex Drude) Becc.], yerba mate [*Ilex paraguariensis* var. *paraguariensis* A. St.-Hil.], cedro americano [*Cedrela odorata* L.] y varias especies de Lauraceae. Acompañan a las especies mencionadas diversos arbustos y helechos, así como también lianas y epífitas.

Los hongos agaricoides y su estudio en Argentina

Los hongos agaricoides son comúnmente llamados “hongos de sombrero” o “setas”. Poseen sus basidiomas (basidiocarpo o cuerpos fructíferos) con forma de sombrilla abierta, formados por un pie o estípite y un sombrero o píleo, el cual presenta en la cara inferior un himenóforo formado por laminillas radiales que soporta el tejido fértil. Son hongos carnosos, en general de consistencia blanda y putrescente, lo que lleva a que sus basidiomas sean generalmente efímeros, perdurando desde unas pocas horas hasta unas semanas dependiendo de la especie (Alexopoulos et al. 1996, Kendrick 2000). Existe una amplia variación en esta morfología básica en cuanto a caracteres como el tamaño del basidioma, la presencia de velos (universal y parcial) que derivan en diferentes configuraciones de anillos y volvas en el estípite, que, sumado a otras características como la fijación de las laminillas y el color de la

esporada, describen los hábitos generales (Largent & Baroni 1988). Desde el punto de vista microscópico también existe una gran diversidad de caracteres, como el tamaño, la forma, la ornamentación y las reacciones químicas de las esporas; la disposición de las capas de recubrimiento del basidioma (pileipellis, estipitipellis) y la trama himenoforal; y la presencia de estructuras especializadas como los cistidios y las setas, todos ellos caracteres de gran valor taxonómico.

Actualmente se sabe que los hongos agaricoides no corresponden a un grupo sistemático, sino a un grupo morfológico, siendo útil esta clasificación para su estudio a campo y para la identificación de los hongos con la literatura (Piepenbring 2015). Los estudios moleculares realizados en los últimos años, revelaron que estos hongos forman un grupo polifilético representado por especies de los órdenes Agaricales, Russulales, Boletales, Hymenochaetales, Cantharellales, Cortinariales y Poliporales (Hibbett et al. 2007, Webster & Weber 2007, Piepenbring 2015). Cuentan en el mundo con más de 500 géneros y 17.000 especies (He et al. 2019, Wijayawardene et al. 2020). A pesar de ser uno de los grupos de hongos más conspicuos y comparativamente mejor estudiado, una inmensa cantidad de la diversidad real sigue sin describirse, escondida bajo nombres de uso común que los datos moleculares han revelado que en algunos casos se trata de grupos de especies morfológicamente crípticas (Hibbett et al. 2014). Si bien presentan una distribución cosmopolita, muchas especies se hallan en áreas geográficas restringidas (Alexopoulos et al. 1996), mientras que otras fueron registradas solo en la localidad tipo. El basidioma de los hongos agaricoides surge de un extenso micelio perenne que se ramifica, muchas veces invisible a los ojos, a través del suelo, restos de plantas, animales o de la madera, acumulando energía para su fructificación (Kendrick 2000). Esto ocurre de manera estacional cuando las condiciones son favorables, generalmente durante el otoño y la primavera, es decir, cuando la humedad es relativamente alta producto de las precipitaciones acumuladas y la temperatura no es extrema (Ramirez 2014).

El inicio de la micología en nuestro país estuvo marcado por las contribuciones de Spegazzini (Spegazzini 1880abc), quien describió a lo largo de su vida cientos de especies de macrohongos. Décadas más tarde, ya en el siglo XX, Singer realizó notables obras referidas a los Agaricales (Singer & Digilio 1952, Singer 1969, 1986) y publicó varios tratados monográficos que abarcaron diferentes géneros de Agaricales de Sudamérica y el Neotrópico, como ser *Crepidotus* (Singer 1947), *Pluteus* (Singer 1956, 1958, 1962), *Gloiocephala*, *Manuripia*, *Epicnaphus* y *Hymenogloea* (Singer 1960), *Inocybe* (Singer 1962), *Oudemansiella*, *Macrocystidia*, *Xerula*, *Mycenella*, *Pseudohiatula*, *Cyptotrama* y *Flammulina*

(Singer 1964), *Xeromphalina* (Singer 1965a), *Marasmius* y géneros relacionados (Singer 1965b, 1976), *Tricholoma* (Singer 1966), *Omphalina*, *Gerronema*, *Lactocollybia*, *Macrocystidia*, *Pleurocollybia*, *Lulesia*, *Armillariella*, *Arthrosporella* y *Callistosporium* (Singer 1970a), *Phaeocollybia* (Singer 1970b), *Marasmiellus*, *Crepidotus* y *Simocybe* (Singer 1973), *Campanella*, *Aphyllotus* y *Marasmiellus* (Singer 1975), e *Hydropus* (Singer 1982).

Cabe mencionar también los aportes realizados por Horak, quién contribuyó con registros para la Patagonia (Horak 1964a-c, 1967, 1980), y Raithelhuber que publicó numerosos trabajos referidos a los Agaricales de Argentina (Raithelhuber 1974, 1977, 1987a, 1988, 1991, 2004), además de tratados monográficos de algunos géneros presentes en Sudamérica (Raithelhuber 1979, 1980, 1984ab, 1985a-f, 1987bc, 1990). Si bien muchos micólogos han trabajado en Argentina durante el último siglo estudiando este grupo de hongos, el conocimiento es aun notablemente incompleto, existiendo grandes áreas del territorio que han sido pobremente estudiadas (Niveiro & Albertó 2008). En la actualidad se conocen un poco más de 2000 especies para nuestro país (Niveiro & Albertó 2008, 2012a-c, 2013a-c, 2014, Wright et al. 2008, Lechner & Papinutti 2011, Papinutti & Lechner 2011, Romano & Lechner 2014, Lechner 2015, Niveiro et al. 2015ab, 2017, 2018, 2020a, 2021ab, Buyck et al. 2017, Kuhar et al. 2017, 2019, Ramirez et al. 2017, 2021ab, Romano et al. 2013ab, 2014, 2017ab, 2020, Alberti et al. 2020ab, Martinez et al. 2020, Martinez & Lechner 2021, Suarez et al. 2021), de las cuales 169 han sido registradas para la Selva Atlántica Argentina. Las estimaciones de la diversidad del grupo realizadas por Niveiro (2013) indican que se conoce menos del 50% de las especies para el área en cuestión. Esto se refleja en la reciente descripción de especies nuevas para la ciencia (Lechner et al. 2006, Niveiro et al. 2012b, 2014ab, 2021b, Ramirez et al. 2021a) y nuevos registros para la región (Lechner et al. 2006, Niveiro et al. 2009, 2010, 2011, 2012ab, 2015ab, 2017, 2020b, 2021a, Campi Gaona et al. 2015, Grassi et al. 2016, Alberti et al. 2020b, Ramirez et al. 2021b), sumando un total de 197 especies registradas de hongos agaricoides.

Rol ecológico de los hongos

Los hongos son organismos heterótrofos que se alimentan por absorción y colonizan una gran variedad de sustratos. Se sabe que las comunidades fúngicas se caracterizan por poseer especies saprótrofas, simbiotrófas y patótrofas, estableciendo así relaciones tróficas diversas con las comunidades vegetales asociadas (Bills et al. 1986, Villeneuve et al. 1989, O'Hanlon & Harrington 2012, Komura et al. 2017). Asimismo, la mayor diversidad de hongos es del tipo saprotrófico, particularmente abundantes en regiones tropicales-subtropicales, y descomponen preferentemente la celulosa y lignina, entre otros compuestos

que los demás organismos no pueden degradar (Lodge 1997, Geml et al. 2014), ocupando un rol fundamental en el ciclo de la materia y energía, contribuyendo sobre todo a los ciclos de carbono y nitrógeno (Piepenbring 2015). Otros forman simbiosis ectomicorrícicas (simbiotróficos) con las raíces de especies vegetales como ser Pinaceae, Fagaceae y Nothofagaceae (Smith & Read 2010) y generalmente son abundantes en biomas boscosos, en climas templados y fríos. Probablemente más del 80% de las plantas terrestres forman micorrizas, siendo más común de lo que parece (Piepenbring 2015). Sin embargo, en los últimos años, un importante número de especies fúngicas ectomicorrícicas se ha descrito en bosques neotropicales, asociadas a especies arbóreas ectotróficas de las familias Dypterocarpaceae, Myrtaceae, Nyctaginaceae, Polygonaceae y Fabaceae (Singer et al. 1983, Haug et al. 2004, Tedersoo et al. 2010, Henkel et al. 2011, Smith et al. 2011, Séne et al. 2015), como así también especies de hongos de las que aún se desconoce si presentan una relación mutualista o parasitaria (patotróficos) con su hospedero (Halbwachs et al. 2013). Considerando este aspecto, hasta la fecha son escasos los trabajos que traten la diversidad y riqueza de hongos existentes en los Bosques Subtropicales Sudamericanos y su interacción con las comunidades vegetales que allí coexisten.

Geml et al. (2014) mostraron una marcada diferencia en los componentes de las comunidades fúngicas de las Yungas en relación a factores bióticos, como el tipo de vegetación (ECM vs. no ECM) y abióticos como la altitud y el clima. Asimismo, demostraron que la riqueza y diversidad de macrohongos se relaciona con la estructura de la vegetación, habiendo una mayor diversidad de hongos saprótrofos en los bosques subtropicales que se establecen a baja altura y una mayor abundancia de especies ectomicorrícicas en bosques subtropicales de mayor altitud, en asociación con formaciones boscosas que incluían especies ectotróficas. Adicionalmente, otros estudios en regiones tropicales (Munguía et al. 2003, 2005; Gómez-Hernández et al. 2011), demostraron que el ensamblaje de las comunidades fúngicas y la distribución de las especies dentro de los grupos funcionales, están correlacionados con la estructura de la vegetación. Para la región a estudiar existen algunos antecedentes de especies fúngicas ectomicorrícicas, como *Laccaria* sp. y *Entoloma* sp. (Wright & Wright 2005, Niveiro 2013), como así también la presencia de potenciales hospedadores como *Coccoloba* sp., *Inga* sp., *Salix* sp. y *Pisonia* sp. (Sulzbacher et al. 2013), que están presentes en la Selva Atlántica Argentina (<http://www.floraargentina.edu.ar>).

Los hongos agaricoides han sido el objeto de numerosos trabajos de diversidad en la SAA, posiblemente más que cualquier otro grupo de hongos. Sin embargo, la mayoría de estos estudios tienen un enfoque principalmente taxonómico, mientras que los aspectos

ecológicos de estos organismos son tratados de manera muy superficial en el mejor de los casos. La dificultad para el desarrollo de estudios ecológicos de la funga en diferentes hábitats nos ha privado de contestar preguntas tan básicas como el número de especies en una localidad específica, o si la diversidad es mayor en un tipo de bosque que en otro. Considerando que la SAA es una ecorregión hiperdiversa que alberga un sinnúmero de nichos potenciales para el desarrollo de los hongos en general, es indispensable estudiar la diversidad de especies con una visión integradora mediante el análisis de caracteres morfológicos y moleculares, analizando además la relación entre la diversidad y distintos factores ambientales que estructuran las comunidades.

Objetivos



Marasmius longisporus

Objetivo general

- Estudiar la diversidad de hongos agaricoides en dos comunidades vegetales de la Selva Atlántica Argentina (Selvas Mixtas y Selvas del distrito de los Campos) y analizar el efecto de las variables ambientales y edáficas sobre la estructura de las comunidades fúngicas.

Objetivos particulares

- Analizar la riqueza de especies de hongos agaricoides que ocurren en las Selvas Mixtas y Selvas del distrito de los Campos a partir del relevamiento, descripción e identificación de las especies.
- Analizar la diversidad de hongos agaricoides en relación a los parámetros ambientales.
- Inferir el modo nutricional de las especies agaricoides investigando las afinidades taxonómicas, los hospedantes vegetales y sustratos asociados a cada especie, estableciendo así posibles asociaciones simbióticas, parasíticas y saprofíticas en las comunidades de las Selvas Mixtas y Selvas del distrito de los Campos.

A close-up photograph of a dark, textured branch covered with numerous small, light-colored mushrooms. The mushrooms have a distinct, pleated or ribbed appearance, characteristic of the genus Marasmiellus. The background is a soft, out-of-focus green, suggesting a natural, outdoor setting.

Materiales y Métodos

Marasmiellus sp.

Sitios de muestreo

Las colecciones se realizaron en distintas áreas protegidas de la Provincia de Misiones, en las cuales se encuentra representada la vegetación del distrito de las Selvas Mixtas (Parque Nacional Iguazú y Reserva Nacional Iguazú) y del distrito de los Campos (Parque Provincial Teyú Cuaré, Reserva Privada Osununú y Parque Provincial Cañadón de Profundidad) (Fig. 1). Las mismas se realizaron dos veces por año en las estaciones favorables para el desarrollo de los basidiomas (otoño y primavera) por el término de tres años consecutivos (otoño 2017 - primavera 2019).

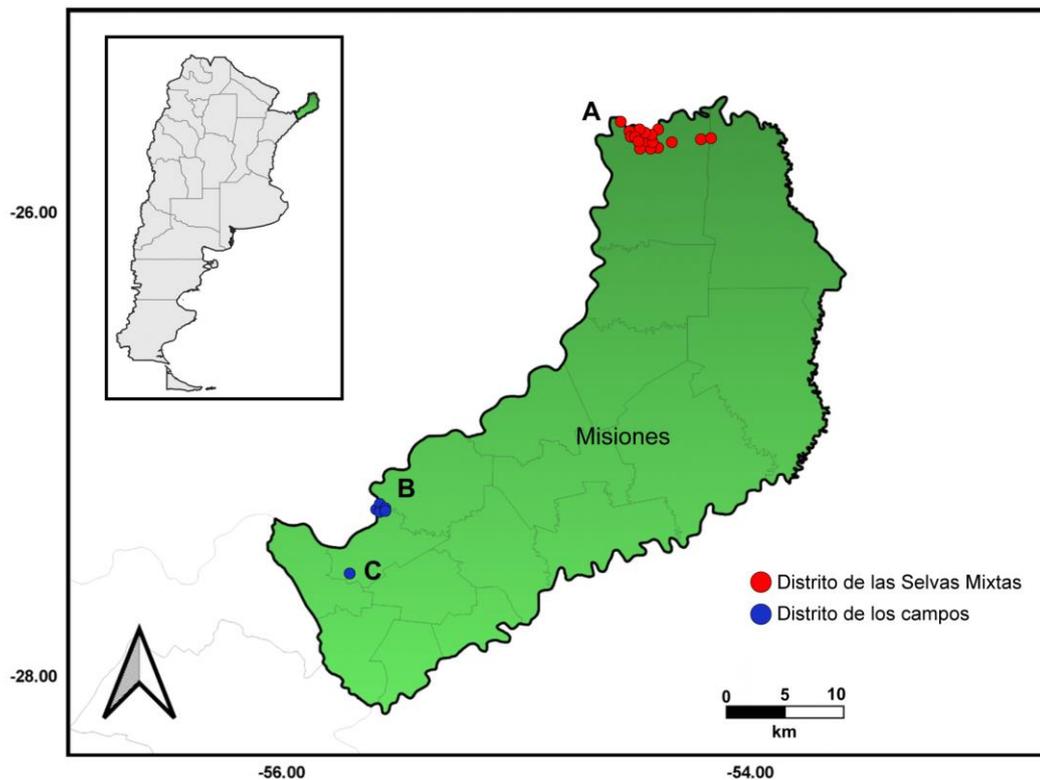


Fig. 1. Área de estudio y sitios de muestreo. **A.** Puntos de colecta realizados en el PN Iguazú y RN Iguazú. **B.** Puntos de colecta realizados en el PP Teyú Cuaré y RP Osununú. **C.** Puntos de colecta realizados en el PP Cañadón de Profundidad.

Parque Nacional Iguazú y Reserva Nacional Iguazú

Tanto el PN Iguazú como la RN Iguazú se ubican en el departamento Iguazú, entre los paralelos 25° 31' y 25° 43' de latitud S y los meridianos 54° 08' y 54° 32' de longitud O, al extremo NO de la provincia de Misiones (Fig. 2). Actualmente se considera que tienen una superficie de 67.698 ha (SIB 2022), de las cuales las 7.675 ha ubicadas al Oeste, más próximas a Puerto Iguazú, se encuentran en la categoría de Reserva Nacional destinadas al turismo, 78 en categoría de Reserva Natural Silvestre, mientras que las restantes 59.945 ha se encuentran en la categoría de PN propiamente dicho. En esta región el clima es subtropical cálido y húmedo, con una precipitación media anual de 1800-2000 mm. No presenta una marcada estación seca, pero Crespo (1982) y Di Bitetti (2001) mencionan dos picos de precipitaciones para otoño y primavera. Por su parte, la temperatura media anual es del orden de los 20,7 °C, con temperaturas medias máximas de 31,8 °C (enero) y temperaturas medias mínimas de 10,7 °C (junio y julio). La humedad relativa media anual es del 78,7%. El relieve del área es ondulado y su altura oscila entre los 200-350 m snm. Las depresiones que se originan entre las lomadas, dan lugar a valles de ríos y arroyos. El suelo es bien drenado, de textura arcillosa, muy ácido, rico en óxido de hierro, aluminio y nutrientes. Este tipo de suelo es el resultado del proceso de transformación del material basáltico en condiciones de un clima cálido y húmedo (Burkart et al. 1999). Los suelos rojos, que son profundos cerca de los ríos, se vuelven menos profundos y más rocosos en altitudes mayores (Ligier 2000, Placci y Di Bitetti 2006).

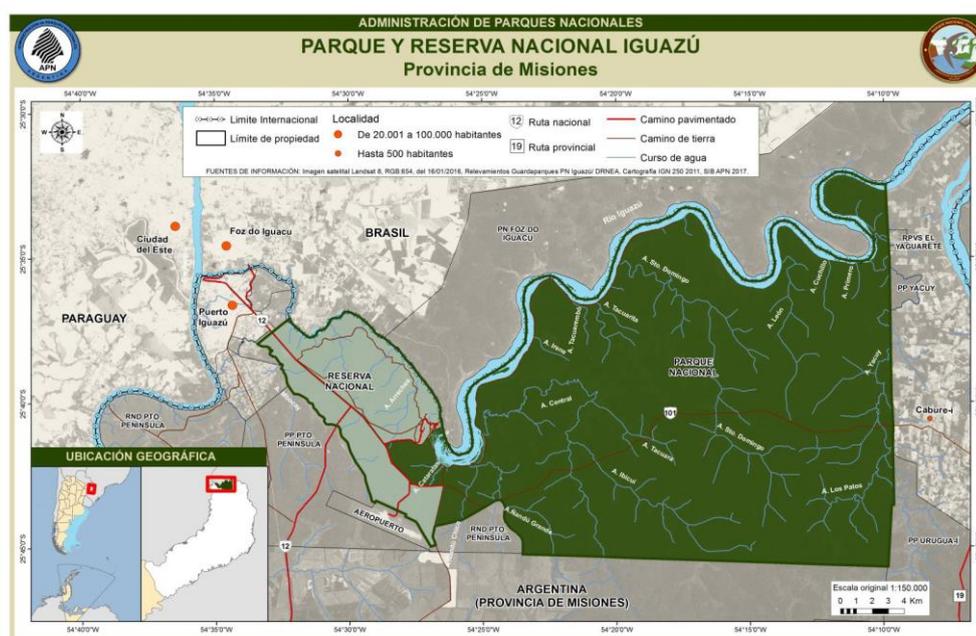


Fig. 2. Ubicación de la RN Iguazú y el PN Iguazú. Extraído del plan de gestión del PN Iguazú 2017-2023.

Reserva Privada Osununú, Parque Provincial Teyú Cuaré y Cañadón de Profundidad

El PP Teyú Cuaré se encuentra contiguo a la RP Osununú, ambas áreas localizadas a orillas del río Paraná al sudoeste de la provincia de Misiones, en la localidad y departamento San Ignacio (Fig. 3). El PP Teyú Cuaré se ubica a $55^{\circ} 35' O$ y $26^{\circ} 17' S$, y posee una superficie de 78 ha, mientras que la RP Osununú se localiza a $55^{\circ} 34' O$ y $27^{\circ} 17' S$ protegiendo una superficie total de 168 ha. Por su parte, el PP Cañadón de Profundidad se encuentra localizado al sur de la provincia de Misiones en el municipio de Profundidad, departamento Candelaria, a los $55^{\circ} 43'$ de longitud O y $27^{\circ} 34'$ de latitud S, y resguarda 19 ha de Selva en el distrito de los Campos.

El clima es subtropical sin estación seca e isohigro, es decir que las estaciones hídricas son poco definidas y en cualquier estación puede haber sequías o lluvias abundantes. En cuanto a las precipitaciones, los registros son de 1737,7 mm anuales.

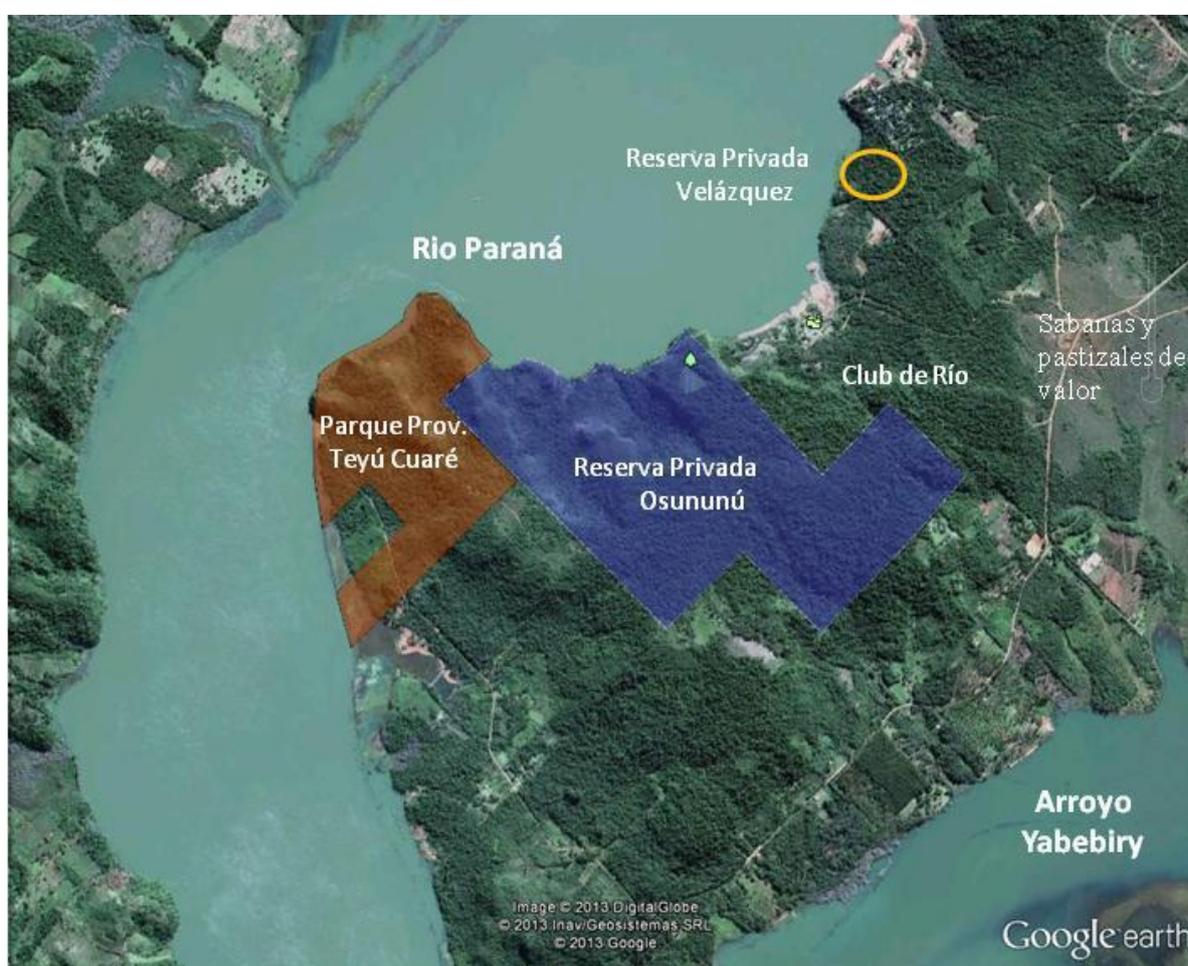


Fig. 3. Ubicación de la RP Osununú y el PP Teyú Cuaré. Extraído del plan de manejo de la RP Osununú 2014.

En referencia a la temperatura, se registra una media anual de 20,3 °C, la media del mes más cálido es de 25,3 °C mientras que la del mes más frío es de 14,9 °C (Martínez-Crovetto 1963). Aproximadamente la mitad de la superficie del área posee un relieve con suaves ondulaciones y algunas colinas producto del modelado fluvial de los afluentes del río Paraná, con alturas que van desde los 80 a los 190 m snm, mientras que la otra mitad tiene un declive abrupto formando un verdadero cañadón de paredes acantiladas y rocosas.

Diseño experimental

Para caracterizar las comunidades fúngicas se realizaron muestreos sistemáticos mediante transectas. El diseño experimental se basó en lo propuesto por Gómez -Hernández & Williams-Linera (2011) y Lodge et al. (2004) con modificaciones. En cada viaje de colección, se delimitaron 5 (cinco) puntos de muestreo al azar en las áreas boscosas de cada distrito (distrito de las Selvas Mixtas y distrito de los Campos) que se encuentran detallados en la Tabla 1. Dichos puntos fueron numerados consecutivamente del 1 al 30. A su vez, para que el muestreo resulte más representativo, se realizaron 4 transectas de 25 x 2 m en cada punto de muestreo, donde se registraron y/o colectaron todos los hongos de tipo agaricoides presentes. Cada punto estuvo separado de los restantes por una distancia mínima de 1 km para asegurar la independencia de los datos.

Tabla 1. Detalle de los viajes de colección realizados.

Puntos / localidad	Fecha	Acompañantes	N° de registros	N° de colectas
1 - 5 / Distrito de las Selvas Mixtas	20- 24/III/2017	C. Salvador- Montoya, N. Niveiro, M. Alberti y E. Albertó	239	236
1 - 5 / Distrito de los Campos	17- 24/IV/2017	M. L. Thomann	463	375
6 - 10 / Distrito de las Selvas Mixtas	10- 13/X/2017	M. L. Thomann, M. P. Rodriguez y G. López	84	70
6 - 10 / Distrito de los Campos	16- 19/X/1017	D. Lining, M. P. Rodriguez, S. Y. Gauto, F. Gómez y N. Niveiro	103	94
11 - 15 / Distrito de las Selvas	11- 13/IV/2018	A. Avalos, N. Niveiro, B. R. de Madriagnac y M. P.	272	162

Mixtas		Rodriguez		
11 - 15 / Distrito de los Campos	6-9/IV/2018	A. Avalos, N. Niveiro, B. R. de Madrignac y M. P. Rodriguez	315	261
16 - 20 / Distrito de las Selvas Mixtas	2-5/X/2018	B. R. de Madrignac, J. J. Montaña y N. Niveiro	420	245
16 - 20 / Distrito de los Campos	19/IX-1/X/2018	B. R. de Madrignac, J. J. Montaña y N. Niveiro	170	136
21 - 25 / Distrito de las Selvas Mixtas	25-27/IV/2019	A. Avalos, N. Niveiro, B. R. de Madrignac y D. Lining	320	244
21 - 25 / Distrito de los Campos	22-24/IV/2019	A. Avalos, N. Niveiro, B. R. de Madrignac y D. Lining	196	126
26 - 30 / Distrito de las Selvas Mixtas	12-13/X/2019	N. Niveiro, A. Somrau, C. Vallejos y H. Almirón	72	50
26 - 30 / Distrito de los Campos	9-11/X/2019	N. Niveiro, A. Somrau, C. Vallejos y H. Almirón	92	69

Colección de hongos

Los hongos fueron numerados y fotografiados *in situ*, registrando además el sustrato en el que se encontraban creciendo y algunos caracteres que se pierden al deshidratarse (por ejemplo, tamaño, forma y coloración del basidioma). Seguidamente, fueron recogidos con la ayuda de un cuchillo, de forma que se conservara la base del estípite y su inserción en el sustrato, y fueron ubicados en una caja de colección de plástico para ser trasladados hasta el laboratorio evitando así el deterioro del material. Una vez en el laboratorio, se seleccionaron algunos ejemplares de interés y se tomaron pequeñas muestras de tejido fúngico (principalmente del contexto y del ápice del estípite) en sobres de papel manteca rotulados, que fueron colocados en bolsas herméticas con sílica gel. Todos los ejemplares coleccionados fueron trasferidos a bolsa de papel rotuladas y luego ubicados en la estufa a 45-50 °C diseñada para deshidratar completamente los materiales a través de un flujo constante de calor

ascendente. Una vez finalizado el proceso de secado del material a campo, los mismos fueron almacenados en bolsas de polietileno para evitar que se humedezcan.

Al regreso de los viajes de colección, se mantuvieron las muestras en freezer (-20 °C) por una semana para eliminar posibles insectos, larvas y/o huevos de los mismos y evitar que deterioren más tarde las muestras. Posteriormente, se colocó cada una de ellas en una bolsa de polietileno con cierre hermético tipo ziploc y se acondicionó para su incorporación al fungario CTES, intercalando y ordenando las colecciones por sitio de muestreo y número de transecta. Cada una de las muestras fue rotulada con un código diseñado a tal fin. El mismo incluye dos letras que hacen referencia a la localidad donde fue colectada (IG= PN Iguazú, TC= PP Teyú Cuaré, OS= RP Osununú y PF= PP Cañadón de Profundidad), seguido del punto (números consecutivos del 1 al 30), el número de transecta (números del 1 al 4 perteneciente a cada transecta) y finalmente el número de cada muestra (números consecutivos a partir del 1 que identifica a cada muestra registrada/colectada). Por ejemplo, la muestra IG11-1-6 fue colectada en el PN Iguazú, en el punto 11, transecta 1 y pertenece al material colectado N° 6.

Muestreo de suelo

El muestreo de suelo se realizó una sola vez al inicio del muestreo de hongos. Consistió en la toma de diez muestras compuestas, una por cada punto de muestreo. Cada muestra estuvo conformada por 15 submuestras tomadas en las respectivas transectas (al inicio, mitad y final de las mismas). Estas submuestras fueron colectadas de los primeros 20 cm de profundidad del suelo mediante un tubo de PVC de 5 cm de diám., despejando previamente la superficie de toda materia orgánica. El suelo colectado fue homogeneizado en una bolsa de polietileno, de la cual se extrajo aproximadamente 1 kg de suelo que conformó la muestra (Sparks 1996). Estas muestras fueron procesadas en el Centro Tecnológico de Producción (Ce.Te.Pro.) dependiente del Ministerio de Producción de la Provincia de Corrientes, con el fin de determinar el % de materia orgánica, % de carbono orgánico, % de nitrógeno total, C/N, N-NO₃, NH₄⁺, fósforo y pH.

Muestreo de variables ambientales

Se registró en cada punto de colección las coordenadas geográficas obtenidas con un GPS portátil Garmin eTrex 10. A su vez, se registró la cantidad de árboles mayores a 30 cm de DAP incluidos en cada transecta y se contabilizó el número de maderas gruesas, tocones, troncos superiores a 2 m long. y ramas caídas que se encontraban presentes al momento de realizar la colecta.

Se registró la temperatura y humedad del aire en cada punto mediante un termohigrómetro digital colocado a 1 m de distancia del suelo. Los factores macroclimáticos como ser las precipitaciones, humedad ambiental y temperatura, se obtuvieron de las estaciones meteorológicas más próximas al área de muestreo (Puerto Iguazú y Posadas). Dicha información fue solicitada al Servicio Meteorológico Nacional.

Identificación taxonómica

Identificación morfológica

Los hongos recolectados fueron descriptos macroscópicamente en el laboratorio con ayuda de un microscopio estereoscópico Leica CME, siguiendo los criterios propuestos por Largent (1973), Vellinga (1988) y Lodge et al. (2004). Los códigos de los colores fueron descriptos de acuerdo a Kornerup y Wanscher (1978). El hábito de los basidiomas sigue la terminología propuesta por Largent & Baroni (1988). Se determinó el número de laminillas que van desde el borde del píleo hasta el ápice del estípite (L) y el número de series de lamélulas entre las laminillas (l) en ciertos grupos taxonómicos en los cuales es relevante este dato (ej. *Marasmius*). Para el estudio microscópico (elementos que forman la pileipellis, contexto del píleo y estípite, trama himenoforal, esporas, basidios y cistidios), se realizaron cortes a mano alzada que fueron hidratados con KOH 5% y teñidos con floxina 1%, azul de cresilo y reactivo de Melzer principalmente (Wright & Albertó 2002). Las medidas de las estructuras microscópicas fueron obtenidas directamente con un aumento final de 1000x, o bien, a través de fotografías tomadas mediante el microscopio con cámara incorporada Leica ICC50 W, usando el software Image J® (Schneider et al. 2012). Para dichas estructuras, se proporciona el intervalo mínimo-máximo. Para las esporas, se indica además el promedio (x), el valor Q ($Q = \text{longitud} / \text{ancho}$), el valor medio de Q (Qx), el número de basidiosporas medidas por espécimen (n) y el número de basidiomas de los que se han medido esporas (N). Los autores de nombres científicos se citan de acuerdo al Index Fungorum - Authors of Fungal Names (2022), y los acrónimos de herbarios según Thiers (2022). Los ejemplares fueron determinados mediante el uso de diferentes claves (Singer 1949, 1986, Singer & Digilio 1952, Pegler 1977, 1983, Moser 1983, Niveiro et al. 2014c), además de la utilización de claves específicas para cada grupo, las cuales son citadas en las observaciones de cada especie.

Los ejemplares fueron identificados en primera instancia a nivel morfoespecífico, teniendo en cuenta sus caracteres macroscópicos (forma, color, tamaño, hábito, color de esporada) y microscópicos de fácil y rápida observación (forma, tamaño de esporas y tipo de

pileipellis). Se confeccionó un catálogo de imágenes a fin de ilustrar todas las especies/morfoespecies colectadas. Las morfoespecies que exhibieron mayor abundancia fueron determinadas posteriormente a nivel específico. Los datos obtenidos de la determinación de las especies / morfoespecies fueron volcados en una matriz utilizando el software Microsoft Excel®, donde se representó la frecuencia de las especies registradas por transecta. Se describieron únicamente las especies nuevas para la ciencia y aquellas que representan el primer registro para el país.

Las fotografías obtenidas, al igual que los dibujos de las estructuras microscópicas, fueron procesadas y realizadas utilizando los programas Corel DRAW 2018® y Corel PHOTO-PAINT 2018®.

Identificación molecular

Extracción, amplificación y secuenciación de ADN

El procesado del material se llevó a cabo en el laboratorio del *International Barcode of Life Project* (IBOL) ubicado en el Instituto de Botánica del Nordeste. Tanto el proceso de extracción como el de amplificación fueron llevados a cabo en placas de 96 muestras. La extracción del ADN se realizó a partir de pequeños trozos de tejido fúngico (principalmente del ápice del estípite o del contexto del píleo), previamente deshidratado y conservado en sílica gel. Para ello, se utilizó el protocolo establecido por el *Barcode of Life Project* (Schoch et al. 2012, www.boldsystems.org).

La región espaciadora del transcrito ribosomal interno (ITS1, 5.8S e ITS2), la cual fue sugerida como marcador universal para el estudio de los hongos (Ivanova et al. 2008; Schoch et al. 2012) fue amplificada mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) utilizando los cebadores ITS1-F (5'-CTTGGTCATTTAGAGGAAGTAA-3') y ITS4-B (5'-CAGGAGACTTGTACACGTCCAG-3') (Gardes & Bruns 1993). Para la PCR, se utilizó el protocolo modificado de Ivanova & Grainger (2006), cuyas concentraciones finales fueron 5% de trealosa, 1X de buffer, 2.5 mM de MgCl₂, 0.2 μM de cada cebador (directo y reverso), 0.2 mM de dNTPs, 1U de Platinum Taq Polimerasa (Invitrogen), y 30-50 ng/μl de DNA templado. Una vez que la placa fue sellada y centrifugada, se colocó en termociclador (Vapo.protect, Eppendorf) con el programa de ciclado correspondiente definido por IBOL. Las condiciones de la reacción fueron las siguientes: 94 °C durante 5 min, seguido de 35 ciclos de desnaturalización a 94 °C durante 30 s, alineamiento a 56 °C durante 30 s y elongación a 72 °C durante 45 s; seguido de una extensión final a 72 °C durante 10 min.

Finalizado el ciclado se procedió a la siembra de 2 μ l del producto de PCR de cada espécimen en gel de agarosa (e-gel 96 2% agarosa, Invitrogen) y se determinó la presencia de las bandas amplificadas por electroforesis en seco (Mother E-Base Electrophoresis Device, Invitrogen), se visualizó en transiluminador de luz UV y se registró las muestras positivas, positivas tenue y negativas. Luego se trabajó con las muestras de bandas tenues y negativas. Para ello se realizaron pruebas de PCR variando el contenido del molde como duplicación de la masa de ADN, diluciones 1/10 y 1/20, y a partir del producto de PCR.

Los productos de PCR positivos fueron secuenciados en el *Canadian Centre for DNA Barcoding* (CCDB) y las secuencias obtenidas se encuentran depositadas en la base de datos del BoldSystems.

Alineamiento y análisis filogenéticos

Las secuencias obtenidas fueron ensambladas y editadas manualmente utilizando el software Geneious 9.1.4 (Kearse et al. 2012). Se realizaron análisis filogenéticos para las especies descritas de las cuales se obtuvieron secuencias de los materiales estudiados y se contaban con secuencias de especies cercanas en la base de datos del Genbank. Para la construcción de cada matriz, se seleccionaron las secuencias con alta similitud (90-100 % de identidad y *e-value* de 0,0) utilizando la herramienta BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) y trabajos previos de cada grupo en cuestión, y cuyas secuencias se encuentran depositadas en la base de datos del GenBank. El alineamiento se realizó en línea mediante el software MAAFT v.7, bajo el criterio Q-INS-i (Kato & Standley 2013). El mismo fue editado manualmente usando MEGA6 (Tamura et al. 2013). Las potenciales ambigüedades en el alineamiento fueron detectadas y eliminadas mediante Gblocks 0.91b (Castresana 2000).

Tanto el análisis de Máxima Verosimilitud (MV) como el de Inferencia Bayesiana (IB), se realizó en línea usando el portal CIPRES (Miller et al. 2010). Para ello, se utilizaron las matrices enteras y/o subdivididas en tres particiones (ITS1, 5.8S e ITS2). El análisis de MV se llevó a cabo mediante RaxML-HPC v.8 (Stamatakis 2014). El modelo de sustitución de nucleótidos empleado para generar 1000 réplicas fue GTRGAMMA, mientras que el resto de los parámetros permanecieron por defecto. Sólo se obtuvo el árbol mejor puntuado, y se accedió a la confianza de los nodos mediante *Rapid bootstrapping* (BS). El análisis de IB se realizó utilizando MrBayes 3.2.7a (Ronquist & Huelsenbeck 2003, Ronquist et al. 2012). El modelo evolutivo se estimó utilizando el criterio de información de Akaike (AIC) obtenido mediante jModelTest2 v.1.6. (Guindon & Gascuel 2003, Darriba et al. 2012). Se establecieron dos corridas independientes, cada una de ellas a partir de árboles aleatorios con cuatro

cadena independientes y simultáneas ($\text{temp} = 0,2$). Se llevaron a cabo un total de 2×10^7 generaciones, muestreando un árbol cada 1000 generaciones. El 25% inicial de los árboles muestreados se descartaron, mientras que los restantes se utilizaron para reconstruir un árbol de consenso con la regla de la mayoría del 50% y para estimar los valores de probabilidad posterior (BPP) de las ramas. Las topologías de los árboles resultantes de los análisis de IB y MV fueron comparadas entre sí, y se utilizaron los valores de soporte de BPP y BS para apoyar los respectivos nodos compatibles entre los dos árboles. Todos los árboles generados a partir de los análisis se visualizaron en el programa FigTree v.1.4.2. (<http://tree.bio.ed.ac.uk/software/figtree/>), y editados con el programa CorelDRAW 2018®.

Análisis estadísticos

La diversidad biológica representa un tema central de la teoría ecológica y ha sido objeto de amplio debate (Magurran 1988). Es una propiedad emergente de las comunidades biológicas que permite describir, caracterizar y entender el funcionamiento de las mismas. La misma engloba atributos, como la riqueza específica, equitabilidad y la abundancia de individuos, entre otros, que son el resultado de la interacción de una serie de factores (clima, suelo, geografía, procesos históricos, heterogeneidad del hábitat, interacciones interespecíficas, entre otras) que moldean la estructura de la comunidad (Magurran 2004). A fin de establecer un ordenamiento jerárquico para estudiar esta diversidad, Whittaker (1972) propone los términos de diversidad alfa (α), beta (β) y gamma (γ). La primera de ellas se entiende como la riqueza en especies de un sitio o comunidad particular a la que consideramos homogénea, la diversidad beta es el grado de cambio o reemplazo en la composición de especies entre diferentes comunidades en un paisaje, mientras que la diversidad gamma es la riqueza de especies del conjunto de comunidades que integran un paisaje, resultante tanto de las diversidades alfa como de las diversidades beta.

Estimación de riqueza

Para calcular la riqueza de especies esperadas para la SAA y cada uno de los distritos, se consideraron tres estimadores no paramétricos, ACE (*Abundance Coverage Estimator*), Chao 1 y Chao 2, debido a que son los más utilizados en el grupo taxonómico estudiado (Schmit et al. 1999, Nouhra et al. 2012). Tanto ACE y Chao 1, basan sus cálculos en datos de abundancia, teniendo en cuenta los “*singletons*” y “*doubletons*”, es decir, las especies que están representadas en la muestra por exactamente 1 y 2 individuos respectivamente; ACE considera además las especies más abundantes, representadas por más de diez individuos por defecto. Por su parte, Chao 2 utiliza exclusivamente datos de incidencia (presencia/ausencia),

contemplando el número de especies ocurridas en una sola muestra (“uniques”) y a las especies que están representadas en exactamente dos muestras (“duplicates”) (Colwell & Coddington 1994, Moreno 2001, Pineda -López 2019). Este análisis se realizó mediante el software estadístico EstimateS 9.1, con las opciones preestablecidas por el programa (Colwell 2013).

Índices de diversidad alfa (α)

Para analizar la diversidad existente en el Distrito de las Selvas Mixtas y el Distrito de los Campos, se calculó la diversidad alfa mediante el índice de Shannon-Wiener (Magurran 1988). Además, se aplicó la prueba t propuesta por Hutchingson para evaluar si existen diferencias estadísticamente significativas entre los ecosistemas estudiados (Magurran 1988, Moreno 2001). Para calcular la similitud existente entre los sitios, se utilizó el índice de similitud de Jaccard. Los valores de este índice varían entre 0 (cuando no hay especies compartidas) y 1 (cuando los sitios tienen la misma composición de especies) (Moreno 2001). Se analizaron además los índices de dominancia y equitabilidad de Pielou. Para hallar estos valores, se utilizó el software Past (Hammer et al. 2001). A su vez, se analizó la diversidad temporal considerando, por un lado, las colectas realizadas en otoño, y por otro, aquellas realizadas en primavera.

Curvas de rango-abundancia

La curva de rango abundancia o curva de Whittaker es una representación gráfica que consiste en ordenar jerárquicamente las especies (de mayor a menor). Constituye una herramienta que resume una gran cantidad de información en poco espacio y permite visualizar los patrones de distribución de la abundancia de las especies en una comunidad.

Para comparar la composición, abundancia y uniformidad de especies entre los ambientes estudiados, se realizaron gráficos de rango-abundancia (Feinsinger 2001). Para ello se graficó la abundancia de las especies contra el rango ocupado por cada especie desde la de mayor a la de menor abundancia (Urbina-Cardona et al. 2008). Las abundancias se representaron utilizando el Log 10, con el objetivo de estandarizarlas y reducir las diferencias entre las especies más abundantes y aquellas escasamente representadas. Este análisis se realizó con el software Infostat versión 2018 (Di Rienzo et al. 2018).

Número efectivo de especies

Para caracterizar la diversidad alfa de la comunidad de hongos agaricoides, se utilizó la propuesta de Hill (1973) como una medida de diversidad verdadera (Jost 2010). La serie de

Hill o número efectivo de especies relaciona la riqueza de especies y las abundancias relativas de las mismas en distintos órdenes de q . El exponente q determina la sensibilidad del índice a las abundancias relativas de las especies; es decir, la influencia que pueden tener las especies comunes o las especies raras en la medida de la diversidad. Aunque q puede tomar cualquier valor por ser una medida continua, no es prudente utilizar cualquier número, por ello, lo aconsejable es reconocer cuál aspecto de la distribución de frecuencias se desea analizar, dependiendo de las características del fenómeno estudiado, y, posteriormente, seleccionar alguna de las posibilidades (Hill 1973). En sentido figurado, es un indicador que determina cuántas especies son consideradas en la muestra analizada, dependiendo de su nivel de rareza. En este trabajo se usó una transformación que permite elaborar una interpretación unificada e intuitiva de la diversidad de especies, mediante el uso de números efectivos, llamada qD (Jost 2007) cuya fórmula es:

$${}^qD \equiv \left(\sum_{i=1}^S p_i^q \right)^{1/(1-q)} \quad \text{Ecuación 1}$$

Se utilizaron los órdenes q_0 , q_1 y q_2 comúnmente empleados (Moreno 2001).

➤ q_0 = número total de especies (S);

Cuando $q = 0$, las abundancias de las especies no contribuyen a la sumatoria de la ecuación 1. Es completamente insensible a las abundancias de las especies; por lo tanto, el valor obtenido equivale simplemente a la riqueza de especies.

➤ q_1 = frecuencia relativa = $e^{-H'}$

Cuando $q = 1$, las especies tienen un peso proporcional a su abundancia en la comunidad. Cuando el límite de la Ecuación 1 tiende a 1, se convierte en el exponencial del familiar índice de Shannon, referido también como diversidad de Shannon.

➤ q_2 = número de especies muy abundantes = $1/\lambda$

Cuando $q = 2$ produce el inverso del índice de Simpson, el cual otorga más peso a las frecuencias de especies abundantes y no toma en cuenta las especies raras.

Expresar la diversidad de una comunidad en números de especies efectivas, posibilita unificar el análisis haciendo comparable los resultados y también obtener una interpretación directa y más sencilla sobre cuál es la diferencia en la diversidad de 2 o más comunidades (Jost 2007, 2010, Moreno et al. 2011). Los análisis fueron realizados utilizando el paquete

iNEXT (iNterpolation/EXTrapolation) (Hsieh et al. 2016) desarrollado para R (R Development Core Team 2013).

Cálculo de la diversidad beta (β)

La diversidad beta o β_{cc} , es comúnmente calculada a partir de la medida de disimilitud de Jaccard, también conocida como complementariedad de Colwell & Coddington (1994),

$$\beta_{cc} = \frac{b+c}{a+b+c}$$

donde, a es el número de especies comunes a ambos sitios, b es el número de especies exclusivas del primer sitio, y c es el número de especies exclusivas del segundo sitio. La diversidad beta (β_{cc}) varía de 0, cuando dos sitios son idénticos en composición de especies, a 1, cuando las especies de ambos sitios son completamente diferentes (Colwell & Coddington 1994).

La definición de diversidad beta tiene implícitos distintos fenómenos relacionados con la estructura de un ensamble y los procesos que originan la variación en la composición de especies entre ensambles. Carvalho et al. (2012, 2013) identifican a la diferencia en riqueza específica y el reemplazo de especies como procesos causales de esta variación por lo cual proponen la partición aditiva de la diversidad beta en estos dos componentes:

$$\beta_{cc} = \beta_{-3} + \beta_{rich}$$

Donde la diferencia en riqueza (β_{rich}) se calcula como: $\beta_{rich} = 2 * \frac{\min(b,c)}{a+b+c}$

Para el cálculo del reemplazo de especies (β_{-3}) se utiliza la ecuación:

$$\beta_{-3} = \frac{[(b+a)-(c+a)]}{a+b+c} = \frac{b-c}{a+b+c}$$

Para el análisis de la diversidad beta se utilizó la metodología propuesta por Carvalho et al. (2012, 2013), ya que permite cuantificar la diversidad beta *per se* y explorar los distintos procesos involucrados. Los cálculos se realizaron mediante el software R (R Development Core Team 2013), utilizando la función “*betadiver*” del paquete *vegan* (Oksanen et al. 2011).

Correlación de la diversidad con las variables ambientales

Se evaluó además la correlación existente entre la riqueza y abundancia de especies de la SAA con los factores micro y macroclimáticos, utilizando un valor de significancia del 5 %. Las precipitaciones fueron representadas por la lluvia acumulada en los tres y cinco días anteriores al muestreo de cada punto, un período que se supone que permite la formación de cuerpos fructíferos en respuesta a las precipitaciones (Braga -Neto et al. 2008). Así mismo, se realizaron correlaciones entre la riqueza de especies y las variables edáficas obtenidas. Estos

análisis se realizaron mediante el índice de Spearman utilizando el software Infostat versión 2018 (Di Rienzo et al. 2018).

Escalamiento multidimensional no métrico

Para analizar la influencia de las distintas variables medidas en la composición de las comunidades estudiadas, se utilizó el escalamiento multidimensional no métrico, NMDS (por sus siglas en inglés *non-metric multidimensional scaling*), obtenido mediante el índice de disimilitud de Bray-Curtis. En primera instancia se graficó la abundancia de las especies en cada punto de colecta y se utilizaron variables ambientales: cantidad de ramas caídas en las transectas, precipitaciones, temperatura y humedad microambiental, y amplitud térmica (considerada como la diferencia entre la temperatura ambiental máxima y la mínima). Del mismo modo, se graficó la abundancia de las especies obtenidas en los primeros 5 puntos de cada sitio y las variables del suelo. Este análisis se llevaron a cabo utilizando el software Past (Hammer et al. 2001).

Resultados



Leucoagaricus lilaceus

Aspectos taxonómicos y filogenéticos

Se elaboró un listado con todas las especies citadas previamente para la Selva Atlántica Argentina (ver Anexo 1), y una tabla que contiene todos los materiales de los cuales se realizó la extracción, amplificación y posterior secuenciación del producto obtenido con su respectivo resultado (ver Anexo 2).

A continuación, se brinda una lista de las especies determinadas en el marco de esta tesis, indicando al final de cada nombre aquellas que fueron registradas previamente en la SAA (♦), representan un nuevo registro para la Selva Atlántica Argentina (*), nuevo registro para la Argentina (+), o bien una especie nueva para la ciencia (#).

1. *Agaricus subrufescens* Peck. *
2. *Chaetocalathus liliputianus* (Mont.) Singer ♦
3. *Collybia platensis* (Speg.) Singer ♦
4. *Coprinellus disseminatus* (Pers.) J.E. Lange ♦
5. *Coprinellus domesticus* (Bolton) Vilgalys *
6. *Coprinellus rufopruinatus* (Romagn.) N. Schwab ♦
7. *Crepidotus crocophyllus* (Berk.) Sacc. *
8. *Crinipellis carecomoeis* (Berk. & M.A. Curtis) Singer *
9. *Cyclocybe wrightii* (Uhart & Albertó) Uhart, Niveiro & Albertó ♦
10. *Cyptotrama asprata* (Berk.) Redhead & Ginns ♦
11. *Cystolepiota hemisclera* (Berk. & M.A. Curtis) Pegler +
12. *Cystolepiota seminuda* (Lasch) Bon *
13. *Dactylosporina steffenii* (Rick) Dörfel ♦
14. *Gerronema xanthophyllum* (Bres.) Norvell, Redhead & Ammirati *
15. *Gloeophyllum erubescens* (Berk.) Popoff ♦
16. *Gymnopilus lepidotus* Hesler ♦
17. *Gymnopilus dilepis* (Berk. & Broome) Singer *
18. *Gymnopilus chrysopellus* (Berk. & M.A. Curtis) Murrill *
19. *Gymnopilus rhyzopalmus* #
20. *Gymnopus atlanticus* V. Coimbra, Pinheiro, Wartchow & Gibertoni +
21. *Hemimycena longipleurocystidiata* Niveiro, Popoff & Albertó ♦
22. *Hohenbuehelia angustata* (Berk.) Singer ♦

23. *Hohenbuehelia nigra* (Schwein.) Singer ♦
24. *Hohenbuehelia paraguayensis* (Speg.) Singer ♦
25. *Hohenbuehelia petaloides* (Bull.) Schulzer *
26. *Hohenbuehelia portegna* (Speg.) Singer *
27. *Hydropus riograndensis* Singer *
28. *Hymenopellis radicata* (Relhan) R.H. Petersen *
29. *Lentinus crinitus* (L.) Fr. ♦
30. *Lentinus velutinus* Fr. ♦
31. *Leucoagaricus rubrotinctus* (Peck) Singer ♦
32. *Leucoagaricus lilaceus* Singer *
33. *Leucoagaricus rubrosquamosus* (Rick) Singer ♦
34. *Leucocoprinus birnbaumii* (Corda) Singer ♦
35. *Leucocoprinus cepistipes* (Sowerby) Pat. *
36. *Leucocoprinus cretaceus* (Bull.) Locq. ♦
37. *Leucocoprinus fragilissimus* (Ravenel ex Berk. & M.A. Curtis) Pat. ♦
38. *Leucopaxillus brasiliensis* (Rick) Singer & A.H. Sm. ♦
39. *Leucopaxillus gracillimus* Singer & A.H. Sm. ♦
40. *Macrolepiota mastoidea* (Fr.) Singer ♦
41. *Marasmiellus volvatus* Singer ♦
42. *Marasmius chrysoblepharioides* Niveiro & N.A. Ramírez *
43. *Marasmius cladophyllus* Berk. ♦
44. *Marasmius cohortalis* Berk. ♦
45. *Marasmius crinis-equi* F. Muell. ex Kalchbr. ♦
46. *Marasmius ferruginoides* Antonín +
47. *Marasmius guaraniticus* #
48. *Marasmius haematocephalus* (Mont.) Fr. ♦
49. *Marasmius hygrophanus* #
50. *Marasmius leoninus* Berk. ♦
51. *Marasmius leucorotalis* Singer *
52. *Marasmius longisporus* (Pat. & Gaillard) Sacc. *
53. *Marasmius magnus* A.C. Magnago & J.S. Oliveira +

54. *Marasmius silvicola* Singer *
55. *Marasmius spaniophyllus* (Berk.) Sacc. ♦
56. *Marasmius spegazzinii* (Kuntze) Sacc. & P. Syd. ♦
57. *Marasmius teyucuarensis* #
58. *Marasmius tricystidiatus* N.A. Ramírez & N. Niveiro *
59. *Marasmius ypyrangensis* J.S. Oliveira +
60. *Moniliophthora atlantica* #
61. *Mycena papyracea* Desjardin & Hemmes ♦
62. *Mycena februarina* Singer *
63. *Mycena holoporphyra* (Berk. & M.A. Curtis) Singer ♦
64. *Mycena moconensis* Niveiro, Albertó & Desjardin ♦
65. *Mycena niveipes* (Murrill) Murrill ♦
66. *Mycena paraguariensis* (Speg.) Niveiro, Popoff & Albertó ♦
67. *Oudemansiella canarii* (Jungh.) Höhn. ♦
68. *Panaeolus antillarum* (Fr.) Dennis *
69. *Panus similis* (Berk. & Broome) T.W. May & A.E. Wood ♦
70. *Pleurocollybia praemultifolia* (Murrill) Singer ♦
71. *Pleurotus ostreatus* (Jacq.) P. Kumm. *
72. *Pleurotus albidus* (Berk.) Pegler ♦
73. *Pleurotus djamor* (Rumph. ex Fr.) Boedijn ♦
74. *Pluteus cervinus* (Schaeff.) P. Kumm. *
75. *Pluteus meridionalis* Menolli & Capelari +
76. *Pouzarella ferreri* T.J. Baroni, Perd.-Sánchez. & S.A. Cantrell *
77. *Pouzarella olivacea* T.J. Baroni, Albertó, Niveiro & B.E. Lechner *
78. *Pouzarella parvispora* T.J. Baroni, Albertó, Niveiro & B.E. Lechner *
79. *Rugosospora pseudorubiginosa* (Cifuentes & Guzmán) Guzmán & Bandala ♦
80. *Tetrapyrgos alba* (Berk. & M.A. Curtis) E. Horak ♦
81. *Tetrapyrgos atrocyanea* (Métrod) E. Horak *
82. *Tetrapyrgos nigripes* (Fr.) E. Horak ♦
83. *Trogia cantharelloides* (Mont.) Pat. +
84. *Trogia icterina* (Singer) Corner ♦

85. *Volvariella pusilla* (Pers.) Singer *
86. *Xeromphalina tenuipes* (Schwein.) A.H. Sm. ♦
87. *Xerula setulosa* (Murrill) R.H. Petersen & T.J. Baroni *

A continuación, se describen e ilustran las especies nuevas y aquellas que constituyen nuevos registros para el país, y se discute su relación con las especies más cercanas.

Clitopilus aff. scyphoides (Fr.) Singer.

Figs. 4-5

Persoonia 12(2): 159 (1984)

Píleo 5–15 mm de diám., flabeliforme a reniforme, convexo a plano, margen liso, borde regular a ondulado; blanco (1A1) a blanco grisáceo (1B2) cuando joven, blanco amarillento (1A2) a gris verdoso (1B2) cuando maduro, hasta amarillo grisáceo (1C3) en algunos basidiomas; superficie fibrilosa, seca, opaca. **Contexto** fino, < 1 mm de espesor, blanco amarillento (1A2), olor y sabor no testeados. **Laminillas** sinuadas a subdecurrentes, subdistantes, regulares, opacas, lisas, blancas (1A1) a blanco amarillentas (1A2), gris amarillento (3B2), margen entero, concoloro con los lados de la laminilla, con lamélulas de distintas longitudes, sin intervenosas. **Estípite** presente en ejemplares jóvenes, reducido y lateral, 1–3 × 0.5–1 mm, concoloro con píleo, blanco amarillento (1A2) a blanco grisáceo (1B2), superficie glabra, ausente cuando adulto. **Esporada** no observada.

Basidiosporas 5.1–7.2 × 2.3–4 μm, $x = 5.8 \times 2.9 \mu\text{m}$, $Q = 2.3\text{--}1.8$, $Qx = 2.0$, $n = 31$, $N = 2$, elipsoidales en vista lateral, con 6-7 crestas o costillas longitudinales de difícil observación en MO, poliédrica en vista polar, hialinas, inamiloides, de paredes delgadas, sin poro germinativo. **Basidios** 15.2–24.5 × 5.2–6.8 μm, claviformes, 4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** 12.2– 20.3 × 3.2–5.5 μm, claviformes, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Pleurocistidios** ausentes. **Queilocistidios** ausentes. **Trama himenoforal** subregular, compuesta de hifas cilíndricas, hasta 8 μm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** en un cutis de hifas elongadas, postradas, de 2.9–5.2 (–8.5) μm, algunas veces infladas en la porción apical, sin incrustaciones. **Estipitipellis** no observada. **Caulocistidios** ausentes **Fíbulas** ausentes.

Hábito y hábitat: crepidotoide a pleurotoide, gregario, creciendo sobre tallos de plantas jóvenes de *Monteverdia ilicifolia* (Mart. ex Reissek) Biral (Cangorosa), *Pharus lappulaceus* Aubl., helechos, lianas y distintas dicotiledóneas no identificadas.

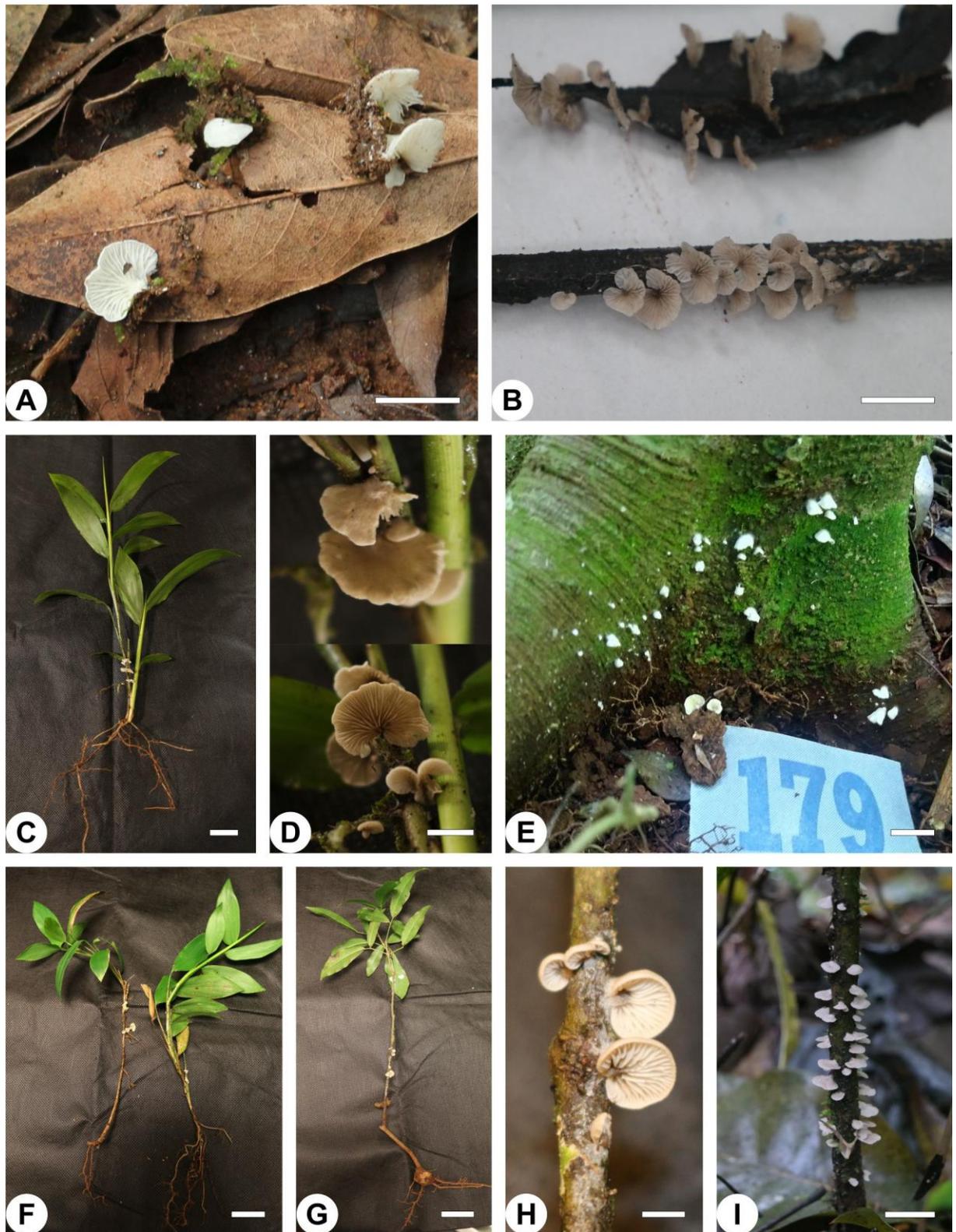


Fig. 4. Hábito y aspecto general del basidioma de *Clitopilus* aff. *scyphoides*. **A.** IG7-2-3. **B.** IG16-3-7. **C-D.** IG17-2-15. **E.** IG30-3-2. **F.** OS18-3-18. **G-H.** OS18-3-19. **I.** IG16-3-25. Barras A-B = 10 mm; C, E, I = 20 mm; D, H = 5 mm; F-G = 40 mm.

Distribución conocida: Francia, Países Bajos (GBIF 2022, Noordeloos 1984), Suecia, Polonia y Austria (GBIF 2022).

Material Examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, inicio del Sendero Macuco, 25°40'41.2" S, 054°26'59.8" O, 192 m snm, 11/X/2017, *leg. Ramirez N. et al.*, IG7-2-3 (CTES), sobre dicot. *Íbid.* 25°43'29.9" S, 054°28'08.6" O, 239 m snm, 02/X/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, IG16-3-7 (CTES), sobre dicot. *Id.* IG16-3-25 (CTES), sobre *Monteverdia ilicifolia*. *Íbid.* 25°38'44.6" S, 054°28'03.7" O, 155 m snm, 03/X/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, IG17-2-15 (CTES), sobre *Pharus lappullaceus*. *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, 27°16'56.6" S, 055°34'34" O, 200 m snm, 30/IX/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, OS18-3-18 (CTES), sobre *Pharus lappullaceus*. *Íd.* OS18-3-19 (CTES), sobre dicot.

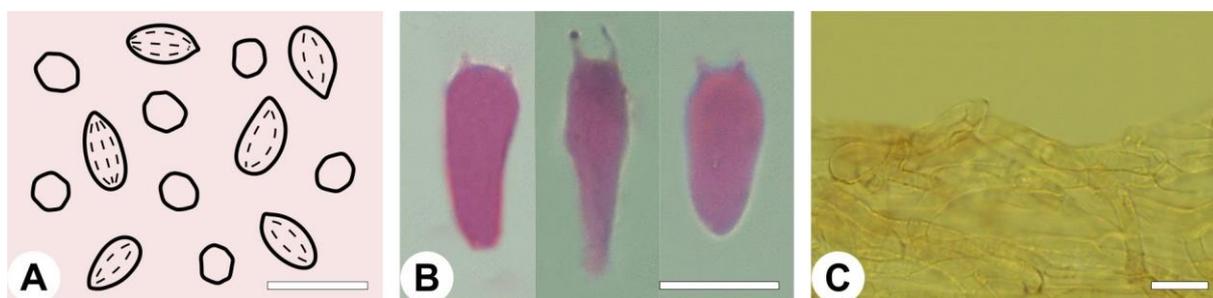


Fig. 5. Caracteres microscópicos de *C. aff. scyphoides*. **A.** Basidiosporas. **B.** Basidios. **C.** Detalle de la pileipellis. Barras = 10 μ m.

Observaciones: Este taxón se caracteriza por el color pálido y el pequeño tamaño de sus basidiomas (5–15 mm de diám), estípite reducido a ausente, y basidiosporas angulares en vista polar y elipsoidales con costillas longitudinales en vista lateral. Debido al aspecto general del basidioma, se correspondería a *Clitopilus scyphoides* f. *reductus* Noord. (Noordeloos 1984). La principal diferencia con otros taxones infraespecíficos de *C. scyphoides*, como ser *C. scyphoides* var. *intermedius*, *C. scyphoides* f. *scyphoides* (Fr.) Singer y *C. scyphoides* f. *omphaliformis* (Joss.) Noordel., es el hábito omfalinoide y la presencia de un estípite desarrollado y central que presentan estos últimos (Noordeloos 1984). Una especie muy similar en cuanto al hábito y aspecto general del basidioma descrita para Jujuy es *C. rhodotrama* Singer, sin embargo, se diferencia por la coloración rosa coral de las laminillas, el mayor tamaño de las basidiosporas [7–9 \times 3.5–4.5 μ m] y el hábitat, ya que fue coleccionada sobre ramas de árboles frondosos, madera en descomposición y suelo (Singer & Digilio 1952, Pegler 1983), mientras que los materiales aquí analizados se desarrollaron sobre tallos y pecíolos de plantas vivas de dicotiledóneas, monocotiledóneas y helechos. Otra

especie con la cual se la puede confundir con facilidad es *C. septicooides* (Henn.) Singer debido a sus semejanzas macroscópicas, pero difiere en el margen transparentemente estriado del píleo, el mayor tamaño de las basidiosporas [5.5–9 (–12) × 3.5–5.8 (–6.2) μm], presencia de basidios bispóricos además de tetraspóricos, y el hábitat, ya que fue coleccionado en diversos sustratos, en su mayoría troncos y ramas en descomposición, a excepción de una colección realizada en Tafí del Vale (Tucumán) sobre ramitas, ramas, inflorescencias, hojas de Urticaceae, Labiatae y *Plantago* sp., y otra obtenida en Buenos Aires sobre tronco de *Populus alba* L. (Singer 1946, Singer & Digilio 1952). Se considera al taxón como *C. aff. scyphoides* debido al patrón de distribución que exhibe, y a que en la literatura no se presentan claramente los límites morfológicos del mismo y sus categorías infraespecíficas, sumado a que las secuencias registradas bajo el mismo nombre en genbank se corresponden a entidades diferentes. Es por ello que este grupo de taxones merece un estudio más exhaustivo que incluya técnicas morfológicas y moleculares para establecer la correcta identidad de las mismas.

Cystolepiota hemisclera (Berk. & M.A. Curtis) Pegler

Figs. 6-7

Kew Bull., Addit. Ser. 9: 378 (1983)

≡ *Agaricus hemisclerus* Berk. & M.A. Curtis. *Lepiota*, *Syll. fung.* (Abellini) 5: 66, 1887.

Echinoderma, *Docums Mycol.* 33 (no. 131): 36, 2004. *Mastocephalus*, *Revis. gen. pl.* (Leipzig) 2: 860, 1891.

Píleo 20–55 (–100) mm de diám., ovoide cuando inmaduro, ampliamente convexo a plano cuando maduro, algunas veces con un umbo poco definido, margen liso, borde regular; amarillo grisáceo (1B3-1B4) a amarillo pálido (2A3), con aréolas poligonales marrones (6E7-6E8) que rodean cada una de las escamas, las cuales son de tamaño más grande en el margen y se achican hacia el centro, en donde los bordes se solapan brindando un aspecto más oscuro en dicha zona; superficie escamosa, seca, opaca, escamas cónicas a piramidales, marrón oscuro (6F7-6F8), que se desprenden fácilmente al tacto. **Contexto** de 2–4 mm de espesor en el centro del píleo, más delgado hacia los márgenes, blanco amarillento (1A2), sin cambios cuando se lo corta, olor y sabor no testeados. **Laminillas** libres, apretadas, regulares, opacas, lisas, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (1A3) cuando joven, amarillo pálido (2A3) con machas irregulares más oscuras en la madurez, margen levemente erosionado, concoloro con los lados de la laminilla, con lamélulas de distintas longitudes, sin intervenosas. **Estípite** 33–50 × 2–4.5 mm, central, cilíndrico, hueco, base levemente bulbosa en algunos basidiomas, ápice concoloro con píleo, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (2A3) en la porción

apical superior al anillo, gris amarillento (2B2) a marrón pálido (6D5-6D6) hacia la base, con líneas zigzagueantes de aspecto escamoso, marrón (6E7) a marrón oscuro (6F7), superficie glabra. **Anillo** membranáceo, apical, descendente, inmóvil, blanco amarillento (1A2), con una estructura semejante a un collar de color marrón oscuro (6F7), ubicado debajo del anillo y adherido al estípite. **Esporada** blanca (1A1).

Basidiosporas $3.5-5.9 \times 2-2.9 \mu\text{m}$, $x= 4.9 \times 2.4 \mu\text{m}$, $Q= 1.5-2.4$, $Qx= 2.0$, $n= 56$, $N= 2$, elipsoidales, basalmente truncadas, a veces con una leve depresión suprahilar, hialinas, lisas, dextrinoides, de paredes delgadas, sin poro germinativo. **Basidios** $15.4-19 \times 4.9-5.6 \mu\text{m}$, claviformes, 4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** $10.2-13.2 \times 3.2-5.1 \mu\text{m}$, claviformes, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Pleurocistidios** ausentes. **Queilocistidios** $12.5-25 \times 9.1-16.1 \mu\text{m}$, esferopedicelados piriformes a ampliamente claviformes, hialinos, inamiloides, de paredes delgadas, lisas, con elementos basales globosos a subglobosos, $2.8-5.1 \times 2.4-5.3 \mu\text{m}$. **Trama himenoforal** subregular, compuesta de hifas cilíndricas, hasta $14 \mu\text{m}$ de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** en un epitelio de esferocistos, formada por células globosas a cilíndricas infladas, $15.8-31 \times 11.9-25.9 \mu\text{m}$, con cadenas de células basales mayormente alargadas, algunas con la porción apical ensanchada, $21.8-69 \times 4.7-11.7 \mu\text{m}$. **Escamas** formadas por fascículos de elementos elongados, $26.3-38.4 \times 4.5-6.3 \mu\text{m}$, que finalizan en cadenas de esferocistos, $15.3-38.9 \times 10.6-30.4 \mu\text{m}$. **Estipitipellis** formada por hifas de $5.6-15.4 \mu\text{m}$ de diám., paralelas, elongadas. **Caulocistidios** ausentes **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: Lepiotoide, gregario a cespitosos, creciendo en suelo con abundante humus.

Distribución conocida: Cuba (Saccardo 1887, Pegler 1983), Colombia (Mata 2003, Franco -Molano et al. 2010), México, Guatemala, Bolivia, Costa Rica (GBIF 2022), Ecuador, Brasil (iNaturalist), Martinica (Pegler 1983) e India (Vrinda et al. 1997). Este registro constituye la primera cita de esta especie para Argentina.

Material Examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, $27^{\circ}16'56.6''$ S, $055^{\circ}34'34.0''$ O, 200 m snm, 30/IX/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, OS18-3-13 (CTES). *Id. Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, $25^{\circ}42'47.8''$ S, $054^{\circ}26'28.5''$ O, 221 m snm, 13/IV/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, IG15-3-17 (CTES). *Ib.* $25^{\circ}42'46.3''$ S, $054^{\circ}26'28.3''$ O, 226 m snm, 13/IV/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, IG15-4-15 (CTES).

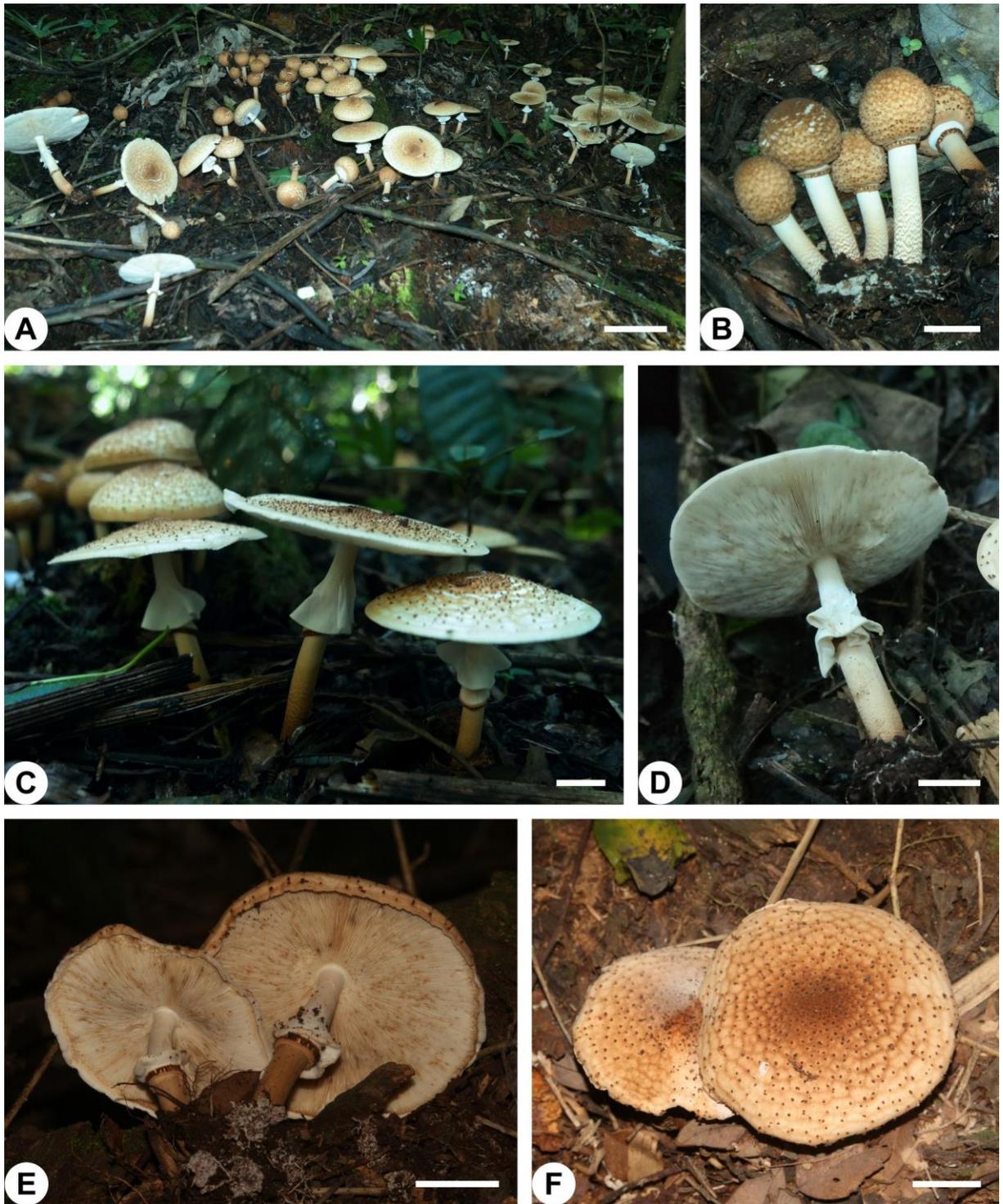


Fig. 6. *Cystolepiota hemisclera* [A-D = IG15-3-17, E-F = IG15-4-15]. **A.** Hábitat y aspecto general. **B.** Basidiomas jóvenes. **C.** Hábito y detalle del anillo. **D-E.** Detalle de las laminillas y el estúpito. **F.** Detalle del píleo. Barras A = 40 mm; B = 5 mm; C-F = 10 mm.

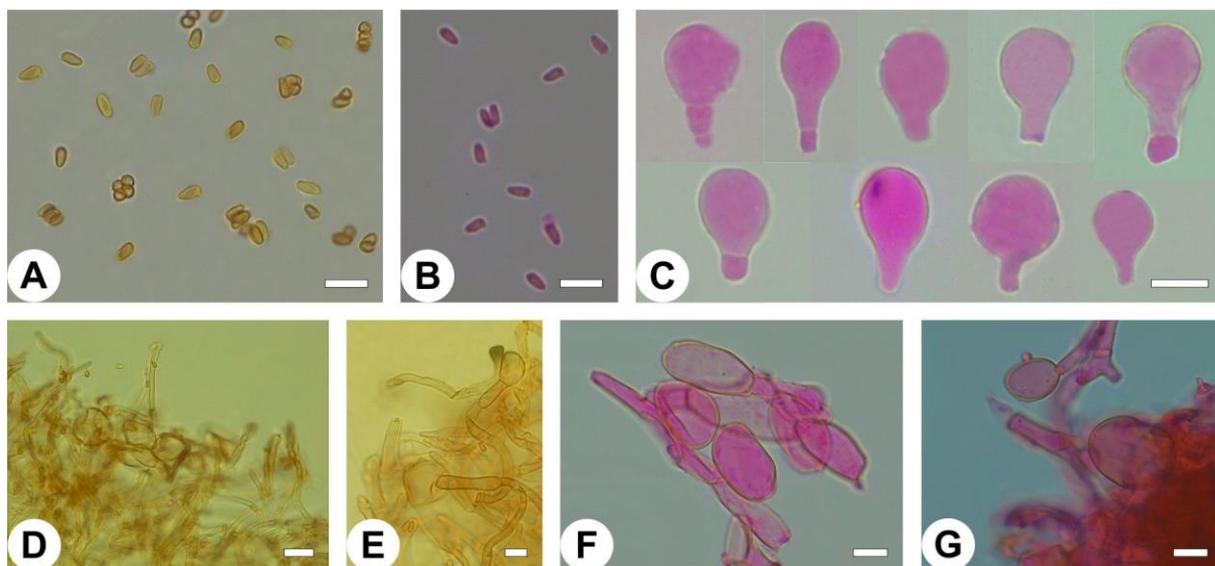


Fig. 7. Caracteres microscópicos de *C. hemisclera*. **A.** Basidiosporas en reactivo de Melzer. **B.** Basidiosporas en floxina. **C.** Queilocistidios. **D-E.** Detalle de la pileipellis. **F-G.** Detalle de los elementos de las escamas. Barras A-C, E-G = 10 μm ; D = 20 μm .

Observaciones: Esta especie se caracteriza por el tamaño relativamente grande de sus basidiomas [píleo de 20–55 (-100) mm de diám., estípite 33–50 \times 2–4.5 mm], el patrón de disposición de las escamas en la superficie del píleo dentro de aréolas cuyos bordes se encuentran bien definidos, el anillo bien desarrollado con el llamativo collar debajo del mismo, basidiosporas elipsoidales y esferocistos en la pileipellis. Los materiales analizados por Pegler (1983) poseen basidiomas relativamente más grandes [píleo 40–70 mm, estípite 4–7 mm de ancho], carecen del collar por debajo del anillo (o al menos no se describe), y presentan basidiosporas levemente más largas (4.5–7.5 μm long., $x = 5.5 \mu\text{m}$). Asimismo, Vrinda et al. (1997) registra esta especie para India con basidiosporas más grandes, de 5.5–7.5 \times 2.5–3.5 μm . *Cystolepiota hemisclera* guarda gran similitud morfológica con las especies de la sección *Echinatae* Fayod del género *Lepiota* (Pers.) Gray debido al píleo escamoso, esferocistos en el extremo de las escamas, esporas dextrinoides y presencia de fíbulas (Singer 1986). Una de ellas, *L. aspera* (Pers.) Quéél., es la que más se asemeja en la coloración y ornamentación de la superficie del píleo, pero presenta un mayor tamaño de los basidiomas [píleo de 40–115 (150) mm], ausencia de esferocistos en la pileipellis y basidiosporas más largas [(5.5) 6.2–6.5 (7.2) μm] (Stallman 2019). Otra especie semejante es *L. echinacea* J.E. Lange, sin embargo, se diferencia por presentar laminillas más espaciadas, velo de color marrón, semejante a una red, estípite liso por encima del velo y con escamas por debajo del mismo y ausencia de cistidios (Hou & Ge 2020).

Mycol. Progr. 14 (110): 3 (2015)

Píleo 6–25 mm de diám., convexo, ampliamente convexo a plano, estriado a levemente sulcado hacia el margen, centro a veces hundido, margen incurvado a recto, borde regular; gris amarillento (4B2) a naranja amarronado (5C3-5C4), algunas veces con tonos más oscuros, marrón (6E6-6E7) a marrón pálido (6D6-6D4), centro, margen y estrías más pálidas, gris amarillento (4B2) a gris anaranjado (6B2), superficie glabra, fibrilosa, seca, opaca. **Contexto** fino, < 2 mm de espesor, blanco amarillento (1A2), olor y sabor no testeados. **Laminillas** anexas a adnatas, apretadas, regulares, algunas veces bifurcadas en el margen, opacas, lisas, blanco amarillento (2A2) a amarillo grisáceo (1B3), margen entero, concoloro con los lados de la laminilla, con lamélulas de hasta 3 longitudes, sin intervenosas. **Estípite** 17–42 × 1–3.5 mm, central, cilíndrico, hueco, igual, amarillo grisáceo (3C3) con fibrillas blanco amarillento (1A2) más notorias hacia la base, algunos ejemplares con tonos más oscuros, ápice gris amarillento (4B2) a naranja amarronado (5C3) oscureciéndose hacia la base, marrón (6D7-6E7) en la porción media, tornándose marrón oscuro (6F7-6F8) hacia la base, la cual presenta fibrillas blanco amarillento (1A2); superficie fibrilosa a pruinosa, micelio basal poco evidente en algunos ejemplares, abundante en otros, blanco amarillento (1A2). **Esporada** no observada, presumiblemente blanco amarillento (1A2).

Basidiosporas 6–8.5 × 3.1–4.1 μm, $x = 7 \times 3.6 \mu\text{m}$, Q= 1.5–2.5, Q_x= 2, n= 43, N= 2, elipsoidales a oblongas, lacrimoides, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Microsporas** 2.1–5.2 × 1.1–2.6 μm, $x = 4.1 \times 2 \mu\text{m}$, Q= 1.4–2.6, Q_x= 2, oblongas a lacrimoides, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** 25–36.1 × 5–6.5 μm, claviformes, 4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** 21.2–25 × 4.2–6.2 μm, claviformes, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Pleurocistidios** ausentes. **Queilocistidios** ausentes. **Trama himenoforal** subregular, compuesta de hifas cilíndricas de hasta 10 μm de diám, lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** en un cutis, compuesto por elementos lisos postrados y otros semejantes a estructuras rameales alargados, elementos terminales elongados, 17.1–40 × 5.5–9.6 μm, mayormente cilíndricos, algunos con la porción apical diverticulada. **Estipitipellis** formada por hifas de hasta 7.5 μm de diám., paralelas, elongadas. **Caulocistidios** 19.5–64.7 × 3.6–5.8 μm, claviformes, flexuosos, irregulares, algunos con el extremo bilobado, de paredes delgadas, lisas. **Fíbulas** presentes en todos los tejidos.



Fig. 8. Aspecto general del basidioma de *Gymnopus atlanticus*. **A.** TC2-3-5. **B.** IG5-1-12. **C** OS1-3-14. **D.** IG5-1-2. Barras = 20 mm.

Hábito y hábitat: Collybioide, gregario, cespitoso, creciendo sobre la hojarasca y ramas pequeñas en descomposición.

Distribución conocida: Brasil (Coimbra et al. 2015).

Material Examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Parque Provincial Teyú Cuaré, Sendero de la Reina Victoria, 27°16'53.1" S, 055°35'30.6" O, 190 m snm, 18/IV/2017, *leg. Ramirez N. et al.*, TC2-3-5 (CTES). *Ib. Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, 25°40'07.2" S, 054°29'53.4" O, 172 m snm, 23/III/2017, *leg. Ramirez N. et al.*, IG5-1-12 (CTES), IG5-1-2 (CTES).

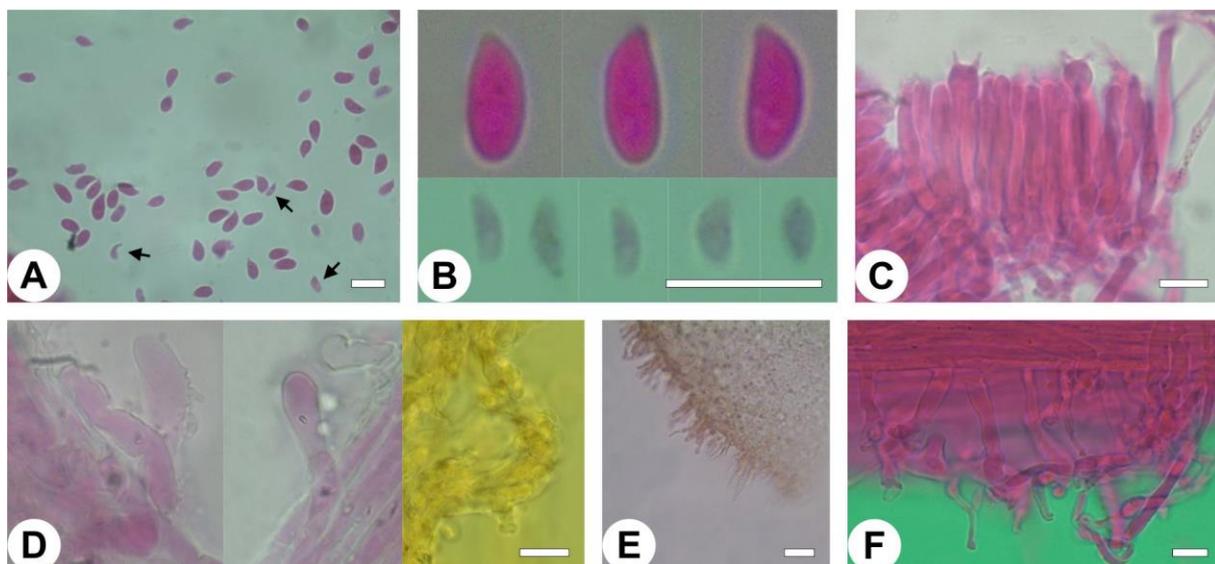


Fig. 9. Caracteres microscópicos de *G. atlanticus*. **A.** Basidiosporas en floxina, nótese las microsporas indicadas con flechas negras. **B.** Detalle de las basidiosporas (superior) y microsporas (inferior). **C.** Basidios. **D.** Elementos terminales de la pileipellis. **E.** Corte transversal de la estipitipellis. **F.** Detalle de los caulocistidios. Barras A-D, F = 10 μm ; E = 30 μm .

Observaciones: Esta especie se caracteriza por el tamaño pequeño a mediano de sus basidiomas [píleo 6–25 mm de diám., estípite 17–42 \times 1–3.5 mm], la coloración del píleo con tonos que van desde el gris amarillento al marrón pálido y la pileipellis en un cutis compuesto por elementos rameales de difícil observación y elementos terminales lisos. Estos caracteres la ubican dentro de la sección *Impudicae* (Antonín & Noordel.) Antonín & Noordel., sin embargo, la mayoría de las especies de esa sección tienen basidiomas con un olor fuerte y generalmente desagradable, no distinguido en los ejemplares aquí analizados (Antonín & Noordeloos 1997, 2010). En la descripción original de *G. atlanticus* se destaca la base del pie hirsuta, mientras que en los ejemplares aquí analizados dicho carácter no es tan evidente. Asimismo, los ejemplares aquí analizados presentan esporas de dos tamaños, unas coincidentes con el tamaño de la descripción original, y otras notablemente más pequeñas descritas aquí como microsporas, que adoptan una coloración más pálida en floxina. Una especie con la cual se la puede confundir en cuanto a coloración y aspecto general del basidioma es *G. talisiae* V. Coimbra, Pinheiro, Wartchow & Gibertoni, descrita para Brasil, pero se diferencia de esta por el mayor tamaño del píleo [20–60 mm], la ausencia de micelio basal y las células terminales de la pileipellis, que poseen incrustaciones marrones y depósitos de pigmentos dispersos (Coimbra et al. 2015). Otra especie similar, aunque de coloración más oscura, es *G. impudicus* (Fr.) Antonín, Halling & Noordel., sin embargo, se

diferencia por el olor fuerte y desagradable que presentan sus basidiomas y la presencia de queilocistidios irregularmente moniliformes a coraloides o ramificados (Noordeloos 1995). Otras especies con las cuales se la puede confundir con facilidad son *Collybia phylladophila* Singer y *C. collybioides* (Speg.) Singer. La primera de ellas se diferencia por presentar el margen del píleo transparente, coloración más oscura del basidioma y presencia de una hipodermis con pigmentos méleos y sin incrustaciones (Singer & Digilio 1952). Por su parte, *C. collybioides* difiere por la coloración con tonos grisáceos, la mayor longitud del estípite [50–75 mm], basidiosporas más angostas [3–3.2 μm] y la presencia de pigmentos incrustados en las paredes de las hifas de la pileipellis (Singer & Digilio 1952). En Argentina se conoce un posible miembro de *Gymnopus* sección *Impudicae* registrado como *Micromphale macrosporum* Singer (Singer 1973, Niveiro & Albertó 2013a, Coimbra et al. 2015), sin embargo, se requieren estudios más exhaustivos que integren técnicas tanto taxonómicas como moleculares para realizar la combinación en caso de ser necesario.

Análisis filogenético

En primera instancia se construyó una filogenia de MV (Anexo 3) con secuencias de ITS de especies del género *Gymnopus* (Coimbra 2017), la cual relaciona a las secuencias obtenidas en este trabajo con especies de la sección *Impudicae*, obteniendo un valor de soporte de BS = 91. Esto permitió seleccionar las especies de dicha sección sumadas a las propuestas por Coimbra et al. (2015) y obtener así un alineamiento mejor ajustado. Esta última matriz incluyó 38 secuencias de 14 taxones pertenecientes a la sección *Impudicae*. El grupo externo estuvo conformado por secuencias de *G. dryophilus* (Bull.) Murrill, *G. inusitatus* var. *cystidiatus* Antonín, Finy & Tomšovský, *G. loiseleurietorum* (M.M. Moser, Gerhold & Tobies) Antonín & Noordel., *G. androsaceus* (L.) Della Magg. & Trassin. y *G. fusipes* (Bull.) Gray, las cuales pertenecen a otras secciones del mismo género y estuvieron relacionadas a la sección *Impudicae* con un valor de soporte de BS = 99 (Anexo 3). Todas las secuencias utilizadas para este análisis se encuentran detalladas en la Tabla 2.

El alineamiento resultó en un total de 820 caracteres, de los cuales 509 eran sitios conservados, 295 variables y 225 parsimonioso-informativos. Los mejores modelos de sustitución fueron estimados como TVM+G, JC y TPM3uf+G para ITS1, 5.8S e ITS2 respectivamente. Las topologías obtenidas con los dos métodos filogenéticos fueron similares, aunque con pocas diferencias en cuanto al soporte estadístico. Por lo tanto, se eligió el árbol de IB y se presentan los valores de soporte de PP / BS para los nodos compatibles (Fig. 10).

Gymnopus atlanticus se relaciona estrechamente con *G. talisiae*, obteniendo el máximo

valor de soporte (PP = 1 y BS = 100), y ambos a su vez se constituyen como grupo hermano de *G. montagnei* (Berk.) Redhead (PP = 1 y BS = 100). Por otra parte, todas las secuencias pertenecientes a la sección *Impudicae* se agruparon en un clado monofilético bien soportado (PP = 1 y BS = 99), dividiéndose a su vez en dos subclados: *Foetidi*, que reúne a las secuencias de *G. ceraceicola* J.A. Cooper & P. Leonard, *G. foetidus* (Sowerby) P.M. Kirk, *G. imbricatus* J.A. Cooper & P. Leonard y *G. hakaroa* J.A. Cooper & P. Leonard (PP = 0,99 y BS = 93) e *Impudici*, que agrupa al resto de las especies, aunque sin soporte.

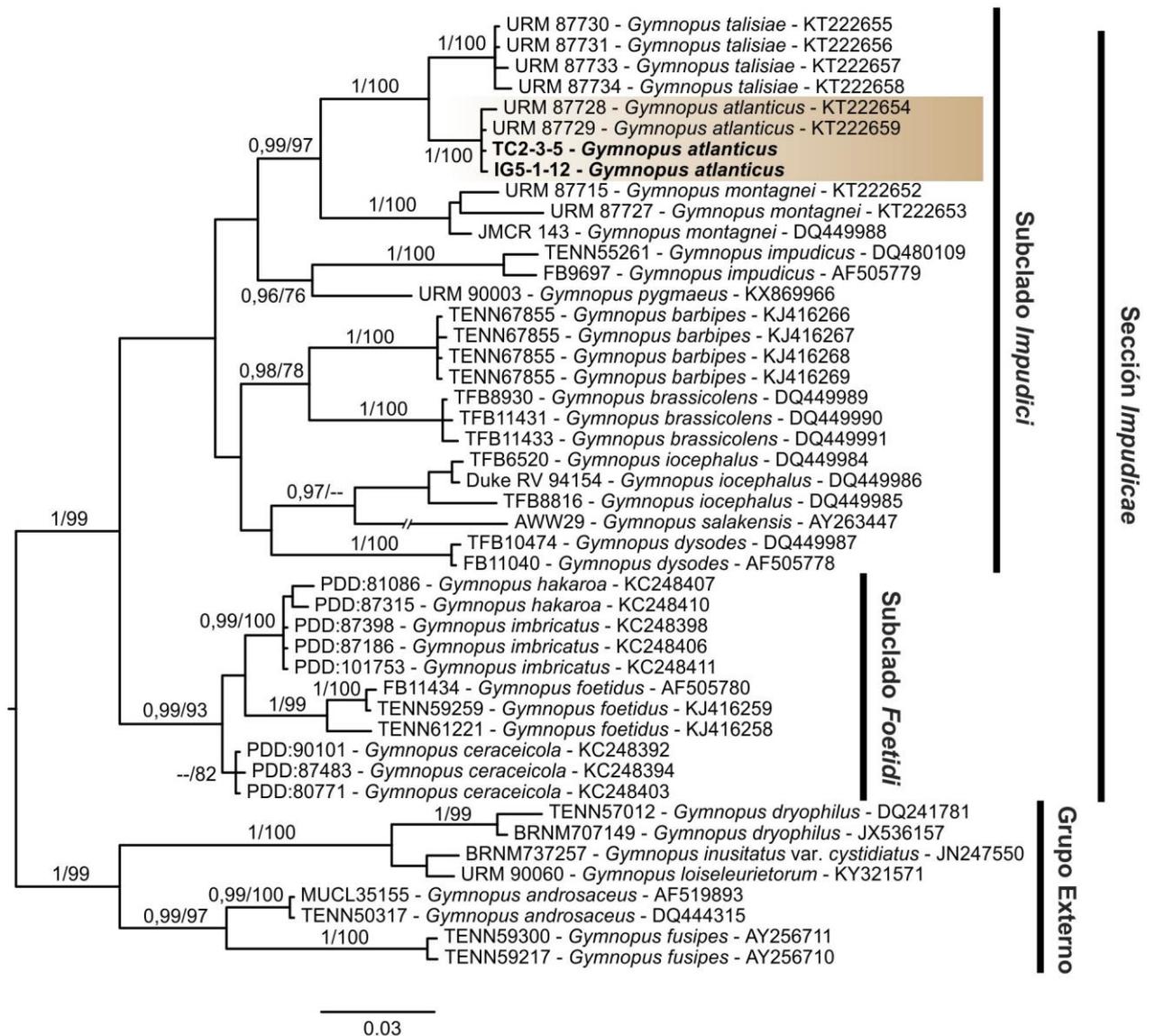


Fig. 10. Árbol consenso obtenido por el Análisis de Inferencia Bayesiana basado en secuencias de ITS de especies de *Gymnopus* sección *Impudicae*. Las secuencias obtenidas en este trabajo se indican en negrita, mientras que en el recuadro sombreado se muestran las secuencias conespecíficas. Los valores de soporte, cuando están presentes, consisten en la probabilidad posterior (PP) seguida del bootstrap (BS), separados por una /. Sólo se anotaron los nodos con un apoyo superior al 50% y se muestran los valores de soporte superiores a

0,90/70. El nombre de los clados corresponde a Coimbra et al. (2015).

Tabla 2. Set de datos de secuencias de ITS de especies de *Gymnopus* utilizadas en los análisis filogenéticos. Las secuencias disponibles en GenBank se encuentran en: **a** Klonowska et al. (2003), **b** Mata et al. (2006), **c** Coimbra et al. (2015), **d** Petersen & Hughes (2014), **e** Cooper & Leonard (2013), **f** Matheny et al. (2006), **g** Antonín et al. (2013), **h** Mata et al. (2004b), **I** Mata et al. (2004a), **j** Antonín et al. (2012), **k** Coimbra (2017), **I** Wilson et al. (2004).

Especie	Voucher (Código herbario)	Código de acceso de ITS
<i>Gymnopus androsaceus</i> ^a	MUCL35155	AF519893
<i>Gymnopus androsaceus</i> ^b	TENN50317	DQ444315
<i>Gymnopus atlanticus</i> ^c	URM 87728	KT222654
<i>Gymnopus atlanticus</i> ^c	URM 87729	KT222659
<i>Gymnopus atlanticus</i>	TC2-3-5	Este estudio
<i>Gymnopus atlanticus</i>	IG5-1-12	Este estudio
<i>Gymnopus barbipes</i> ^d	TENN67855	KJ416266
<i>Gymnopus barbipes</i> ^d	TENN67855	KJ416267
<i>Gymnopus barbipes</i> ^d	TENN67855	KJ416268
<i>Gymnopus barbipes</i> ^d	TENN67855	KJ416269
<i>Gymnopus brassicolens</i> ^b	TFB8930	DQ449989
<i>Gymnopus brassicolens</i> ^b	TFB8931	DQ449990
<i>Gymnopus brassicolens</i> ^b	TFB8933	DQ449991
<i>Gymnopus ceraceicola</i> ^e	PDD:90101	KC248392
<i>Gymnopus ceraceicola</i> ^e	PDD:87483	KC248394
<i>Gymnopus ceraceicola</i> ^e	PDD:80771	KC248403
<i>Gymnopus dryophilus</i> ^f	TENN57012	DQ241781
<i>Gymnopus dryophilus</i> ^g	BRNM707149	JX536157
<i>Gymnopus dysodes</i> ^b	TFB10474	DQ449987
<i>Gymnopus dysodes</i> ^h	FB11040	AF505778
<i>Gymnopus foetidus</i> ^h	FB11434	AF505780
<i>Gymnopus foetidus</i> ^d	TENN59259	KJ416259
<i>Gymnopus foetidus</i> ^d	TENN61221	KJ416258
<i>Gymnopus fusipes</i> ⁱ	TENN59300	AY256711
<i>Gymnopus fusipes</i> ⁱ	TENN59217	AY256710
<i>Gymnopus hakaroda</i> ^e	PDD:81086	KC248407

<i>Gymnopus hakaroda</i> ^e	PDD:87315	KC248410
<i>Gymnopus imbricatus</i> ^e	PDD:87398	KC248398
<i>Gymnopus imbricatus</i> ^e	PDD:87186	KC248406
<i>Gymnopus imbricatus</i> ^e	PDD:101753	KC248411
<i>Gymnopus impudicus</i> ^b	TENN55261	DQ480109
<i>Gymnopus impudicus</i> ⁱ	FB9697	AF505779
<i>Gymnopus inusitatus</i> var. <i>cystidiatus</i> ^j	BRNM737257	JN247550
<i>Gymnopus iocephalus</i> ^b	TFB6520	DQ449984
<i>Gymnopus iocephalus</i> ^b	Duke RV 94154	DQ449986
<i>Gymnopus iocephalus</i> ^b	TFB8816	DQ449985
<i>Gymnopus loiseleurietorum</i> ^k	URM 90060	KY321571
<i>Gymnopus montagnei</i> ^c	URM 87715	KT222652
<i>Gymnopus montagnei</i> ^c	URM 87727	KT222653
<i>Gymnopus montagnei</i> ^b	JMCR 143	DQ449988
<i>Gymnopus pygmaeus</i> ^c	URM 90003	KX869966
<i>Gymnopus salakensis</i> ^l	AWW29	AY263447
<i>Gymnopus talisiae</i> ^c	URM 87730	KT222655
<i>Gymnopus talisiae</i> ^c	URM 87731	KT222656
<i>Gymnopus talisiae</i> ^c	URM 87733	KT222657
<i>Gymnopus talisiae</i> ^c	URM 87734	KT222658

Gymnopilus rhizopalmus Ramirez & Niveiro, *sp. nov.*

Figs. 11-12

Holotipo: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, camino a la aldea, 27°17'19.2" S, 055°34'40.2" O, 227 m snm, 09/IV/2018, *leg. Ramirez N. et al., OS15-4-2* (CTES).

Etimología: *rhizopalmus*, en alusión a su hábitat, ya que crece sobre las raíces de pindó [*Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman].

Píleo 25–50 (70) mm de diám., convexo a ampliamente convexo, margen enrollado cuando joven, luego recto, borde regular; amarillo pálido (2A3-3A3) a amarillo grisáceo (4B3-4B4), con fibrillas marrones (6D8-6E8) a naranja amarronado (6C8), superficie glabra, radialmente fibrilosa, tomentosa hacia el margen, seca, opaca, algunas veces agrietada en

ejemplares maduros dejando ver la carne del contexto. **Contexto** grueso, > 10 mm de espesor en el centro del pileo, más delgado hacia los márgenes, amarillo pálido (1A3) a amarillo grisáceo (1B3), olor y sabor no testeados. **Laminillas** sinuadas, con un diente decurrente sobre el estípite, apretadas, regulares, opacas, lisas, amarillo grisáceo (4B3-4B4) a amarillo pálido (3A3) cuando joven, oscureciéndose en la madurez, naranja amarronado (5C5), margen entero, concoloro con los lados de la laminilla, con lamélulas de distintas longitudes. **Estípite** 48–65 × 4–7 mm, central, cilíndrico, sólido, con la base bulbosa de hasta 17 mm, ápice amarillo pálido (2A3-3A3) a amarillo grisáceo (4B3-4B4) con fibrillas del mismo color, hacia la base las fibrillas se oscurecen tornándose naranja amarronado (8C8) a naranja rojizo (8B8); superficie fibrilosa a escamosa hacia la base. **Anillo** simple, al principio membranoso, luego evanescente dejando fibrillas sobre el estípite, apical, descendente, inmóvil, marrón (7E8) a marrón rojizo (8E8). **Esporada** no observada, probablemente ferruginea.

Basidiosporas 8.8–11.8 × 6.3–9.3 μm, $x = 9.8 \times 7.6$ μm, Q= 1.2–1.7, Q_x= 1.3, n= 39, N=2, subglobosas a ampliamente elipsoidales, ornamentadas con verrugas irregulares, dextrinoides, de paredes levemente engrosadas, sin poro germinativo ni *plage*, meleas en KOH. **Basidios** 30.6–35.4 × 7.5–8.9 μm, claviformes, 4-esporados, con esterigmas elongados de hasta 7 μm de long., de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** no observadas. **Pleurocistidios** 18–37.4 × 5.2–10.7 μm, clavados, inamiloides, de paredes delgadas, con contenido granuloso de color pardo. **Queilocistidios** 15.1–28.3 × 2.9–6.8 μm, lageniformes a lecitiformes, hialinos, inamiloides, ápice obtuso, a veces subcapitado. **Trama himenoforal** subregular, compuesta de hifas cilíndricas, lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** en un cutis, compuesta por cadenas de hifas cilíndricas postradas, 18–50 × 5.2–9.8 μm, elementos terminales con ápice agudo a obtuso, a veces subcapitado, de paredes delgadas, con pigmentos incrustados marrones a méleos, en sectores las hifas se agrupan y elevan casi perpendiculares a la superficie. **Estipitipellis** formada por hifas de 3–8.8 μm de diám., paralelas, elongadas, con pigmentos incrustados en sus paredes. **Caulocistidios** ausentes. **Fíbulas** presentes en todos los tejidos.

Hábito y hábitat: Cortinarioide, solitario a disperso, creciendo sobre raíces de *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman (Pindó).

Material Examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, camino a la aldea, 27°17'19.2" S, 055°34'40.2" O, 227 m snm, 09/IV/2018, *leg. Ramirez N. et al., OS15-4-2* (CTES) (holotipo). *Dpto.*

Iguazú, Parque Nacional Iguazú, circuito superior, 14/IV/2018, leg. Niveiro N. & Ramirez N. 174 (CTES).

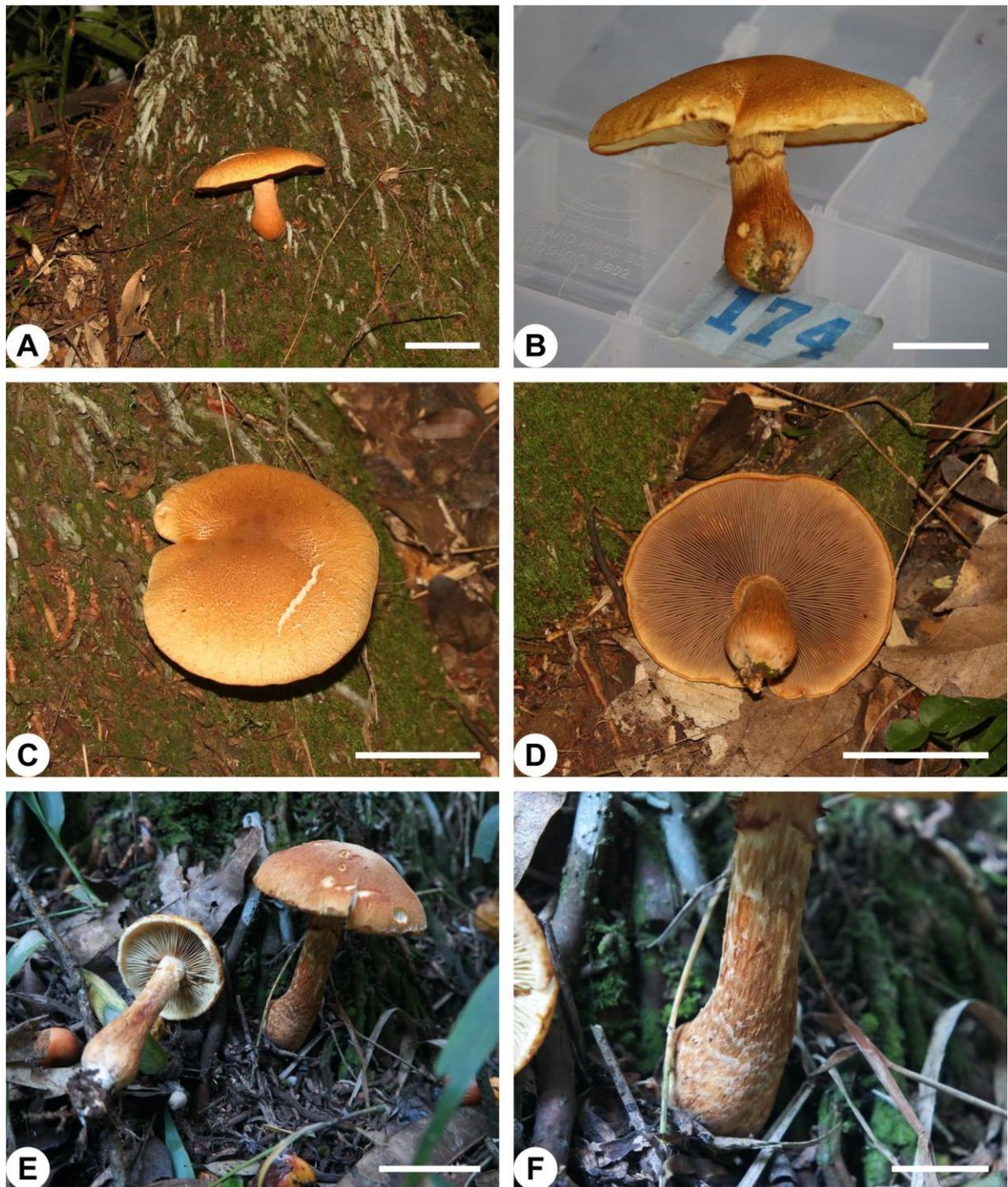


Fig. 11. *Gymnopilus rhizopalmus* [A-D = Niveiro N. & Ramirez N. 174, E-F = OS15-4-2]. **A.** Hábitat. **B.** Aspecto general del basidioma **C.** Detalle del píleo. **D.** Detalle de las laminillas. **E.** Aspecto general del basidioma. **F.** Detalle del estípite. Barras A, C-E = 20 mm; B = 10 mm; F = 5 mm.

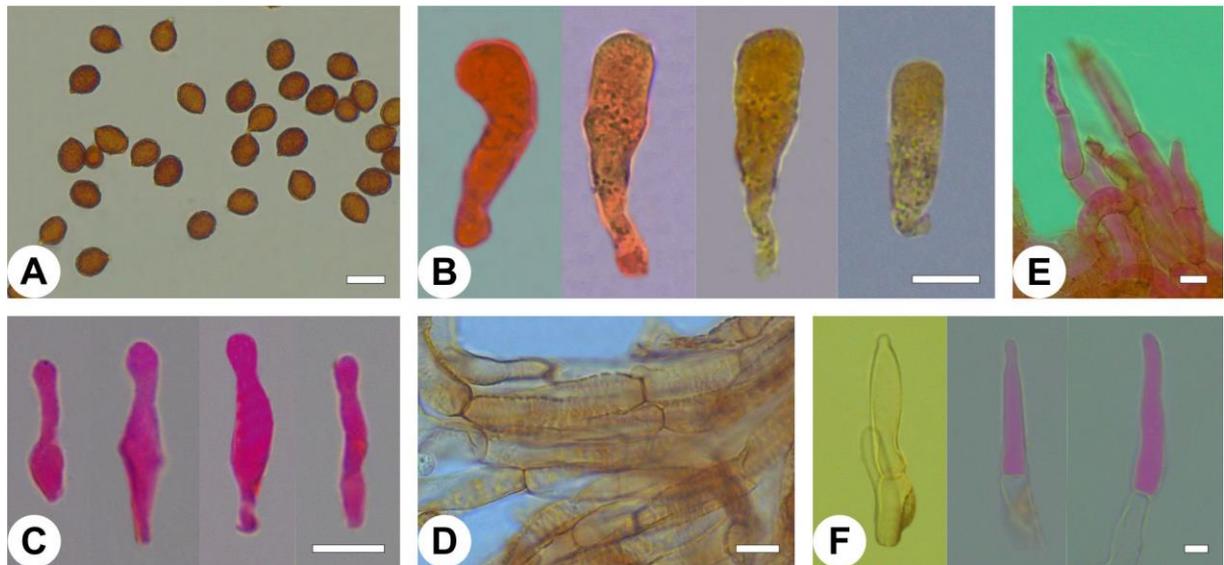


Fig. 12. Caracteres microscópicos de *G. rhizopalmus*. **A.** Basidiosporas en KOH. **B.** Pleurocistidios. **C.** Queilocistidios. **D.** Detalle de la pileipellis. **E-F.** Detalle de los elementos terminales de la pileipellis. Barras = 10 μ m.

Observaciones: Esta especie se caracteriza por el tamaño mediano de sus basidiomas [píleo 25–50 (70) mm de diám., estípite 48–65 \times 4–7 mm], de color amarillo pálido cubierto por fibrillas marrones, la presencia de un anillo fibriloso en el estípite cuya base es bulbosa, basidiosporas subglobosas con verrugas, y la presencia de pleuro- y queilocistidios. Pertenecen a la sección *Annulati* debido a que el velo parcial permanece sobre el estípite formando un anillo persistente (Hesler 1969). Se encuentra estrechamente relacionada con *G. robustus* Guzmán-Dávalos descrita para América Central, sin embargo, ésta presenta basidiomas más grandes y robustos [con el píleo de 70-90 mm y el estípite de 110–130 \times 10–18 mm], pleurocistidios subcapitados con un corto o largo cuello, pileocistidios y caulocistidios (Guzmán-Dávalos 1994, Guzmán-Dávalos & Ovrebo 2001). Una especie similar en cuanto al aspecto general del basidioma y que pertenece a la misma sección, es *G. luteus* (Peck) Hesler, pero presenta basidiomas de mayor tamaño [píleo de 22–250 mm y estípite de 35–150 \times 5–30 mm], basidiosporas elipsoidales y más pequeñas [(6.2) 6.5–8.3 (9.4) \times (4.3) 4.5–5.7 (6.1) μ m] y presencia de caulocistidios (Hesler 1969, Thorn et al. 2020). Otras especies semejantes en cuanto al tamaño y coloración del basidioma son *G. palmicola* Murril y *G. cyanopalmicola* Guzmán-Dávalos. Sin embargo, la primera se diferencia por presentar basidiosporas más pequeñas [7–10 \times 5–7 (7.5) μ m], pleurocistidios sin color con el ápice a veces mucronado, pileocistidios y se encuentra creciendo sobre troncos caídos de palmeras (Murril 1913, Hesler 1969), mientras que *G. cyanopalmicola* difiere por presentar basidiomas de mayor tamaño [píleo de 50–100 mm, y estípite de 40–210 \times 4–21 mm], base del estípite con tintes azules,

basidiosporas elipsoidales a oblongas [8.0–8.8 (11.2) × 5–6 (6.8) μm], pleurocistidios utriformes con el ápice obtuso a subcapitado y caulocistidios delgadamente lageniformes a utriformes (Guzmán-Dávalos & Herrera 2006). *Gymnopilus aculeatus* (Bres. & Roum.) Singer, descrita para México y África, también guarda similitud morfológica y puede ser confundida con *G. rhizopalmus*, sin embargo, se diferencia por presentar escamas o espinas pilosas suberectas a erectas en la superficie del píleo con tintes rojizos, basidiosporas más angostas [4.8–6.8 μm] y ausencia de pleurocistidios (Singer 1949).

Análisis filogenético

Se construyó una matriz con distintas secuencias de ITS de especies representantes del género *Gymnopilus* disponibles en la base de datos del Genbank. Esta incluyó 51 secuencias de 30 taxones pertenecientes a dicho género, sumado a *Galerina autumnalis* (Peck) A.H. Sm. & Singer como grupo externo (Guzmán-Dávalos et al. 2003). Todas las secuencias utilizadas para este análisis se encuentran detalladas en la Tabla 3.

El alineamiento resultó en un total de 709 caracteres, de los cuales 493 eran sitios conservados, 200 variables y 131 parsimonioso-informativos. Los mejores modelos de sustitución fueron estimados como TPM2uf+G, JC y TIM2+G para ITS1, 5.8S e ITS2 respectivamente. Se muestra únicamente el resultado del análisis de Inferencia Bayesiana con los valores de soporte de PP / BS para apoyar los nodos compatibles con el análisis de MV, debido a que ambos exhibieron una topología similar (Fig. 13). Los análisis realizados apoyan que la secuencia OS15-4-2 se encuentra estrechamente relacionada con *G. robustus*, con valores de soporte de PP = 1 y BS = 100. Así mismo, el clado de *G. robustus* + *G. rhizopalmus* se encuentra relacionado de igual manera con la mayoría de las secuencias incluidas en este estudio, formándose un peine en el nodo basal. Es probable que esto se deba a que muy pocas especies de este género cuentan con secuencias de ITS, de hecho, la última filogenia disponible es la realizada por Guzmán-Dávalos et al. (2003), siendo concordantes con los resultados aquí obtenidos.

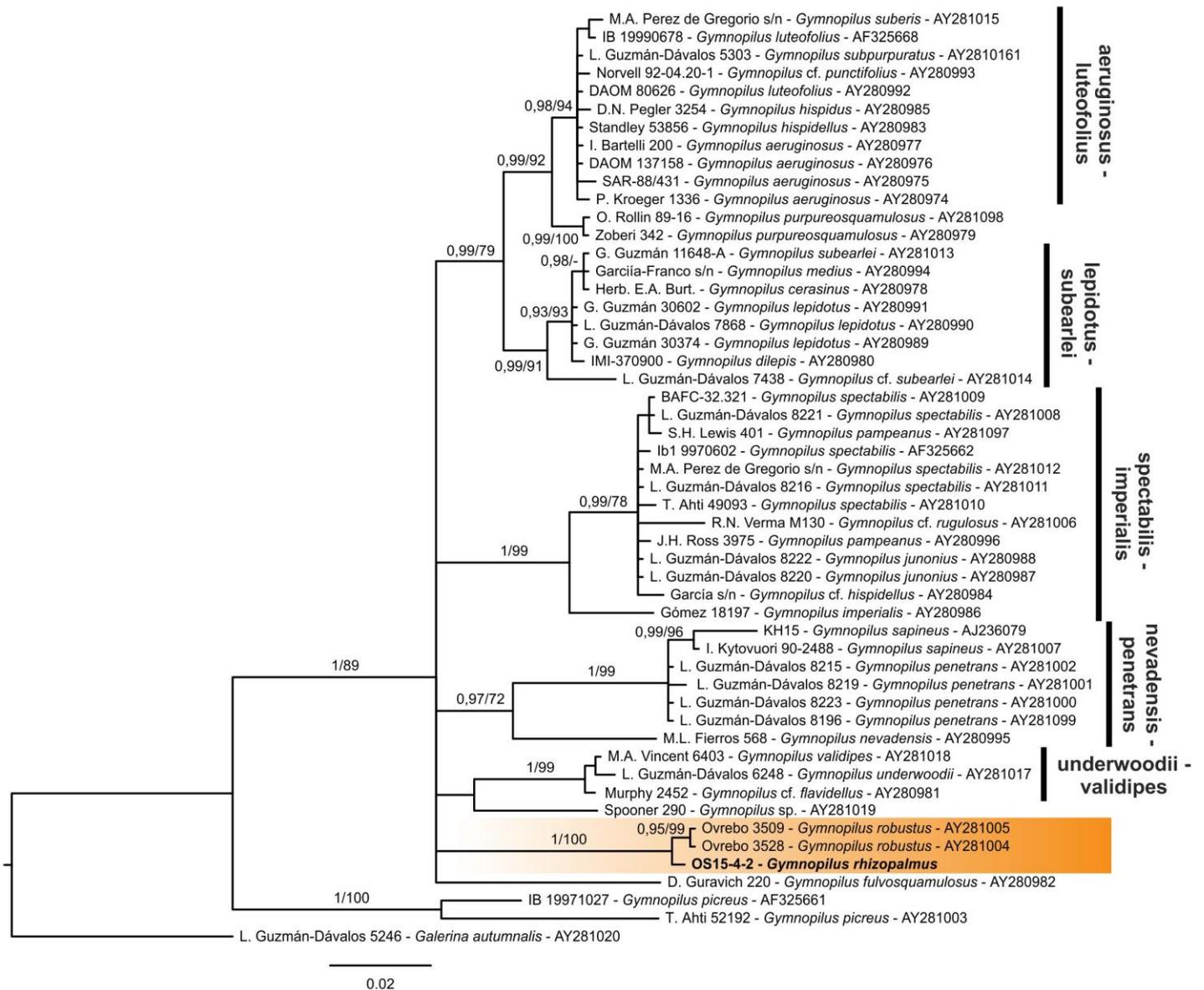


Fig. 13. Árbol consenso obtenido por el Análisis de Inferencia Bayesiana basado en secuencias de ITS de especies del género *Gymnopilus*. La secuencia obtenida en este trabajo se indica en negrita, mientras que en el recuadro sombreado se indica las secuencias estrechamente relacionadas. Los valores de soporte, cuando están presentes, consisten en la probabilidad posterior (PP) seguida del bootstrap (BS), separados por una /. Sólo se anotaron los nodos con un apoyo superior al 50% y se muestran los valores de soporte superiores a 0,90/70. El nombre de los clados corresponde a Guzmán.Dávalos et al. (2003).

Tabla 3. Set de datos de secuencias de ITS de especies de *Gymnopilus* utilizadas en los análisis filogenéticos. Las secuencias disponibles en GenBank se encuentran en: **a** Guzmán-Dávalos et al. (2003), **b** Moser et al. (2001), **c** Peintner et al. (2001), **d** Hoiland & Holst-Jensen (Genbank).

Especie	Voucher	Código de acceso de ITS
<i>Galerina autumnalis</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 5246	AY281020
<i>Gymnopilus aeruginosus</i> ^a	P. Kroeger 1336	AY280974
<i>Gymnopilus aeruginosus</i> ^a	SAR 88-431	AY280975
<i>Gymnopilus aeruginosus</i> ^a	DAOM 137158	AY280976
<i>Gymnopilus aeruginosus</i> ^a	I. Bartelli 200	AY280977
<i>Gymnopilus cerasinus</i> ^a	Herb. E. A. Burt.	AY280978
<i>Gymnopilus</i> cf. <i>flavidellus</i> ^a	Murphy 2452	AY280981
<i>Gymnopilus</i> cf. <i>hispidellus</i> ^a	García s/n	AY280984
<i>Gymnopilus</i> cf. <i>punctifolius</i> ^a	L. Norvell 92-04.20-1	AY280993
<i>Gymnopilus</i> cf. <i>rugulosus</i> ^a	Verma M130	AY281006
<i>Gymnopilus</i> cf. <i>subearlei</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 7438	AY281014
<i>Gymnopilus dilepis</i> ^a	IMI 370900	AY280980
<i>Gymnopilus fulvosquamulosus</i> ^a	D. Guravich 220	AY280982
<i>Gymnopilus hispidellus</i> ^a	Standley 53856	AY280983
<i>Gymnopilus hispidus</i> ^a	D. N. Pegler 3254	AY280985
<i>Gymnopilus imperialis</i> ^a	Gómez 18197	AY280986
<i>Gymnopilus junonius</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8220	AY280987
<i>Gymnopilus junonius</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8222	AY280988
<i>Gymnopilus lepidotus</i> ^a	G. Guzmán 30374	AY280989
<i>Gymnopilus lepidotus</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 7868	AY280990
<i>Gymnopilus lepidotus</i> ^a	G. Guzmán 30602	AY280991
<i>Gymnopilus luteofolius</i> ^a	DAOM 80626	AY280992
<i>Gymnopilus luteofolius</i> ^b	IB 19990678	AF325668
<i>Gymnopilus medius</i> ^a	García Franco s/n	AY280994
<i>Gymnopilus nevadensis</i> ^a	M.L. Fierros 568	AY280995
<i>Gymnopilus pampeanus</i> ^a	J.H. Ross 3975	AY280996
<i>Gymnopilus pampeanus</i> ^a	S.H. Lewis 401	AY281097
<i>Gymnopilus penetrans</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8196	AY281099
<i>Gymnopilus penetrans</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8223	AY281000
<i>Gymnopilus penetrans</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8219	AY281001
<i>Gymnopilus penetrans</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8215	AY281002
<i>Gymnopilus picreus</i> ^a	T. Ahti 52192	AY281003
<i>Gymnopilus picreus</i> ^c	IB 19971027	AF325661
<i>Gymnopilus purpureosquamulosus</i> ^a	Zoberi 342	AY280979
<i>Gymnopilus purpureosquamulosus</i> ^a	O. Rollin 89 16	AY281098
<i>Gymnopilus rhizopalmus</i>	OS15-4-2	Este estudio
<i>Gymnopilus robustus</i> ^a	C. Ovrebo 3528	AY281004

<i>Gymnopilus robustus</i> ^a	C. Ovrebo 3509	AY281005
<i>Gymnopilus sapineus</i> ^a	I. Kytovuori 90-2488	AY281007
<i>Gymnopilus sapineus</i> ^d	KH15	AJ236079
<i>Gymnopilus spectabilis</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8221	AY281008
<i>Gymnopilus spectabilis</i> ^a	BAFC-32.321	AY281009
<i>Gymnopilus spectabilis</i> ^a	T. Ahti 49093	AY281010
<i>Gymnopilus spectabilis</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 8216	AY281011
<i>Gymnopilus spectabilis</i> ^a	M.A. Perez de Gregorio s/n	AY281012
<i>Gymnopilus spectabilis</i> ^c	IB 19970602	AF325662
<i>Gymnopilus</i> sp ^a	Spooner 290	AY281019
<i>Gymnopilus subearlei</i> ^a	G. Guzmán 11648-A	AY281013
<i>Gymnopilus suberis</i> ^a	M.A. Pérez de Gregorio s/n	AY281015
<i>Gymnopilus subpurpuratus</i> ^a	L. Guzmán-Dávalos 5303	AY281016
<i>Gymnopilus underwoodii</i> ^a	L. Guzman-Davalos 6248	AY281017
<i>Gymnopilus validipes</i> ^a	M.A. Vincent 6403	AY281018

***Marasmius* sect. *Globulares* Kühner emend. Antonín & Noordeloos, subsect. *Leonini* J.S. Oliveira & Moncalvo**

Marasmius guaraniticus* Ramirez, Niveiro & Nouhra, *sp. nov.

Figs. 14-15

Holotipo: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, Isla San Martín, 25°41'13.9" S, 054°26'33.7" O, 134 m snm, 11/IV/2018, *leg. Ramirez N. et al., IG11-1-6* (CTES).

Etimología: el epíteto específico está dedicado a los pobladores de los montes nativos de la selva Misionera, los “Mbyá Guaraní”.

Píleo 8–40 mm de diám., convexo a ampliamente convexo, centro plano o levemente hundido, sulcado-estriado, margen a veces incurvado tendiendo a recto, borde regular; marrón-marrón pálido (6E6-6D5) a marrón oscuro (5D4) cuando maduro, con tintes ferrugíneos cuando joven, amarillo pardo (5C7) a naranja amarronado (5C5-5C6) en el centro, marrón amarillento (5D7-5D8) hacia los bordes, superficie glabra, velutina, seca, opaca, higrófana. **Contexto** fino (< 1 mm), membranáceo, blanco amarillento (1A2), olor indistinguible y sabor no testeado. **Laminillas** anexas, adnatas a sinuadas, subdistantes, L= 10-14, l= 3, regulares, opacas, lisas, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (1A3), margen entero, concoloro con los lados de la laminilla o ligeramente más oscuro (se oscurece al secarse). **Estípite** 25–40 × 0.8–2 mm, central, cilíndrico, hueco, igual, cartilaginoso, ápice

concoloro con las laminillas, algunas veces amarillo pálido (2A3-4A3), volviéndose marrón pálido (6D5) a marrón oscuro (5D4) hacia la base; superficie glabra, lisa, levemente pruinosa bajo lupa; con abundante micelio basal estrigoso que cubre casi todo el sustrato, blanco amarillento (2A2) a amarillo pálido (3A3-4A3) tornándose anaranjado pálido (5A3) en algunas partes. **Esporada** no observada, presumiblemente blanca (1A1).

Basidiosporas 9.7–13.5 (14.4) × 3.3–4.9 μm, $x = 11.9 \times 4 \mu\text{m}$, Q= 2.4–3.4, $Qx = 3$, n= 25, N= 2, oblongas, subclavadas, con una leve depresión suprahilar, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** no observados. **Basidiolas** 17–30 × 5–6.5 μm claviformes, lisas, hialinas, de paredes delgadas, inamiloides, abundantes. **Pleurocistidios** en forma de células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal 7.5–13 × 4.3–7.4 μm, hialinos, inamiloides, de paredes finas que se engrosan hacia el ápice, con espinas apicales de hasta 11.5 μm de long. que no sobresalen la capa en empalizada de basidios y basidiolas, ápice agudo, méleas. **Queilocistidios** en forma de células en cepillo del tipo *Siccus*, semejantes a los pleurocistidios, cuerpo principal 6.2–17.9 × 3.9–7.5 μm, de paredes relativamente finas que se engrosan hacia el ápice, con espinas apicales de hasta 10 μm de long., cilíndricas, filiformes, meleas a amarillo pálidas, abundantes, hialinos, formando una capa continua a lo largo del borde de la laminilla. **Trama himenoforal** fuertemente dextrinoide, subregular, compuesta de hifas entrelazadas, cilíndricas, hasta 8 μm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** himeniforme, compuesta por células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal 6.8–17.8 × 5.4–10.7 μm, de paredes delgadas que se engrosan hacia el ápice, hialinas, con espinas apicales erectas, cortas a elongadas, hasta 8.5 μm de long., cilíndricas, filiformes, en forma de aguja, simples, abundantes, meleas. **Estipitipellis** formada por hifas de hasta 6 μm de diám., paralelas, elongadas, dextrinoides. **Caulocistidios** en forma de células en cepillo del tipo *Siccus* o del tipo amiloflagellula, cuerpo principal 4.4–16.1 × 3.9–11.5 μm, mayormente reducido, con espinas apicales elongadas, hasta 25.2 μm, ápice agudo, abundantes, dispuestos a lo largo de todo el estípite, muy variables en su forma. **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: micenoide, creciendo en pequeñas ramas y troncos húmedos en putrefacción.

Material examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, Isla San Martín, 25°41'13.9" S, 054°26'33.7" O, 134 m snm, 11/IV/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, IG11-1-5 (CTES). *Íd.* IG11-1-6 (CTES) (holotipo). *Íd.* IG11-4-3 (CTES). *Ibíd.* Camino al destacamento Apepú,

25°39'50.6" S, 054°25'15.7" O, 196 m snm, 26/IV/2019, leg. Ramirez N. et al.,
IG24-2-1 (CTES).



Fig. 14. *Marasmius guaraniticus*. [A-B = IG11-1-5, C-D = IG11-1-6]. **A.** Aspecto general del basidioma. **B.** Detalle de las laminillas. **C.** Aspecto general de basidiomas jóvenes. **D.** Detalle de las laminillas y el estípite. Barras = 20 mm.

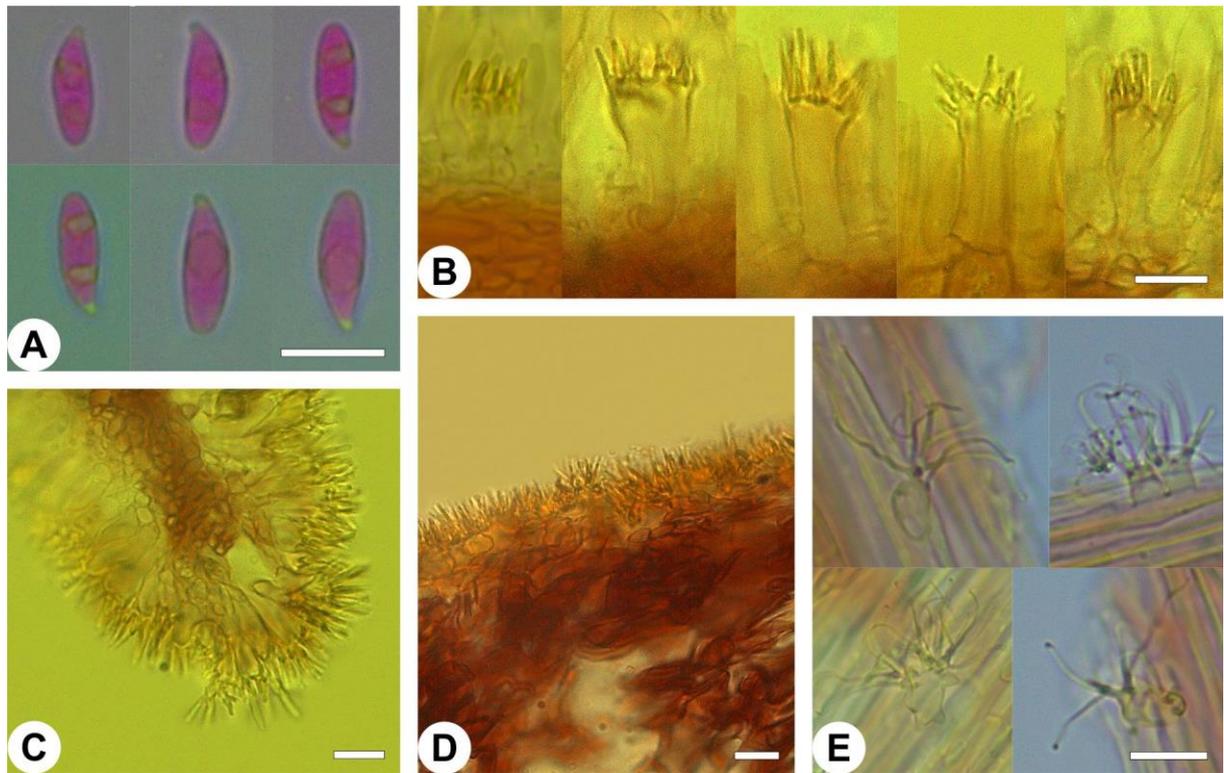


Fig. 15. Caracteres microscópicos de *Marasmius guaraniticus*. **A.** Basidiosporas. **B.** Pleurocistidios. **C.** Queilocistidios. **D.** Detalle de la pileipellis. **E.** Caulocistidios. Barras = 10 μm .

Observaciones: Esta especie se caracteriza por su píleo de tamaño mediano [8–40 mm de diám.], estriado-sulcado, marrón a marrón oscuro con laminillas distantes y amarillentas, basidiosporas medianas [9.7–13.5 (14.4) \times 3.3–4.9 μm], pleurocistidios en forma de células en cepillo del tipo *Siccus*, y caulocistidios de tipo coraloide con espinas elongadas. Una especie muy similar en cuanto al tamaño de las esporas [8.3–12.5 \times 2.7–4 μm], queilocistidios en forma de células en cepillo y caulocistidios de tipo coraloide, es *M. trinitatis* Singer, pero se diferencia por la forma y coloración olivácea del píleo, disposición más apretada de las laminillas y ausencia de pleurocistidios (Singer 1976, Oliveira 2014). Otra especie macroscópicamente similar en cuanto a la coloración, forma del píleo y disposición de las laminillas es *M. grandisetulosus* Singer, pero difiere en el mayor tamaño de las esporas [16.9–21.5 (23) \times 3.5–5.4 μm], presencia de pleurocistidios clavados a subfusiformes y ausencia de caulocistidios (Antonín 2007). *Marasmius guaraniticus* podría ser confundida con *M. setulosifolius* Singer descrita para Bolivia y Panamá, ya que son muy similares en cuanto a la coloración del píleo, presencia de pleurocistidios en forma de células en cepillo y caulocistidios tipo amiloflagellula. Sin embargo, esta última presenta el píleo más pequeño (hasta 27 mm diám.), una disposición más apretada de las laminillas y basidiósporas más pequeñas [8.2–10.2 \times 3.5–4.7 μm] (Singer 1965, 1976).

Holotipo: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, Sendero Vainilla, 27°16'46.6" S, 055°34'46.2" O, 152 m snm, 17/IV/2017, *leg. Ramirez N. & Thomann M.L. OSI-4-14* (CTES).

Etimología: el epíteto *hygrophanus* se refiere a la naturaleza higrófana del píleo.

Píleo 6–30 mm de diám., hemisférico a convexo, tendiendo a ampliamente convexo, centro plano o algo umbonado, liso a ligeramente sulcado-estriado, más notorio cuando maduro; muy variable en cuanto a coloración, amarillo grisáceo (4C5-4C4) a marrón amarillento (5D5), marrón olivo (4E5) a marrón amarillento (5E4-5E5), marrón amarillento (5F7) a marrón oscuro (6E7-6F8), generalmente más claro en el centro del píleo; superficie glabra, velutina bajo lupa, seca, opaca, higrófana. **Contexto** fino (< 1 mm), membranáceo, blanco amarillento (1A2), olor y sabor no testeados. **Laminillas** libres a adnatas, subdistantes, L= 11-14, l= 3, opacas, lisas, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (1A3), margen entero, concoloro con el borde de las laminillas. **Estípites** 30–50 × 0.9–1.6 mm, central, cilíndrico, hueco, igual, cartilaginoso, amarillo grisáceo cuando joven (2B3) con la base marrón clara a marrón dorada (5D6-5D7), oscureciéndose cuando maduro, marrón oscuro (7F4-7F5) en la base, aclarándose hacia el ápice, marrón claro en la parte media (6D7-6D8), amarillo pálido en el ápice (2A3) que se torna concoloro con las laminillas, con escaso micelio basal tomentoso, blanco amarillento (2A2) a amarillo pálido (3A3), superficie glabra, lisa, lustrosa. **Esporada** no observada, presumiblemente blanca (1A1).

Basidiósporas 8.5–10.6 (12) × 2.6–4 µm, $x = 9.8 \times 3.1$ µm, Q= 2.5–4.3, $Q_x = 3.1$, n= 20; N= 2, oblongas, subclavadas, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** 24.9–32.9 × 4.9–7.3 µm, claviformes, 4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** 19.6–25.2 × 3.8–6.6 µm claviformes, lisas, hialinas, de paredes delgadas, inamiloides, abundantes. **Pleurocistidios** ausentes. **Queilocistidios** en forma de células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal 8.1–17.7 × 3.1–8.6 µm, claviformes a irregulares, ocasionalmente ramificados en el ápice, de paredes finas, con espinas apicales relativamente cortas de hasta 7 µm de long., erectas, cilíndricas, cónicas, verrucosas o moniliformes, abundantes, hialinos, formando una capa continua a lo largo del borde de la laminilla. **Trama himenoforal** fuertemente dextrinoide, subregular, compuesta de hifas entrelazadas, cilíndricas, hasta 7 µm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** himeniforme, compuesta por células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal 8.1–17.7 × 3.1–8.6 µm, de paredes delgadas, hialinas, con espinas apicales erectas, cortas a elongadas,

hasta 7 μm de long., cilíndricas, filiformes, simples, abundantes, méleas. **Estipitipellis** formada por hifas de hasta 10 μm de diám., paralelas, elongadas, dextrinoides, de paredes levemente engrosadas, méleas. **Caulocistidios** ausentes. **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: micenoide, a veces cespitoso, creciendo sobre hojarasca y pequeñas ramas en descomposición.

Material examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, Sendero Vainilla, 27°16'46.6" S, 055°34'46.2" O, 152 m snm, 17/IV/2017, *leg. Ramirez N. & Thomann M.L. OS1-1-6 (CTES). Íd. OS1-4-14 (CTES) (holotipo). Íd. OS1-4-15 (CTES). Ib. Sendero de las Aves, 27°16'58.1" S, 055°34'28.3" O, 213 m snm, 7/IV/2018, leg. Ramirez N. et al. OS12-3-20 (CTES).*



Fig. 16. Aspecto general del basidioma y las laminillas de *Marasmius hygrophanus*. **A.** OS1-1-6. **B.** OS1-4-15. **C-D.** OS1-4-14. Barras = 10 mm.

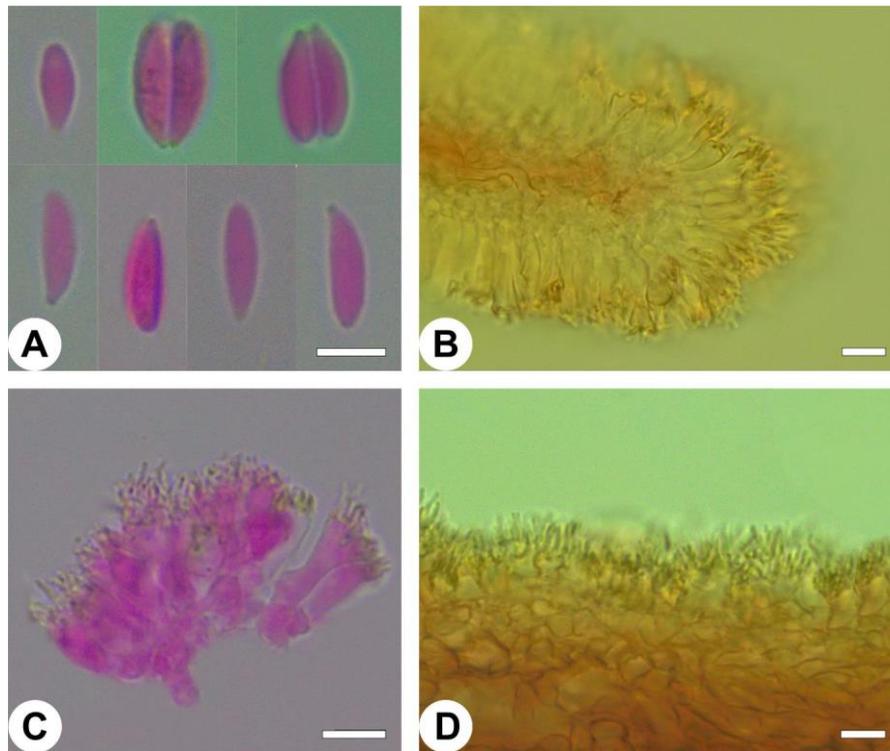


Fig. 17. Caracteres microscópicos de *Marasmius hygrophanus*. **A.** Basidiosporas. **B-C.** Queilocistidios. **D.** Detalle de la pileipellis. Barras = 10 μ m.

Observaciones: Esta especie se caracteriza por la coloración de su píleo, desde amarillo grisáceo a marrón oscuro con tintes oliváceos, laminillas subdistantes y ausencia de pleurocistidios. Una especie muy semejante en cuanto a la micromorfología es *M. ruber* Singer, pero difiere en la coloración naranja brillante (6A7–6A8) del píleo y las laminillas, el hábito solitario y la presencia de dos tipos de hifas en el estípite, una de ellas semejante a las hifas esqueléticas (Oliveira 2014). Otra especie similar es *M. digiloi* Singer, pero se diferencia en la coloración gris con tonos oliváceos y el tamaño más pequeño del píleo [5-16 mm diám.], y por presentar basidiosporas más pequeñas [6–9 \times (3) 3.5–4.5 μ m] (Singer & Digilio 1952, Singer 1976). También se la puede confundir con *Marasmius guaraniticus*, descrita en el presente trabajo, ya que presentan un similar aspecto en cuanto a coloración y forma general del basidioma. Sin embargo, se diferencian en que *Marasmius guaraniticus* presenta pleurocistidios con forma de células en cepillo y caulocistidios tipo amiloflagellula.

Holotipo: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Parque Provincial Teyú Cuaré, sendero hacia el Mirador de la Luna, 27°16'06.9" S, 055°35'07.0" O, 204 m snm, 20/IV/2017, *leg. Ramirez N.A. & Thomann M.L. TC4-2-6* (CTES).

Etimología: el epíteto específico *teyucarensis* hace referencia a la localidad donde se colectó el material tipo, el PP Teyú Cuaré.

Píleo 10–20 mm de diám., convexo a ampliamente convexo hemisférico, a veces plano a corrugado cuando maduro, centro plano a levemente deprimido, liso a ligeramente sulcado-estriado, margen incurvado a recto, borde regular; marrón oliváceo (4D4), marrón amarillento a marrón pálido (5D5-5D7), con el centro marrón amarillento cuando maduro (5D8), superficie glabra, velutina, seca, opaca, no higrófana. **Contexto** fino (< 1 mm), membranáceo, blanco amarillento (1A2), olor y sabor no testeados. **Laminillas** libres, subdistantes, L= 14-17, l= 4, regulares a irregulares, a veces anastomosadas, opacas, lisas, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (1A3), margen recto, concoloro con el borde de las laminillas. **Estípite** 27–34 × 1–1.5 mm, central, cilíndrico, hueco, igual, cartilaginoso, naranja pálido en el ápice (4A3) que se torna concoloro con las laminillas, marrón anaranjado en la parte media (5C5-5C6), marrón oscuro (7D8) hacia la base, con escaso micelio basal tomentoso, blanco amarillento (2A2) a amarillo pálido (3A3), superficie glabra, lisa, lustrosa. **Esporada** no observada, presumiblemente blanca (1A1).

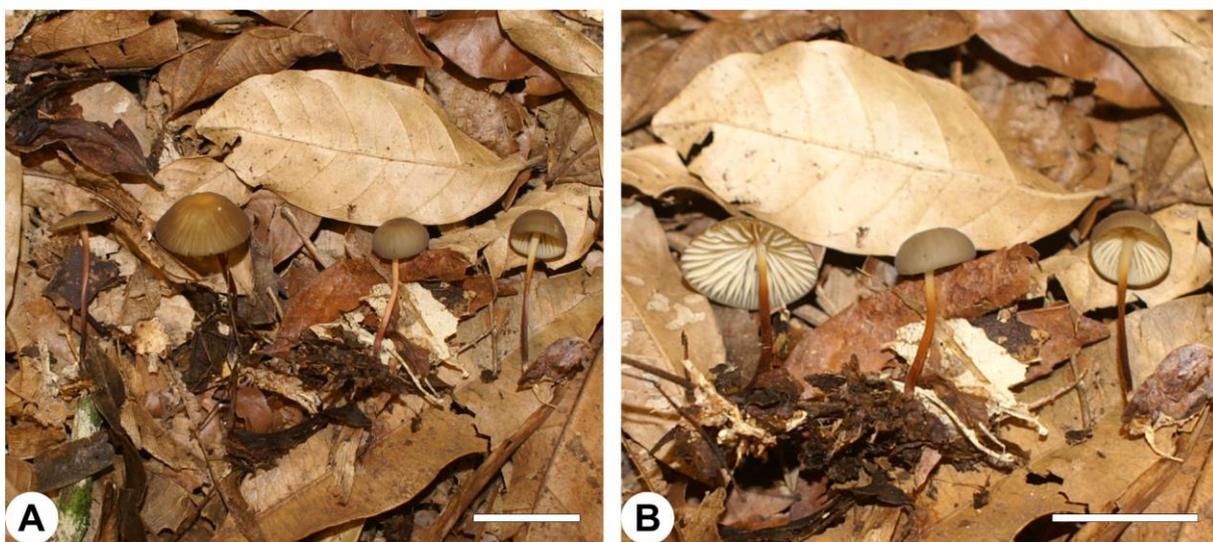


Fig. 18. *Marasmiu teyucarensis*. **A.** Aspecto general del basidioma. **B.** Detalle de las laminillas. Barras = 10 mm.

Basidiosporas 6.8–10 (11) × 2.5–4.5 μm, $x=9 \times 3.3$ μm, Q= 2.1–3.6, Q_x= 2.8, n= 25, N= 2, oblongas a subfusoides, con una leve depresión suprahilar, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** 24–28 × 4–5 μm, claviformes, 4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** 17–24.3 × 3–5 μm, claviformes, lisas, hialinas, de paredes delgadas, inamiloides, abundantes. **Pleurocistidios** 22.7–30.8 × 3.7–5.4 μm, clavados fusoides, cilíndricos, delgadamente lageniformes, irregulares, algunos con el ápice capitado, poco evidentes, casi no sobrepasan la capa de basidios y basidiolas, hialinos, inamiloides, de paredes delgadas, lisas. **Queilocistidios** en forma de células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal 12.3–28.3 × 3.9–7.4 μm, de paredes relativamente finas, levemente engrosadas hacia el ápice, con espinas apicales de hasta 8 μm de long., cilíndricas, filiformes, meleas a amarillo pálidas, abundantes, formando una capa continua a lo largo del borde de la laminilla. **Trama himenoforal** fuertemente dextrinoide, subregular, compuesta de hifas entrelazadas, cilíndricas, hasta 7 μm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** himeniforme, compuesta por células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal 6.8–16.1 × 2.2–7.8 μm, de paredes delgadas, hialinas, con espinas apicales cortas, hasta 7 μm de long., cilíndricas, filiformes, en forma de aguja, simples, abundantes, meleas. **Estipitipellis** formada por hifas paralelas, elongadas, de paredes levemente engrosadas, dextrinoides. **Caulocistidios** ausentes. **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: micenoide, cespitoso, creciendo en hojarasca.

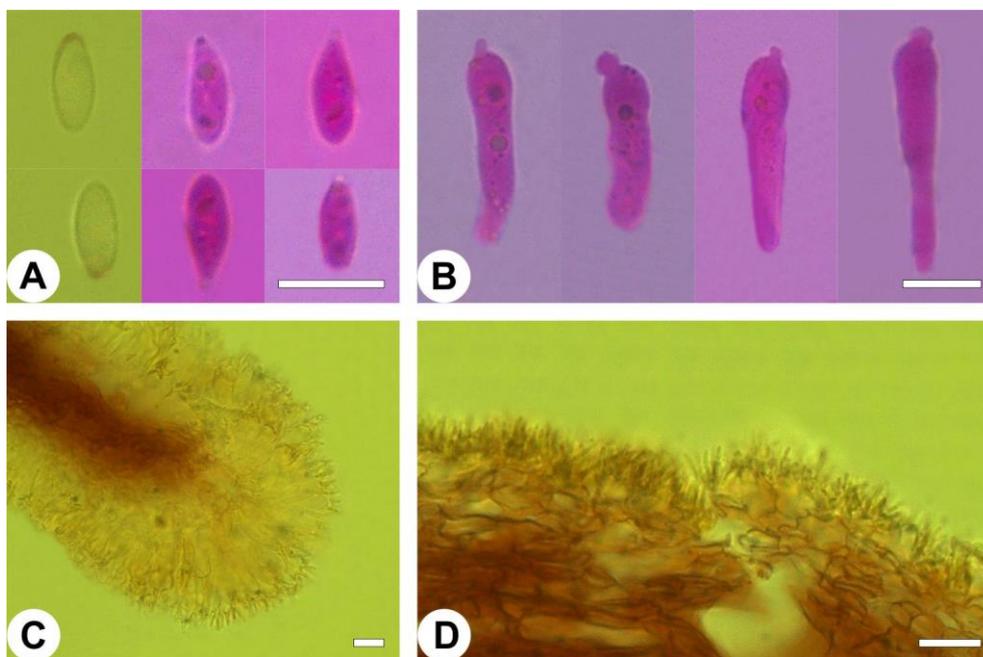


Fig. 19. Caracteres microscópicos de *Marasmius teyucuaensis*. **A.** Basidiosporas. **B.** Pleurocistidios. **C.** Queilocistidios. **D.** Detalle de la pileipellis. Barras = 10 μm.

Material examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Parque Provincial Teyú Cuaré, sendero hacia el Mirador de la Luna, 27°16'06.9" S, 055°35'07.0" O, 204 m snm, 20/IV/2017, *leg. Ramirez N.A. & Thomann M.L. TC4-2-6* (CTES) (holotipo).

Observaciones: Esta especie se caracteriza por su píleo con tintes oliváceos y la presencia de pleurocistidios. Macroscópicamente, se la puede confundir con *M. altoribeirensis* J.S. Oliveira, descrita recientemente para Brasil, pero difiere de esta por presentar laminillas más distantes ($L= 11$), setas apicales de células que conforman la pileipellis notoriamente más largas (hasta $18.3 \mu\text{m}$), y caulocistidios en forma de células en cepillo con setas apicales elongadas (Oliveira 2020b). *M. teyucuaensis* también se puede confundir macroscópicamente con *M. digiloi* y *M. trinitatis*, sin embargo, se diferencia de la primera porque esta carece de pleurocistidios y presenta queilocistidios tipo células en cepillo entremezclados con elementos ampulosos a ventricosos que a veces están ramificados o tienen un ligero abultamiento en la punta, mientras que difiere de *M. trinitatis* por presentar basidiomas de mayor tamaño [píleo 9–34 mm de diám., estípite $27\text{--}50 \times 1\text{--}2 \text{ mm}$], esporas de mayor longitud [$8.3\text{--}12.5 \mu\text{m}$] y queilocistidios completamente hialinos (Singer 1976). Otra especie similar en cuanto a la coloración del basidioma es *M. brunneoolivascens* Wannathes, Desjardin & Lumyong, pero esta presenta basidiosporas de mayor tamaño [(11) $12\text{--}14$ (15) \times $4\text{--}5$ (6) μm] y pleurocistidios de dos tipos, cilíndricos a claviformes y tipo células en cepillo (Wannathes et al. 2009).

Marasmius ferruginoides Antonín

Figs. 20-21

Mycotaxon 89 (2): 403 (2004)

Píleo 7–20 mm de diám., campanulado, convexo hemisférico a plano cuando maduro, centro plano, liso a ligeramente estriado, margen recto a ondulado, borde regular; naranja intenso (6A8-6B8) a naranja rojizo (7A8-7B8), tornándose naranja pálido hacia los bordes (6A5-6A4), superficie glabra, lisa a velutina, seca, opaca, no higrófana. **Contexto** fino ($< 1 \text{ mm}$), membranáceo, blanco amarillento (1A2), olor y sabor no testeados. **Laminillas** libres, subdistantes, $L= 16\text{--}19$, $l= 4$, regulares, opacas, lisas, blanco amarillentas (1A2) a amarillo pálidas (1A3), margen recto, concoloro con el borde de las laminillas. **Estípite** $27\text{--}45 \times 0.7\text{--}1.3 \text{ mm}$, central, cilíndrico, hueco, igual, cartilaginoso, amarillo pálido (3A3) cuando joven, oscureciéndose al madurar, naranja pálido en el ápice (5A3) que se torna concoloro con las

laminillas, marrón claro en la parte media (6D7-6D8), marrón oscuro (7E8) hacia la base, con micelio basal tomentoso, blanco amarillento (2A2) a amarillo pálido (3A3), superficie glabra, lisa, lustrosa. **Esporada** no observada, presumiblemente blanca(1A1).

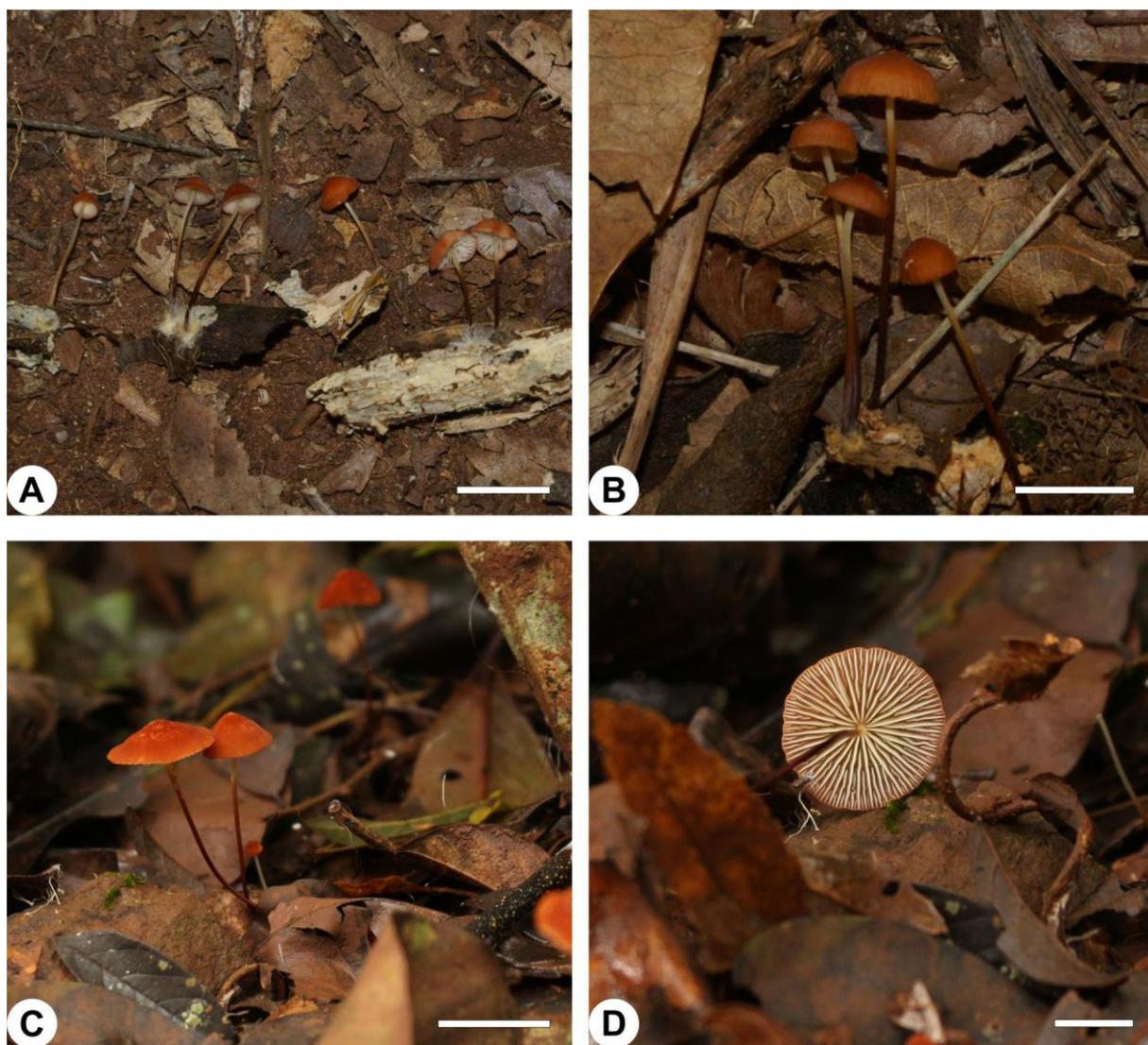


Fig. 20. Aspecto general del basidioma y las laminillas de *Marasmius ferruginoides*. **A.** OS3-2-14. **B.** TC4-3-5. **C-D.** IG18-2-1. Barras A-C = 20 mm; D = 10 mm.

Basidiosporas 9.1–12.6 (13.6) × 2.9–4.3 μm, $x= 11.4 \times 3.7$ μm, Q= 2.6–3.7, Q_x= 3.1, n= 20, N= 2, oblongas a subcilíndricas, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** no observados. **Basidiolas** 16.1–20 × 4.3–6.6 μm claviformes, lisas, hialinas, de paredes delgadas, inamiloides. **Pleurocistidios** 19.8–23 × 4.3–6 μm, clavados fusoides a subcilíndricos, inconspicuos, algunos con el ápice levemente mucronado, casi no sobrepasan la capa de basidios y basidiolas, distinguibles de estas por su contenido granuloso, hialinos, inamiloides, de paredes delgadas, lisas. **Queilocistidios** en forma de células en cepillo del

tipo *Siccus*, cuerpo principal 8.2–20.9 × 3.7–5.6 µm, claviforme a subcilíndrico, de paredes finas, hialinas, con espinas apicales de 3–6.5 µm de long., cilíndricas, filiformes, simples a bifurcadas, abundantes, hialinas. **Trama himenoforal** fuertemente dextrinoide, subregular, compuesta de hifas entrelazadas, cilíndricas, hasta 8 µm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** himeniforme, compuesta por células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal 8.6–17.8 × 3–7.7 µm, de paredes delgadas, hialinas, con espinas apicales cortas, hasta 7.1 µm de long., cilíndricas, filiformes, simples, abundantes, meleas. **Estipitipellis** formada por hifas paralelas, elongadas, de paredes engrosadas, hasta 1.5 µm, fuertemente dextrinoides. **Caulocistidios** ausentes. **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: gimnopoide, creciendo en hojarasca, solitario o en pequeños grupos.

Distribución conocida: Camerún, República Democrática del Congo, Ghana, Kenia, Nigeria (Antonín 2004, 2007) y Madagascar (Shay et al. 2017). Este registro constituye la primera cita de esta especie para Argentina.

Material examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, 27°16'49.9" S, 055°34'37,6" O, 181 m snm, 19/IV/2017, *leg. Ramirez N. et al., OS3-2-14* (CTES). *Id.* Parque Provincial Teyú Cuaré, 27°17'06.8" S, 055°35'06,3" O, 218 m snm, 20/IV/2017, *leg. Ramirez N. et al., TC4-3-5* (CTES). *Id.* *Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, 25°39'17.8" S, 054°27'32.2" O, 182 m snm, 3/X/2018, *leg. Ramirez N. et al., IG18-2-1* (CTES).

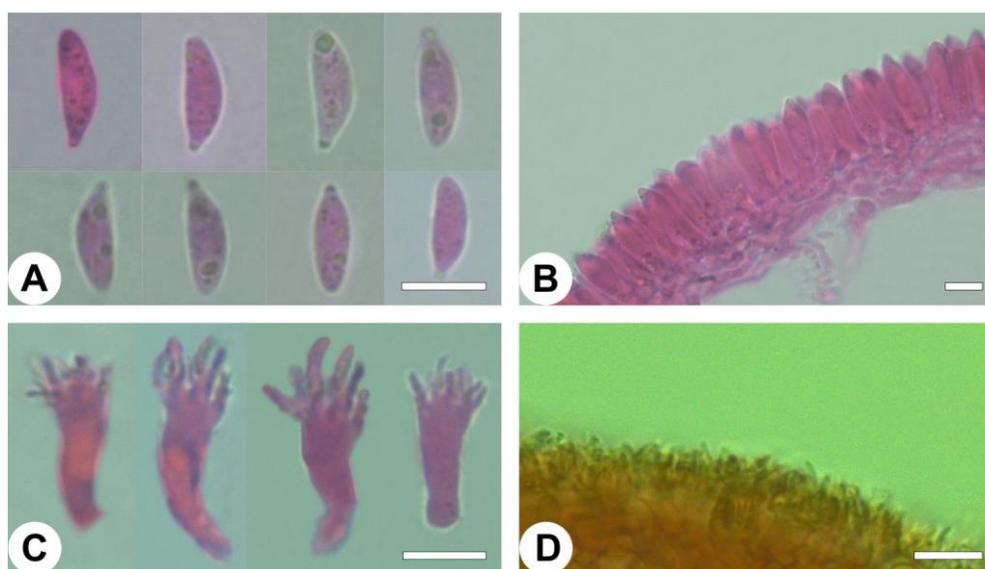


Fig. 21. Caracteres microscópicos de *Marasmius ferruginoides*. **A.** Basidiosporas. **B.** Corte transversal de la laminilla. **C.** Queilocistidios. **D.** Detalle de la pileipellis. Barras = 10 µm.

Observaciones: Esta especie se caracteriza por su píleo relativamente pequeño [7–20 mm de diám.], campanulado a plano de color naranja rojizo, laminillas libres sin collario, estípite marrón oscuro de superficie lustrosa, basidiosporas oblongas a subcilíndricas, pleurocistidios claviformes, queilocistidios en forma de células en cepillo y ausencia de caulocistidios. El material original presenta basidiomas cuya coloración del píleo es amarillo pálido a naranja amarillento (Antonín 2004), mientras que los ejemplares aquí descritos coinciden con los descritos para Madagascar (Shay et al. 2017), exhibiendo una coloración naranja intensa. Asimismo, Shay et al. (2017) reportan pleurocistidios más grandes [$26.4\text{--}38.4 \times 4.8\text{--}7.2 \mu\text{m}$], a veces lobados con el ápice a menudo mucronado o capitado, mientras que los materiales aquí descritos presentan el ápice levemente mucronado. Una especie muy similar en cuanto a coloración del píleo y caracteres micromorfológicos es *M. ferrugineus* (Berk.) Berk. & Curtis, pero difiere principalmente en presentar esporas más largas [$15\text{--}21 \mu\text{m}$ long.] y pleurocistidios más grandes [$28.5\text{--}57 \times 7\text{--}17 \mu\text{m}$] (Singer 1976). Otra especie con la cual se la puede confundir fácilmente es *M. suthepensis* Wannathes, Desjardin & Lumyong, descrita originalmente para Tailandia (Wannathes et al. 2009) y luego registrada en Brasil (Oliveira et al. 2020b). Sin embargo, se diferencia de esta principalmente por la coloración del píleo que exhibe tonos amarillentos a naranja amarronado y el mayor tamaño de los pleurocistidios [$27\text{--}43 \times 5\text{--}7 \mu\text{m}$] (Wannathes et al. 2009).

Análisis filogenético

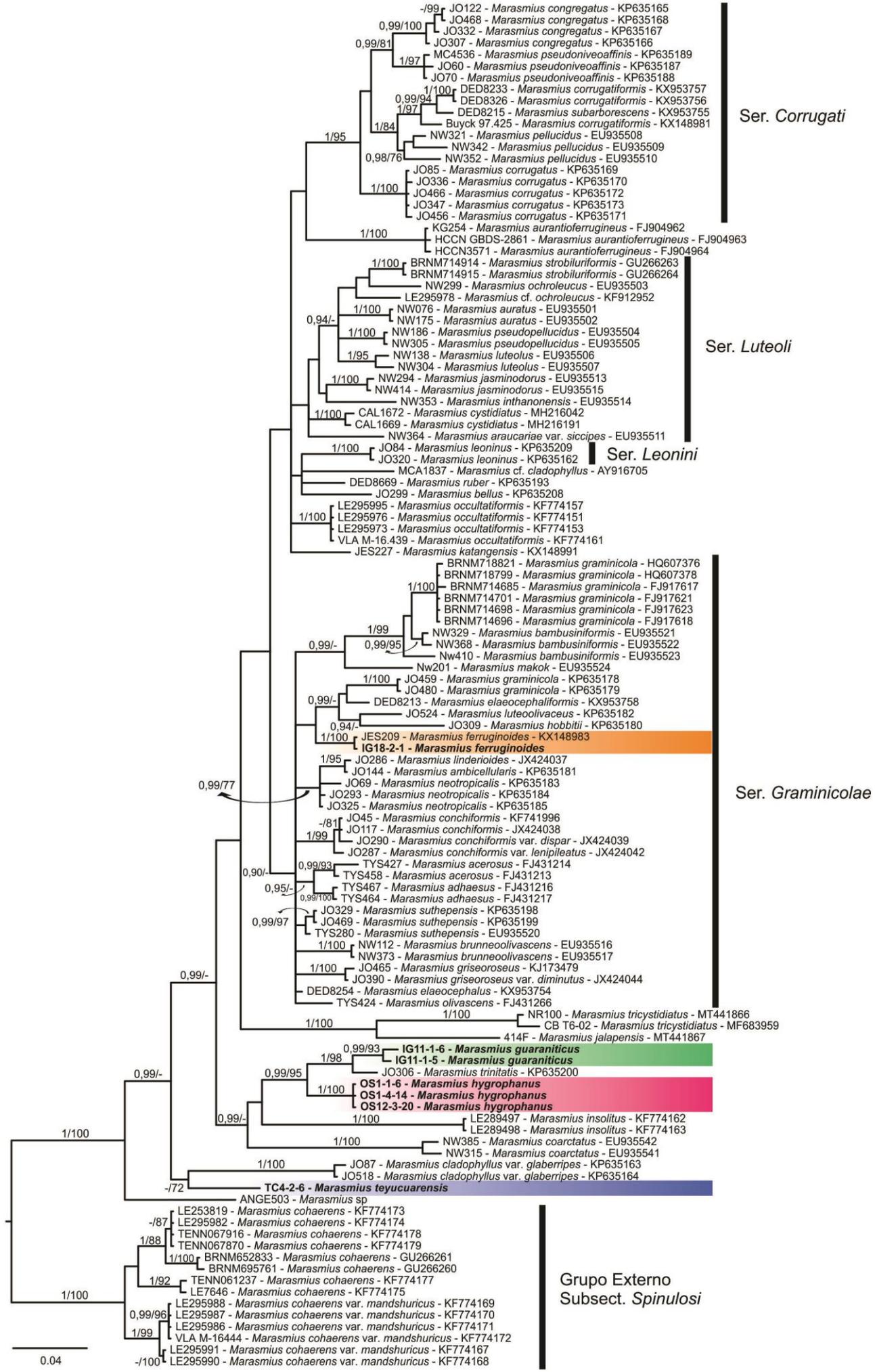
La matriz incluyó 118 secuencias pertenecientes a 54 taxones clasificados dentro de la sección *Globulares* subsección *Leonini* (Oliveira et al. 2020b). El grupo externo estuvo conformado por secuencias de *M. cohaerens* (Pers.) Cooke & Quél. y *M. cohaerens* var. *mandshuricus* Kiyashko, E.F. Malysheva & Antonín, pertenecientes a la sección *Globulares* Subsección *Spinulosi*. Todas las secuencias utilizadas para este análisis se encuentran detalladas en la Tabla 4. El alineamiento resultó en un total de 820 caracteres, de los cuales 413 eran sitios conservados, 373 variables y 306 parsimonioso-informativos. Los mejores modelos de sustitución fueron estimados como TIM3+I+G, JC y HKY+G para ITS1, 5.8S e ITS2 respectivamente.

El análisis de Máxima Verosimilitud arrojó un árbol con una topología similar a la Inferencia Bayesiana, por lo que se exhibe únicamente este último con los valores de soporte de PP / BS para apoyar los nodos compatibles entre ambos (Fig. 22). Dicha filogenia apoya que la secuencia IG18-2-1 es conoespecífica con *M. ferruginoides*, con valores de soporte de PP = 1 y BS = 100. Dicha especie se ubica dentro de la serie *Graminicolae* y se encuentra

relacionada con el clado que contiene a *M. elaeocephaliformis* C.L. Grace, Desjardin & B.A. Perry, *M. luteoolivaceus* J.S. Oliveira, *M. hobbitii* J.S. Oliveira y las cepas brasileñas de *M. graminícola* Speg.

Por su parte, *Marasmius guaraniticus* se encuentra estrechamente relacionado a *M. trinitatis* Dennis (PP = 1 y BS = 98), siendo este último clado el grupo hermano de *Marasmius hygrophanus* (PP 0.99 y BS = 95). Estas tres especies sumadas a *M. insolitus* Kiyashko & E.F. Malysheva y *M. coarctatus* Wannathes, Desjardin & Lumyong, forman un clado bien definido (PP = 0.99) que no se encuentra ubicado dentro de las series ya definidas por Oliveira *et al.* (2020b).

Marasmius teyucuarensis se encuentra relacionada a *M. cladophyllus* var. *glaberripes* con soporte moderado (BS = 72) ocupando junto a esta última una posición aislada basal respecto al resto de los miembros de la subsección *Leonini*.



Subsect. Leonini

0.04

Fig. 24. Árbol consenso obtenido por el Análisis de Inferencia Bayesiana basado en secuencias de ITS de especies de *Marasmius* sect. *Globulares* subsect. *Leonini*. Las secuencias obtenidas en este trabajo se indican en negrita, mientras que los clados que conforman están en los recuadros sombreados. Los valores de soporte, cuando están presentes, consisten en la probabilidad posterior (PP) seguida del bootstrap (BS), separados por una /. Sólo se anotaron los nodos con un apoyo superior al 50% y se muestran los valores de soporte superiores a 0,90/70 (- indica un valor inferior). El nombre de los clados corresponde a Oliveira *et al.* (2020b).

Tabla 4. Set de datos de secuencias de ITS de *Marasmius* utilizadas en los análisis filogenéticos, clasificadas por grupos infragenéricos *ss.* Oliveira *et al.* (2020b). El doble guión (--) indica que esa especie no fue asignada a ninguna serie. Las secuencias generadas en este estudio se indican en negrita, mientras que las disponibles en GenBank se encuentran en: **a** Antonín *et al.* (2010a), **b** Oliveira *et al.* (2020b), **c** Aime & Phillips-Mora (2005), **d** Wannathes *et al.* (2009), **e** Kiyashko *et al.* (2014), **f** Ramirez *et al.* (2021a), **g** Shay *et al.* (2017), **h** Niveiro & Angelini (s/d), **i** Niveiro *et al.* (2018), **j** Grace *et al.* (2019), **k** Tan *et al.* (2009), **l** Oliveira *et al.* (2014), **m** Antonín *et al.* (2012), **n** Sharafudheen & Manimohan (2018), **o** Antonín *et al.* (2010b).

Especie	Seccion/Subseccion/Serie	Voucher	ITS
<i>M. aurantioferrugineus</i> ^a	<i>Globulares/Leonini/--</i>	KG 254	FJ904962
<i>M. aurantioferrugineus</i> ^a	<i>Globulares/Leonini/--</i>	HCCN GBDS- 2861	FJ904963
<i>M. aurantioferrugineus</i> ^a	<i>Globulares/Leonini/--</i>	HCCN3571	FJ904964
<i>M. bellus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/--</i>	JO299	KP635208
<i>M. cf. cladophyllus</i> ^c	<i>Globulares/Leonini/--</i>	MCA1837	AY916705
<i>M. cladophyllus</i> var. <i>glaberripes</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/--</i>	JO87	KP635163
<i>M. cladophyllus</i> var. <i>glaberripes</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/--</i>	JO518	KP635164
<i>M. coarctatus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/--</i>	NW315	EU935541
<i>M. coarctatus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/--</i>	NW385	EU935542
<i>M. guaraniticus</i>	<i>Globulares/Leonini/--</i>	IG11-1-5	Este estudio
<i>M. guaraniticus</i>	<i>Globulares/Leonini/--</i>	IG11-1-6	Este estudio
<i>M. hygrophanus</i>	<i>Globulares/Leonini/--</i>	OS1-1-6	Este estudio
<i>M. hygrophanus</i>	<i>Globulares/Leonini/--</i>	OS1-4-14	Este estudio
<i>M. hygrophanus</i>	<i>Globulares/Leonini/--</i>	OS12-3-20	Este estudio

<i>M. insolitus</i> ^e	<i>Globulares/Leonini/--</i>	LE289497	KF774162
<i>M. insolitus</i> ^e	<i>Globulares/Leonini/--</i>	LE289498	KF774163
<i>M. jalapensis</i> ^f	<i>Globulares/Leonini/--</i>	414F	MT441867
<i>M. katangensis</i> ^g	<i>Globulares/Leonini/--</i>	JES227	KX148991
<i>M. occultatiformis</i> ^e	<i>Globulares/Leonini/--</i>	LE295995	KF774157
<i>M. occultatiformis</i> ^e	<i>Globulares/Leonini/--</i>	LE295976	KF774151
<i>M. occultatiformis</i> ^e	<i>Globulares/Leonini/--</i>	LE295973	KF774153
<i>M. occultatiformis</i> ^e	<i>Globulares/Leonini/--</i>	VLA M-16.439	KF774161
<i>M. ruber</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/--</i>	DED8669	KP635193
<i>M. sp</i> ^h	<i>Globulares/Leonini/--</i>	ANGE503	s/d
<i>M. teyucuaensis</i>	<i>Globulares/Leonini/--</i>	TC4-2-6	Este estudio
<i>M. tricystidiatus</i> ^f	<i>Globulares/Leonini/--</i>	NR100	MT441866
<i>M. tricystidiatus</i> ⁱ	<i>Globulares/Leonini/--</i>	CB T6-2	MF683959
<i>M. trinitatis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/--</i>	JO306	KP635200
<i>M. congregatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO122	KP635165
<i>M. congregatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO307	KP635166
<i>M. congregatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO332	KP635167
<i>M. congregatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO468	KP635168
<i>M. corrugatififormis</i> ^j	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	DED8233	KX953757
<i>M. corrugatififormis</i> ^j	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	DED8326	KX953756
<i>M. corrugatififormis</i> ^g	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	Buyck 97.425	KX148981
<i>M. corrugatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO85	KP635169
<i>M. corrugatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO336	KP635170
<i>M. corrugatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO466	KP635172
<i>M. corrugatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO347	KP635173
<i>M. corrugatus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO456	KP635171
<i>M. pellucidus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	NW321	EU935508
<i>M. pellucidus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	NW342	EU935509
<i>M. pellucidus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	NW352	EU935510
<i>M. pseudoniveoaffinis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO60	KP635187
<i>M. pseudoniveoaffinis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	JO70	KP635188
<i>M. pseudoniveoaffinis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	MC4536	KP635189
<i>M. subarborescens</i> ^j	<i>Globulares/Leonini/Corrugati</i>	DED8215	KX953755
<i>M. acerosus</i> ^k	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	TYS427	FJ431214
<i>M. acerosus</i> ^k	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	TYS458	FJ431213
<i>M. adhaesus</i> ^k	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	TYS467	FJ431216
<i>M. adhaesus</i> ^k	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	TYS464	FJ431217

<i>M. ambicellularis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO144	KP635181
<i>M. bambusiniiformis</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	NW329	EU935521
<i>M. bambusiniiformis</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	NW368	EU935522
<i>M. bambusiniiformis</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	NW410	EU935523
<i>M. brunneoolivascens</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	NW112	EU935516
<i>M. brunneoolivascens</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	NW373	EU935517
<i>M. conchiformis</i> ¹	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO45	KF741996
<i>M. conchiformis</i> ¹	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO117	JX424038
<i>M. conchiformis</i> var. <i>dispar</i> ¹	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO290	JX424039
<i>M. conchiformis</i> var. <i>lenipileatus</i> ¹	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO287	JX424042
<i>M. elaeocephaliformis</i> ^j	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	DED8213	KX953758
<i>M. elaeocephalus</i> ^j	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	DED8254	KX953754
<i>M. ferruginoides</i> ^g	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JES209	KX148983
<i>M. ferruginoides</i>	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	IG18-2-1	Este estudio
<i>M. graminicola</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO459	KP635178
<i>M. graminicola</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO480	KP635179
<i>M. graminicola</i> ^m	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	BRNM714685	FJ917617
<i>M. graminicola</i> ^m	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	BRNM714696	FJ917618
<i>M. graminicola</i> ^m	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	BRNM714701	FJ917621
<i>M. graminicola</i> ^m	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	BRNM714698	FJ917623
<i>M. graminicola</i> ^m	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	BRNM718799	HQ607378
<i>M. graminicola</i> ^m	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	BRNM718821	HQ607376
<i>M. griseoroseus</i> ¹	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO465	KJ173479
<i>M. griseoroseus</i> var. <i>diminutus</i> ¹	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO390	JX424044
<i>M. hobbitii</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO309	KP635180
<i>M. linderioides</i> ¹	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO286	JX424037
<i>M. luteoolivaceus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO524	KP635182
<i>M. makok</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	NW201	EU935524
<i>M. neotropicalis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO69	KP635183
<i>M. neotropicalis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO293	KP635184
<i>M. neotropicalis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO325	KP635185
<i>M. olivascens</i> ^k	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	TYS424	FJ431266
<i>M. suthepensis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO329	KP635198
<i>M. suthepensis</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	JO469	KP635199

<i>M. suthepensis</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Graminicolae</i>	TYS280	EU935520
<i>M. leoninus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Leonini</i>	JO84	KP635209
<i>M. leoninus</i> ^b	<i>Globulares/Leonini/Leonini</i>	JO320	KP635162
<i>M. araucariae</i> var. <i>siccipes</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW364	EU935511
<i>M. auratus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW076	EU935501
<i>M. auratus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW175	EU935502
<i>M. cf. ochroleucus</i> ^e	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	LE295978	KF912952
<i>M. cystidiatus</i> ⁿ	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	CAL 1672	MH216042
<i>M. cystidiatus</i> ⁿ	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	CAL 1669	MH216191
<i>M. inthanonensis</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW353	EU935514
<i>M. jasminodorus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW294	EU935513
<i>M. jasminodorus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW414	EU935515
<i>M. luteolus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW138	EU935506
<i>M. luteolus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW304	EU935507
<i>M. ochroleucus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW299	EU935503
<i>M. pseudopellucidus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW186	EU935504
<i>M. pseudopellucidus</i> ^d	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	NW305	EU935505
<i>M. strobiluriformis</i> ^o	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	BRNM714914	GU266263
<i>M. strobiluriformis</i> ^o	<i>Globulares/Leonini/Luteoli</i>	BRNM714915	GU266264
<i>M. cohaerens</i> ^o	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	BRNM652833	GU266261
<i>M. cohaerens</i> ^o	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	BRNM695761	GU266260
<i>M. cohaerens</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE253819	KF774173
<i>M. cohaerens</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE295982	KF774174
<i>M. cohaerens</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	TENN067916	KF774178
<i>M. cohaerens</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	TENN067870	KF774179
<i>M. cohaerens</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	TENN061237	KF774177
<i>M. cohaerens</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE7646	KF774175
<i>M. cohaerens</i> var. <i>mandshuricus</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE29599	KF774167
<i>M. cohaerens</i> var. <i>mandshuricus</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE295990	KF774168
<i>M. cohaerens</i> var. <i>mandshuricus</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE295988	KF774169
<i>M. cohaerens</i> var. <i>mandshuricus</i> ^e	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE295987	KF774170
<i>M. cohaerens</i> var.	<i>Globulares/Spinulosi/Cohaerentes</i>	LE295986	KF774171

mandshuricus^e

M. cohaerens var.

Globulares/Spinulosi/Cohaerentes

VLA M-16444

KF774172

mandshuricus^e

Marasmius sect. ***Globulares*** Kühner emend. Antonín & Noordeloos, subsect. ***Globulares*** J.S. Oliveira & Moncalvo, serie ***Brunneospermi*** J.S. Oliveira & Moncalvo

Marasmius magnus A.C. Magnago & J.S. Oliveira

Figs: 23-24

Phytotaxa 266 (4): 275. 2016.

Píleo 20–60 mm de diám., convexo a umbonado, campanulado cuando joven, superficie seca, glabra o finamente aterciopelada, levemente estriada, marrón rojizo (8E8 a 8E5) en el centro, con estrías rojo pastel (8A4) a rojo grisáceo (8C6), las cuales se observan claramente en especímenes jóvenes, especímenes sobremaduros generalmente uniformemente coloreados con sectores más oscuros, marrón oscuro (8F4 a 8F7); margen entero, levemente ondulado, recto a levemente recurvado, formando una característica línea marginal blanca (1A1) la cual se va perdiendo en la madurez. **Contexto** delgado, hasta 3 mm de espesor, blanquecino (1A1), membranáceo. Olor y sabor indistintos. **Laminillas** libres a anexas, no collariadas, distantes, blancas (1A1), volviéndose blanco amarillentas (1A2) en especímenes sobremaduros, ventricosas, hasta 6 mm de espesor, margen entero, concoloro, 20–21 laminillas por basidioma con 1–2 (3) lamélulas entre laminillas, sin intervenosas. **Estípite** 30–75 × 6–8 mm, central, cilíndrico, recto, hueco, robusto, de consistencia cartilaginosa, blanco (1A1), volviéndose grisáceo (5B1) a anaranjado grisáceo (5B2), en la madurez castaño amarillento (4A2 a 4C3), superficie glabra a fibrilosa, seca, con tomento basal blanquecino (1A1). **Esporada** blanca (1A1).

Basidiosporas 6.8–8 × 2.5–4 µm, $x = 6.9 \times 3.3$ µm, Q= 2–2.4, Q_x= 2.1, n= 25, N= 2, oblongas a subcilíndricas, con una leve depresión suprahilar, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** 28–35 × 4–6 µm, claviformes, 4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** 24–32 × 4–7 µm claviformes, lisas, hialinas, de paredes delgadas, inamiloides, abundantes. **Pleurocistidios** 35–48 × 4–6 µm, claviformes a cilíndrico-clavado, con el ápice obtuso, hialinos, lisos, inamiloides, de paredes delgadas. **Queilocistidios** ausentes. **Trama himenoforal** fuertemente dextrinoide, subregular, compuesta de hifas entrelazadas, cilíndricas, hasta 12 µm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** himeniforme, compuesta por células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo

principal $10\text{--}22 \times 5\text{--}11 \mu\text{m}$, de paredes levemente engrosadas, hialinas, con espinas apicales erectas, cortas a elongadas, $5\text{--}20 \times 1\text{--}2.5 \mu\text{m}$, cilíndricas, filiformes, simples, de paredes engrosadas, abundantes, méleas. **Estipitipellis** formada por hifas de hasta $11 \mu\text{m}$ de diám., paralelas, elongadas, dextrinoides, de paredes levemente engrosadas, méleas. **Caulocistidios** $18\text{--}24 \times 4\text{--}6 \mu\text{m}$, cilíndricos a lageniformes, ocasionalmente 2-lobulados, dispersos y poco abundantes. **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: gimnopoide, gregarios, creciendo sobre hojarasca y pequeñas ramas en descomposición de dicotiledóneas no identificadas.

Distribución conocida: Brasil (Magnago et al. 2016) y Argentina (Ramirez et al. 2021b).



Fig. 23. *Marasmius magnus* [A-C = N. Niveiro 3096, D = Ramirez N. SE 3-7.]. **A.** Aspecto general del basidioma y hábitat. **B.** Detalle de las laminillas. **C.** Detalle de la superficie del

píleo y el margen. **D.** Aspecto general del basidioma y detalle de las laminillas. Escalas A, D = 20 mm; C-D =10 mm.

Material examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. Cainguas*, Parque Provincial Salto Encantado, 27°03'39" S, 054°49'36.5" O, 430 m snm, 02/V/2015, *leg. Ramirez N. SE 3-7* (CTES). *Ibíd. Dpto. San Pedro*, Parque Provincial Saltos del Moconá, 27°09'02" S, 53°54'05" O, 334 m snm, 26/III/2017, *N. Niveiro 3096* (CTES). *Ibíd. Dpto. San Ignacio*, Parque Provincial Teyú Cuaré, Sendero de la Reina Victoria, 27°16'56.6" S, 055°35'36.9" O, 181 m snm, 18/IVX/2017, *leg. Ramirez N. & Thomann M.L. TC2-4-30* (CTES).

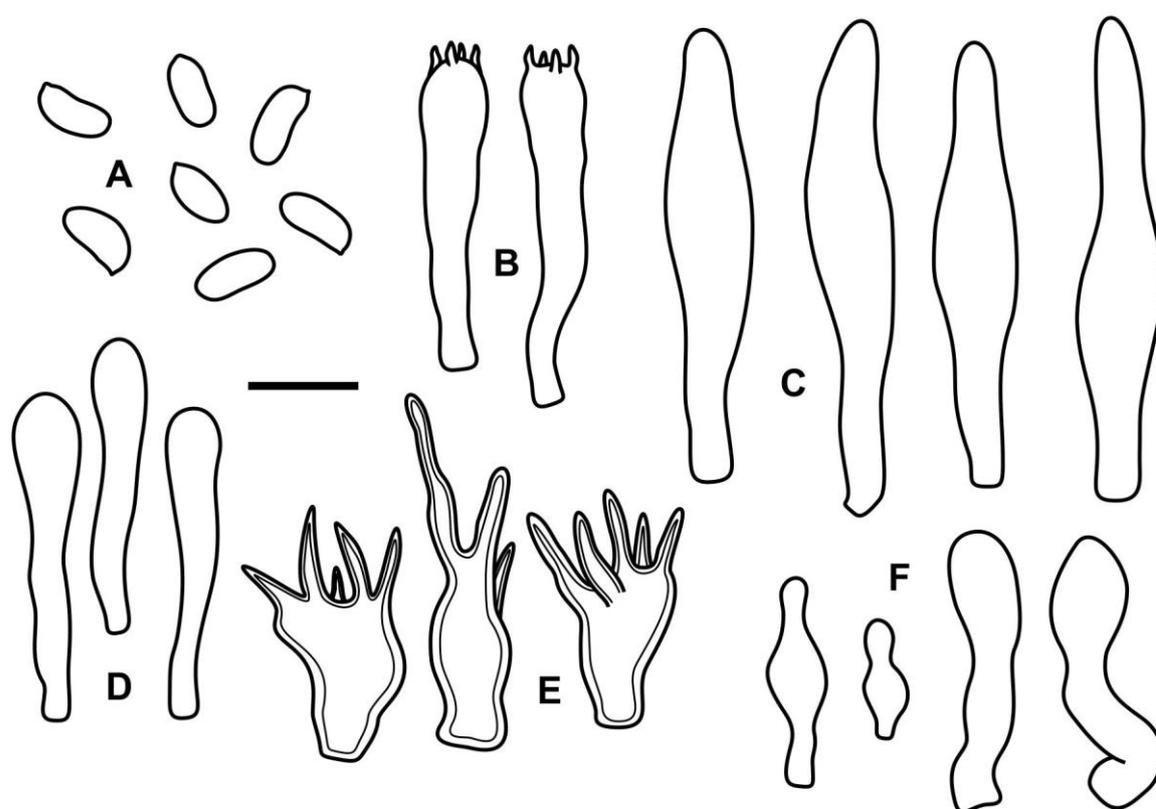


Fig. 24. Caracteres microscópicos de *Marasmius magnus* [N. Niveiro 3096]. **A.** Basidiosporas. **B.** Basidios. **C.** Basidiolas. **D.** Pleurocistidios. **E.** Elementos de la pileipellis. **F.** Caulocistidios. Barra = 10 μ m.

Observaciones: *Marasmius magnus* se caracteriza por sus basidiomas grandes que pueden superar los 100 mm de diám., la coloración del píleo rojiza amarronada hacia el centro, con tonalidades anaranjadas hacia el margen, finalizando en una línea marginal blanquecina, sus basidiosporas oblongas a subcilíndricas, relativamente cortas (6.8–8 μ m), y laminillas distantes cuyo margen presenta elementos fértiles, sin queilocistidios. Los

materiales analizados difieren en algunos caracteres con el material tipo descrito por Magnago et al. (2016), por ejemplo, el tamaño del píleo no supera los 60 mm de diám., mientras que se describe especímenes de hasta 120 mm en la descripción original; la coloración es más oscura, con predominancia de tonos marrón rojizos a rojizos grisáceos, en vez de los tonos anaranjados predominantes descritos originalmente, además de observarse pleurocistidios más chicos (hasta 50 μm long.), mientras que lo describen de hasta 87 μm long. en el material tipo. Sin embargo, la mayoría de las características morfológicas (ej. habito gimnopoide, estípite robusto fibriloso, margen del píleo blanquecino, número, distanciamiento y coloración de laminillas, tamaño de las basidiosporas) conllevan al concepto de *M. magnus*.

Las diferencias encontradas probablemente se deben al análisis de especímenes en diferentes estados de desarrollo, o quizás porque los mismos presentan una mayor variabilidad fenotípica que los especímenes analizados en la descripción original. Filogenéticamente, el espécimen argentino es conoespecífico con los materiales descritos para Brasil según las regiones analizadas (ITS1, 5.8s e ITS2), constituyendo un clado bien soportado (PP = 1 y BS = 100) (Fig. 1). A su vez, *M. magnus* se relaciona con *M. brunneospermus* Har. Takah., *M. fusicystidiosus* Antonín, Ryoo & D. H. Shin, *M. macrocystidiosus* Kiyashko & E. F. Malysheva y *M. albimyceliosus* Corner, conformando la serie *Brunneospermi* (Oliveira et al. 2020b). Si bien todas estas especies comparten caracteres morfológicos similares, como basidiomas relativamente grandes, robustos, con estípites cilíndricos, laminillas anchas y esporas relativamente pequeñas, *M. magnus* representa la excepción en relación a la estructura de la pileipellis, siendo la única especie de la serie con células en cepillo, mientras que las otras especies presentan células globosas lisas (Oliveira et al. 2020b), características de la sección *Globulares s.str.* Singer (1986). Por otro lado, *M. magnus* presenta similitudes morfológicas con otras especies de la tribu *Pseudocorrugatus* (serie *Haematocephalii*), como ser basidiomas relativamente grandes, con coloraciones marrón rojiza a anaranjadas, estípite cilíndrico, robusto, fibroso, esporas oblongas a subcilíndricas que no superan los 13 μm de long., y presencia de pleurocistidios poco desarrollados que no sobrepasan el himenio (Singer 1976, Magnago et al. 2016).

De estas, *M. spegazzinii* (Kuntze) Sacc. & P. Syd., es una especie de amplia distribución, que convive en el mismo sitio de estudio, y es probablemente confundida con *M. magnus*. Ambas especies pueden diferenciarse porque *M. spegazzinii* presenta laminillas próximas, estípite más delgado, basidiosporas más largas (7.3–11 \times 2.3–4.1 μm) y queilocistidios con forma de células en cepillo (Singer 1976). Estas diferencias también son válidas para otras especies similares como *M. aztecus* Singer, especie conocida de México

(Singer 1976) y *M. floridanus* Murrill conocida para el este de Estados Unidos (Desjardin 1991). Al observarse especímenes de *M. magnus* con coloraciones más oscuras, rojizas amarronadas, también podría confundirse con otras especies como *M. yarizae* Singer, *M. hylaeae* Singer y *M. pseudocorrugatus* Singer, las cuales presentan basidiomas relativamente grandes (aprox. 30 mm diám.) con laminillas distantes (Singer 1976), al igual que los materiales aquí estudiados. Sin embargo, estas especies se diferencian por la ausencia de una línea marginal blanquecina en la superficie del píleo, tener esporas más grandes, en el rango de 8–11 μm de long., y presentar queilocistidios en forma de células en cepillo (Singer 1976). *Marasmius buzungulo* Singer, descrita para África tropical, es otra especie que presenta ciertas similitudes con *M. magnus* como basidiomas relativamente grandes, con coloraciones amarronadas rojizas (más similar a los especímenes argentinos), esporas pequeñas y arista lamelar con queilocistidios muy dispersos (Antonín 2007), pero se diferencia por sus laminillas apretadas, pileipellis formada por elementos lisos entremezclados con células en cepillo y sus esporas más pequeñas (4.5–6.5 \times 2.7–3.5 μm).

Análisis filogenético

La matriz incluyó 47 secuencias pertenecientes a 12 taxones clasificados dentro de la sección *Globulares* subsección *Globulares*, más el grupo externo (Oliveira et al. 2020b). El alineamiento resultó en un total de 817 caracteres, de los cuales 533 eran sitios conservados, 267 variables y 201 parsimonioso-informativos. Los mejores modelos de sustitución fueron estimados como HKY+G, TPM1 y TIM3+G para ITS1, 5.8S e ITS2 respectivamente.

El análisis de Máxima Verosimilitud arrojó un árbol con la misma topología que la Inferencia Bayesiana, por lo que se exhibe únicamente este último con los valores de soporte de PP / BS para apoyar los respectivos nodos compatibles entre ambos (Fig. 25). Nuestra filogenia respalda la secuencia NIV3096 como conoespecífica con *Marasmius magnus*, con valores de soporte de PP = 1 y BS = 100 (Fig. 25). Dicha especie se encuentra relacionada con otros miembros de la serie *Brunneospermi* dentro de la subsección *Globulares*.

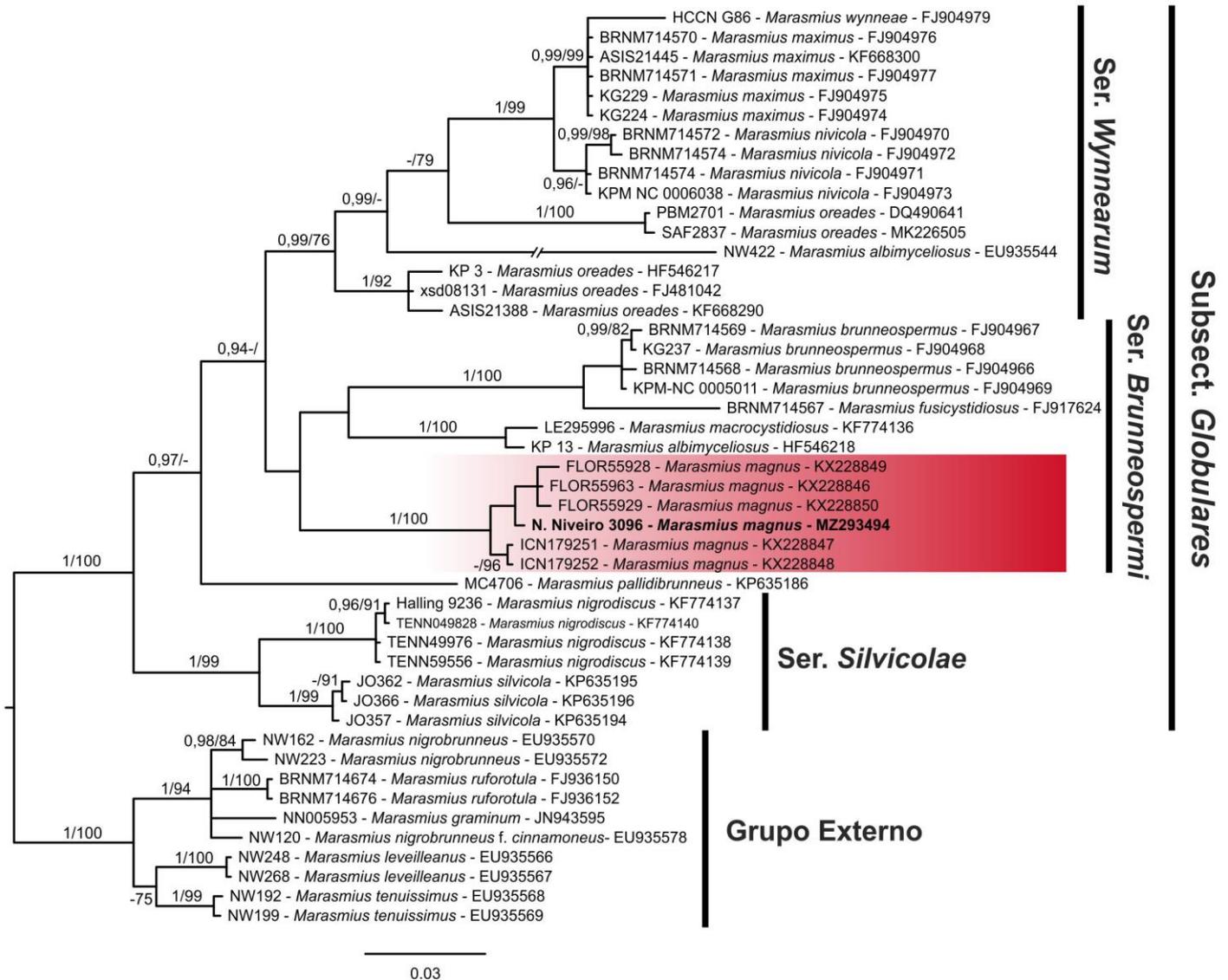


Fig. 25. Árbol consenso obtenido por el Análisis de Inferencia Bayesiana basado en secuencias de ITS de especies de *Marasmius* sect. *Globulares* subsect. *Globulares*. La secuencia obtenida en este trabajo se indica en negrita dentro del recuadro sombreado. Los valores de soporte, cuando están presentes, consisten en la probabilidad posterior (PP) seguida del bootstrap (BS), separadas por una /. Sólo se anotaron los nodos con un apoyo superior al 50% y se muestran los valores de soporte superiores a 0,90/70 (- indica un valor inferior). El nombre de los clados corresponde a Oliveira et al. (2020b).

Tabla 5. Set de datos de secuencias de ITS de *Marasmius* utilizadas en los análisis filogenéticos, clasificadas por grupos infragenéricos ss. Oliveira et al. (2020b). El doble guión (--) indica que esa especie no fue asignada a ninguna serie. Las secuencias disponibles en GenBank se encuentran en: **a** Oliveira et al. (2020), **b** Razaq et al. (2013), **c** Wannathes et al. (2009), **d** Antonín et al. (2010a), **e** Kiyashko et al. (2014), **f** Magnago et al. (2016), **g** Este

estudio, **h** Seok et al. (GanBank), **i** Matheny et al. (2006), **j** Boskovic & Galovic (GenBank), **k** Wang et al. (2015), **l** Schoch et al. (2012), **m** Antonín et al. (2014).

Especie	Sección/Subsección/Serie	Voucher	ITS
<i>M. pallidibrunneus</i> ^a	<i>Globulares/Globulares/--</i>	MC4706	KP635186
<i>M. albimyceliosus</i> ^b	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	KP-13	HF546218
<i>M. albimyceliosus</i> ^c	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	NW422	EU935544
<i>M. brunneospermus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	BRNM714568	FJ904966
<i>M. brunneospermus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	BRNM714569	FJ904967
<i>M. brunneospermus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	KG 237	FJ904968
<i>M. brunneospermus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	KPM-NC 0005011	FJ904969
<i>M. fusicystidiosus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	BRNM714567	FJ917624
<i>M. macrocystidiosus</i> ^e	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	LE295996	KF774136
<i>M. magnus</i> ^f	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	FLOR55928	KX228849
<i>M. magnus</i> ^f	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	FLOR55963	KX228846
<i>M. magnus</i> ^f	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	ICN179251	KX228847
<i>M. magnus</i> ^f	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	ICN179252	KX228848
<i>M. magnus</i> ^f	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	FLOR55929	KX228850
<i>M. magnus</i>^g	<i>Globulares/Globulares/Brunneospermi</i>	N. Niveiro 3096	MZ293494
<i>M. nigrodiscus</i> ^e	<i>Globulares/Globulares/Silvicolae</i>	Halling 9236	KF774137
<i>M. nigrodiscus</i> ^e	<i>Globulares/Globulares/Silvicolae</i>	TENN49976	KF774138
<i>M. nigrodiscus</i> ^e	<i>Globulares/Globulares/Silvicolae</i>	TENN59556	KF774139
<i>M. nigrodiscus</i> ^e	<i>Globulares/Globulares/Silvicolae</i>	TENN049828	KF774140
<i>M. silvicola</i> ^a	<i>Globulares/Globulares/Silvicolae</i>	JO357	KP635194
<i>M. silvicola</i> ^a	<i>Globulares/Globulares/Silvicolae</i>	JO362	KP635195
<i>M. silvicola</i> ^a	<i>Globulares/Globulares/Silvicolae</i>	JO366	KP635196
<i>M. maximus</i> ^h	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	ASIS21445	KF668300
<i>M. maximus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	BRNM714570	FJ904976
<i>M. maximus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	BRNM714571	FJ904977
<i>M. maximus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	KG229	FJ904975
<i>M. maximus</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	KG224	FJ904974
<i>M. nivicola</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	BRNM714573	FJ904971
<i>M. nivicola</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	BRNM714574	FJ904972
<i>M. nivicola</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	BRNM714572	FJ904970
<i>M. nivicola</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	KPM NC 6038	FJ904973
<i>M. oreades</i> ^h	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	ASIS21388	KF668290
<i>M. oreades</i> ^b	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	KP 3	HF546217

<i>M. oreades</i> ⁱ	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	PBM2701	DQ490641
<i>M. oreades</i> ^j	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	SAF2837	MK226505
<i>M. oreades</i> ^k	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	xsd08131	FJ481042
<i>M. wynneae</i> ^d	<i>Globulares/Globulares/Wynnearum</i>	HCCN-G86	FJ904979
<i>M. leveilleanus</i> ^c	<i>Leveilleani</i>	NW248	EU935566
<i>M. leveilleanus</i> ^c	<i>Leveilleani</i>	NW268	EU935567
<i>M. graminum</i> ^l	<i>Marasmius/Sicciformes</i>	NN005953	JN943595
<i>M. nigrobrunneus</i> ^c	<i>Marasmius/Sicciformes</i>	NW162	EU935570
<i>M. nigrobrunneus</i> ^c	<i>Marasmius/Sicciformes</i>	NW223	EU935572
<i>M. nigrobrunneus</i> f. <i>cinnamoneus</i> ^c	<i>Marasmius/Sicciformes</i>	NW120	EU935578
<i>M. ruforotula</i> ^m	<i>Marasmius/Sicciformes</i>	BRMN714674	FJ936150
<i>M. ruforotula</i> ^m	<i>Marasmius/Sicciformes</i>	BRMN714676	FJ936152
<i>M. tenuissimus</i> ^c	<i>Neosessiles</i>	NW192	EU935568
<i>M. tenuissimus</i> ^c	<i>Neosessiles</i>	NW199	EU935569

***Marasmius* sect. *Marasmius* (Pers. Ex St. Amans) Fr., subsect. *Sicciformes*
Antonín**

Marasmius ypyrangensis J.S. Oliveira

Figs. 26-27

Pl. Syst. Evol. 306 (31): 41 (2020)

Píleo 2–10 mm de diám., ampliamente parabólico a convexo, a veces tendiendo a plano en ejemplares maduros, centro papilado, dentro de una región umbilicada, sulcado-estriado desde la región central hacia el margen, margen recto a ondulado, borde regular; naranja-naranja amarronado (6B7-6C7), con estrías más oscuras de color naranja rojizo (7A8-7B8) a naranja amarronado (7C8), naranja pálido (5A4-5A5) hacia los bordes, papila marrón oscuro (6F8-7F8) rodeada por una zona más pálida que el resto del píleo, algunos ejemplares exhibieron el píleo con tonos más pálidos y uniformes, naranja pálido (6A3) a naranja grisáceo (6C3), papila marrón oscuro (6F8); superficie glabra, velutina bajo lupa, seca, opaca, no higrofana. **Contexto** muy fino (< 1 mm), membranáceo, blanco amarillento (1A2), olor indistinguible y sabor no testado. **Laminillas** unidas formando un collario, poco evidente en ejemplares maduros, subdistantes, L= 11–14, l= 1, regulares, opacas, lisas, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (1A3), margen entero, concoloro con los lados de la laminilla. **Estípites** 23–152 × 0.5–1 mm, central, cilíndrico, hueco, igual, cartilaginoso, ápice amarillo pálido (2A3-4A3), volviéndose marrón pálido (6D5) a marrón oscuro (6E7-6E8) hacia la

base; superficie glabra, lisa, lustrosa; base inserta en el sustrato. **Esporada** no observada, presumiblemente blanca (1A1).

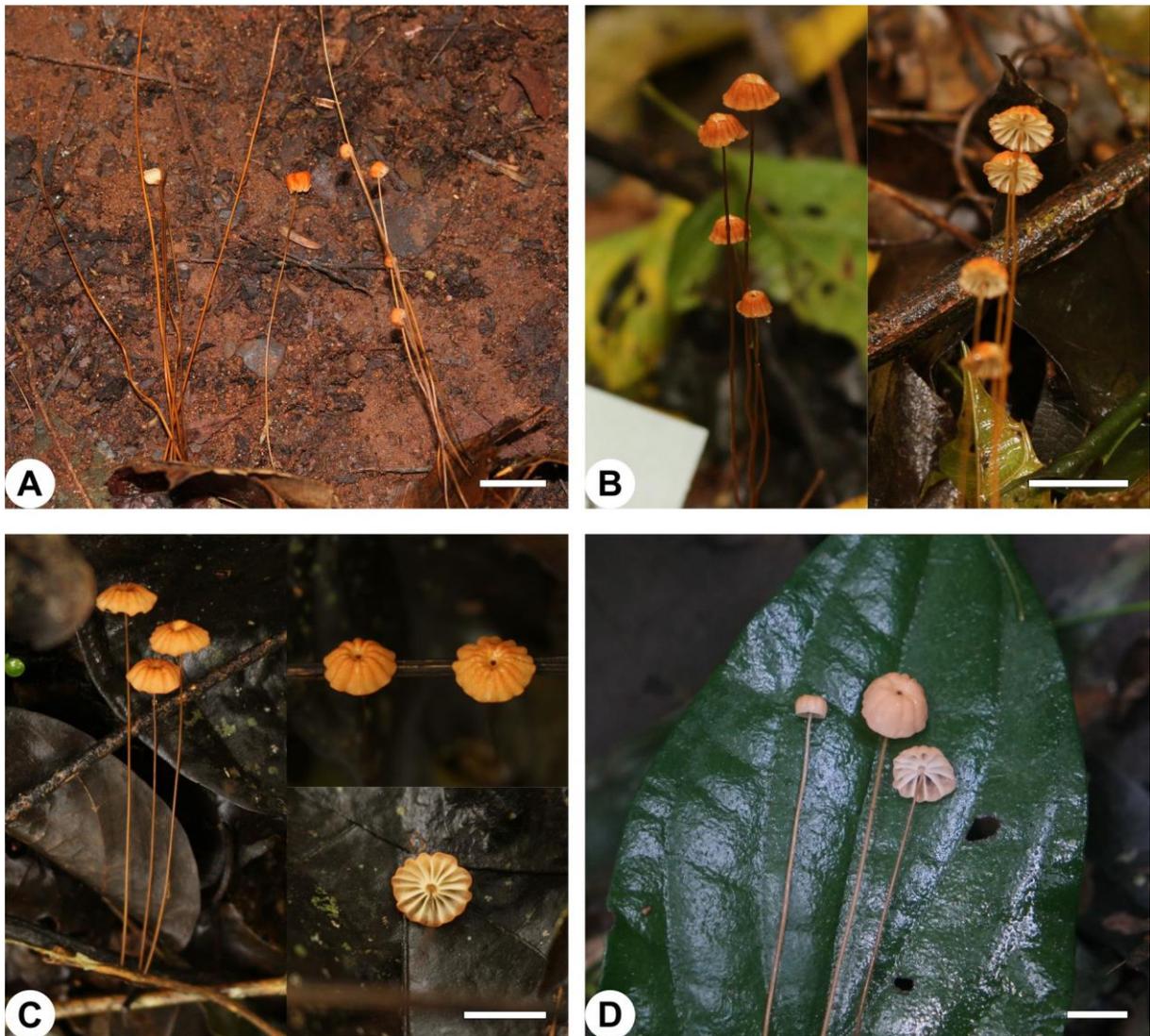


Fig. 26. Aspecto general del basidioma de *Marasmius pyrangensis*. **A.** IG10-1-2. **B.** OS17-1-3. **C.** IG16-2-1. **D.** IG16-3-1. Barras A-B = 20 mm; C-D = 10 mm.

Basidiosporas $8.9\text{--}12 \times 3.9\text{--}4.7 \mu\text{m}$, $x = 10.4 \times 4.4 \mu\text{m}$, $Q = 2.2\text{--}2.8$, $Qx = 2.4$, $n = 25$, $N = 2$, oblongas a subcilíndricas, subclavadas a lacrimoides, algunas veces con una leve depresión suprahilar, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** $25\text{--}30 \times 5.5\text{--}9.5 \mu\text{m}$, claviformes, 4-esporados. **Basidiolas** $21.1\text{--}26.5 \times 5\text{--}6.5 \mu\text{m}$ claviformes, hialinas, de paredes delgadas, inamiloides, abundantes. **Pleurocistidios** ausentes. **Queilocistidios** en forma de células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal (8.7) $10.1\text{--}19.1 \times 4\text{--}9.3 \mu\text{m}$, de paredes delgadas que se engrosan hacia el ápice, hialinas, con espinas apicales erectas, hasta $4.8 \mu\text{m}$ de long., cilíndricas, digitiformes a filiformes, simples, algunas veces 2-3 lobadas,

abundantes, meleas, formando una capa continua a lo largo del borde de la laminilla. **Trama himenoforal** levemente dextrinoide, irregular, compuesta de hifas entrelazadas, cilíndricas, hasta 6 μm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** himeniforme, compuesta por células en cepillo del tipo *Siccus*, cuerpo principal (6.5) 8.2–16.2 \times (3.7) 5–9.2 μm , de paredes delgadas, levemente engrosadas en el ápice, con espinas apicales de hasta 5 μm de long., cilíndricas, digitiformes de contorno irregular, meleas a amarillo pálido, abundantes. **Estipitipellis** formada por hifas de hasta 6 μm de diám., paralelas, elongadas, de paredes engrosadas, dextrinoideas. **Caulocistidios** ausentes. **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: marasmioide, gregario, creciendo sobre pecíolos, hojas caídas y ramas finas en descomposición.

Distribución conocida: Brasil (Oliveira et al. 2020a). Este registro constituye la primera cita de esta especie para Argentina.

Material examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, 25°41'19.7" S, 054°28'26.3" O, 186 m snm, 13/X/2017, *leg. Ramirez N. et al., IG10-1-2* (CTES). *Ibíd.* Camino al aeropuerto, 25°43'29.9" S, 054°28'08.6" O, 239 m snm, 02/X/2018, *leg. Ramirez N. et al., IG16-3-1* (CTES). *Íb. IG16-2-1* (CTES). *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, Camino a la aldea, 27°17'08.4" S, 055°34'08.0" O, 201 m snm, 30/IX/2018, *leg. Ramirez N. et al. OS17-1-3* (CTES).

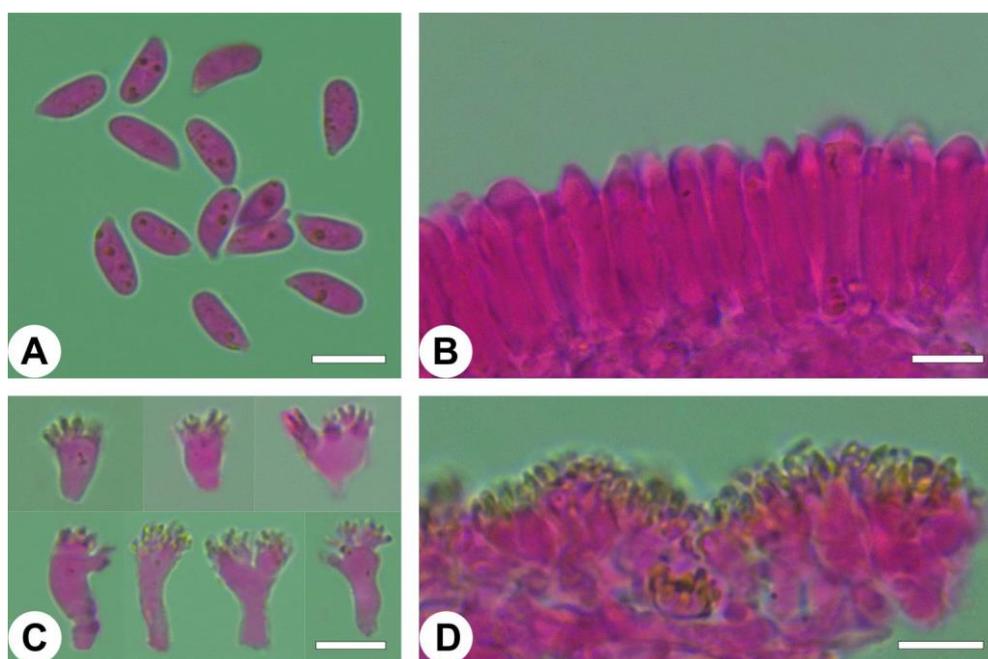


Fig. 27. Caracteres microscópicos de *Marasmius pyrangensis*. **A.** Basidiosporas. **B.** Corte transversal de la laminilla. **C.** Queilocistidios. **D.** Detalle de la pileipellis. Barras = 10 μm .

Observaciones: Esta especie se distingue por presentar un estípite muy elongado en relación al diámetro del píleo [estípite 23–152 mm long., píleo 2–10 mm de diám.] y la coloración llamativa de este último que varía en tonos anaranjado pálido a naranja rojizo. Respecto a la descripción original (Oliveira et al. 2020a), el píleo presenta coloraciones más intensas y no se observaron células lisas, generalmente irregulares en contorno, en los cortes de los ejemplares aquí analizados. Las restantes características tanto macroscópicas como microscópicas coinciden con las del material tipo, incluso las secuencias de ITS de los materiales aquí examinados mostraron un 100% de identidad con *M. ypyrangensis*. Una especie similar en cuanto a la coloración del píleo es *M. guayanensis* var. *erythrocephalus* Singer descrita para Bolivia (Singer 1976), pero difiere principalmente en la coloración negra del estípite y la longitud del mismo [10–40 mm], y el menor número de laminillas [L= 8–11] (Singer 1976). Otra especie muy semejante en cuanto a caracteres macroscópicos es *M. brunneoaurantiacus* Antonín & Buyck conocida para Madagascar. Sin embargo, se diferencia en la longitud del estípite [16–67 mm], basidiosporas en promedio más pequeñas [$x= 9.3 \times 4.2 \mu\text{m}$] y hábito, creciendo principalmente en hojas de bambú (Shay et al. 2017). *Marasmius nigrobrunneus* f. *cinnamomeus* Wannathes, Desjardin & Lumyong descrita para Tailandia es otra especie con la cual se la puede confundir, sin embargo, esta presenta un estípite más pequeño [8–60 \times 0.1–0.3 mm] que crece directamente desde un rizomorfo, células no setulosas o lisas en la pileipellis y suele estar asociada a hojas y tallos de monocotiledóneas (Wannathes et al. 2009). *Marasmius pallidocinctus* Singer es otra especie muy similar, que comparte caracteres como el aspecto general (estípite muy elongado y píleo pequeño), tamaño similar y microscopia similar, pero se diferencia porque esta especie presenta coloraciones más oscuras, llegando a ferrugínea y marrón (Singer 1976).

Moniliophthora atlantica Ramirez & Niveiro *sp. nov.*

Figs. 28–29

Holotipo: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, 27°17'09.3" S, 055°34'03.6" O, 206 m snm, 30/IX/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, OS17-2-7 (CTES).

Etimología: el epíteto *atlantica* hace referencia al sitio donde fue colectado esta especie, la Selva Atlántica Argentina.

Píleo 3–20 mm de diám., circular, convexo a plano convexo, aplanado cuando maduro, subumbonado a ligeramente deprimido en el centro, sulcado-estriado, margen a veces incurvado tendiendo a plano, borde regular; de color rojizo pálido (7A3–8A3) a rojizo pastel

(7A4-8A4), rojo mate (8B4-8C4) a rojo grisáceo (8B5-8C5), generalmente más oscuro cerca del centro, marrón rojizo (8D7-8E6-7); superficie fibrilosa a pubescente, seca, opaca, no higrófana. **Contexto** fino (< 1 mm), membranáceo, blanco amarillento (1A2), olor y sabor no registrados. **Laminillas** anexas a anchamente adnatas, subdistantes, regulares, a veces furcadas hacia el margen y con intervenosas, con 3 series de lamélulas, lisas, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (1A3), margen entero, concoloro con los lados de las laminillas. **Estípite** 2–12 × 0.8–2 mm, central, a veces levemente lateral, cilíndrico, hueco, igual, ápice concoloro con las laminillas, blanco amarillento (4A2), tornándose naranja pálido hacia la mitad del estípite (6A4-6B4), oscureciéndose hacia la base, marrón rojizo (9E6-7) a marrón oscuro (9F6-8), superficie fibrilosa a pubescente bajo lupa, más notorio hacia la base, con base inserta en el sustrato. Esporada no observada, presumiblemente blanco amarillento (1A2).



Fig. 28. Aspecto general del basidioma de *Moniliophthora atlantica*. **A.** TC17-2-7. **B.** IG25-1-15. **C-D.** OS18-1-5. **E-F.** TC19-2-1. Barras = 20 mm.

Basidiosporas (7) $8.2\text{--}11.1 \times 4.5\text{--}6.2$ (7.2) μm , $x= 9.4 \pm 0.77 \times 5.6 \pm 0.45$ μm , $Q= 1.4\text{--}2.1$, $Q_x= 1.7 \pm 0.12$, $n= 25$, $N= 2$, elipsoidales a oblongas, amigdaliforme en vista lateral, con una leve depresión suprahilar, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas, gutuladas. **Basidios** $34.7\text{--}50 \times 7.5\text{--}9$ μm , 4-esporados, claviformes, de paredes delgadas. **Basidiolas** $22.2\text{--}34 \times 4\text{--}7.7$ μm claviformes, de paredes delgadas, abundantes. **Pleurocistidios** ausentes. **Queilocistidios** $18\text{--}33.2 \times 2.5\text{--}6.4$ μm , estrechamente cilíndricos a claviformes, a veces con una protuberancia apical digitiforme, ápice redondeado, de paredes delgadas. **Trama himenoforal** subregular, compuesta de hifas entrelazadas, cilíndricas, hasta 7 μm de diám., hialinas, inamiloides, de paredes delgadas. **Pileipellis** en un cutis, compuesto por hifas postradas, cilíndricas a infladas, de hasta 8 μm de diám., de paredes delgadas, hialinas, inamiloides, cubierta por abundantes pelos incrustados con fíbulas en la base. **Pelos** $50\text{--}315 \times 4\text{--}8.5$ μm , aciculares, de paredes engrosadas, hasta 3 μm , dextrinoides, a veces con septos secundarios, ápices redondeados, no se tornan verde oliváceo en KOH. **Estipitipellis** formada por hifas cilíndricas de hasta 8 μm de diám., paralelas, elongadas, dextrinoides. **Pelos** $20.1\text{--}44.1 \times 4.4\text{--}8.3$ μm , de paredes engrosadas, hasta 2 μm , similares a los pelos de la superficie del píleo, más abundantes en ejemplares jóvenes. **Fíbulas** presentes en todos los tejidos.

Hábito y hábitat: marasmioide, creciendo en pequeñas ramas recién caídas y tallo de lianas vivas.

Material Examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, $27^{\circ}17'09.3''$ S, $055^{\circ}34'03.6''$ O, 206 m snm, 30/IX/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, OS17-2-7 (CTES) (holotipo). *Íd.* OS18-2-5 (CTES). *Ibid.* Parque Provincial Teyú Cuaré, $27^{\circ}17'05.5''$ S, $055^{\circ}35'21.1''$ O, 177 m snm, 01/X/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, TC19-2-1 (CTES); *Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, $25^{\circ}43'29.2''$ S, $054^{\circ}28'08.6''$ O, 239 m snm, 02/X/2018, *leg. Ramirez N. et al.*, IG16-3-11 (CTES). *Ibid.* Palmital, $25^{\circ}41'19.7''$ S, $054^{\circ}28'26.3''$ O, 186 m snm, 13/X/2017, *leg. Ramirez N. et al.*, IG10-1-1 (CTES).

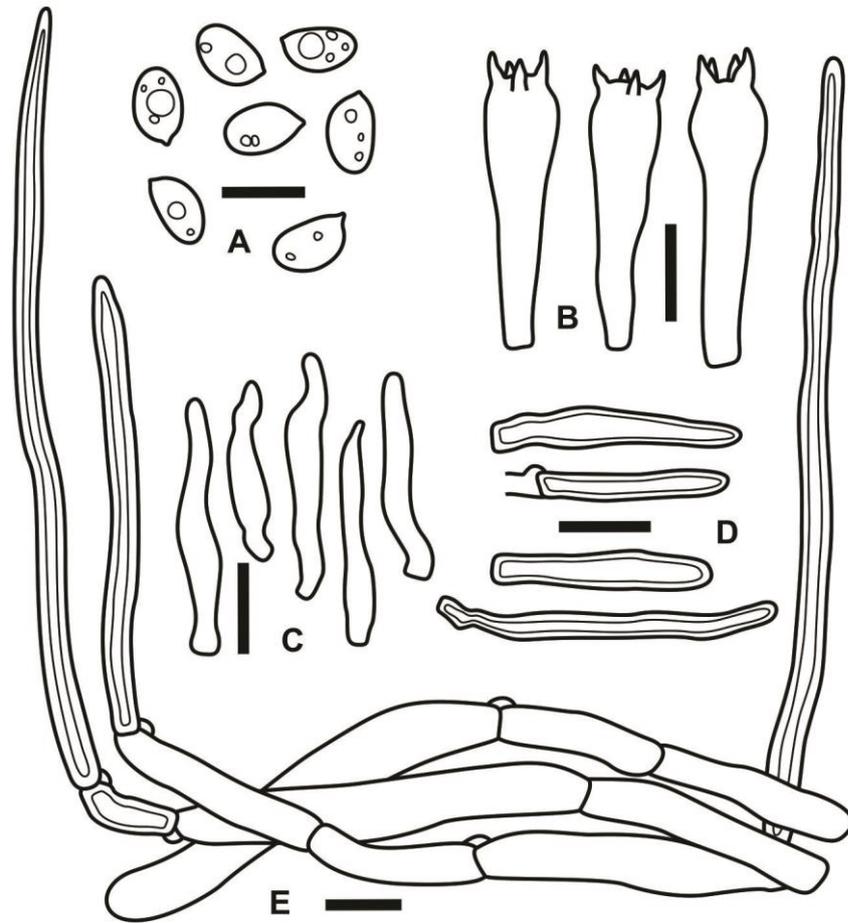


Fig. 29. Caracteres microscópicos de *M. atlantica*. **A.** Basidiosporas. **B.** Basidios. **C.** Queilocistidios. **D.** Caulocistidios. **E.** Detalle de la pileipellis. Barras = 10 μ m.

Análisis filogenético

La matriz incluyó 35 secuencias pertenecientes a 20 taxones de *Moniliophthora* y géneros relacionados, a saber, *Crinipellis*, *Chaetocalathus* y *Marasmius* (Tabla 6). Se utilizó una secuencia de *Tetrapyrgos nigripes* (Fr.) E. Horak para enraizar el árbol (Kropp & Albee-Scott 2012). El alineamiento resultó en un total de 602 caracteres, de los cuales 367 eran sitios conservados, 235 variables y 150 informativos por parsimonia. Los mejores modelos de sustitución fueron estimados como TPM2uf+G, K80 y SYM+G para ITS1, 5.8S e ITS2 respectivamente.

El análisis de Máxima Verosimilitud arrojó un árbol con una topología similar a la Inferencia Bayesiana, por lo que se exhibe únicamente este último con los valores de soporte de PP / BS para los nodos compatibles entre ambos (Fig. 30). En la filogenia se observan dos clados principales: *Chaetocalathus*, que agrupa a todas las especies representadas en este

análisis, aunque sin un buen soporte estadístico, y el clado *Monilophthora/Crinipellis* (PP = 0.93). Dentro de este último, podemos encontrar que la especie aquí propuesta, *M. atlantica*, conforma un clado bien soportado (PP = 0.99 / BS = 100) como grupo hermano de *M. perniciosa* (Stahel) Aime & Phillips-Mora (PP = 1 / BS = 98).

Observaciones: *Monilophthora atlantica* se caracteriza por desarrollar basidiomas de tamaño pequeño a mediano [píleo 3–20 mm de diám., estípite 2–12 × 0.8–2 mm], de coloración rojiza a violácea, cubierto por pelos que mantienen su coloración cuando entran en contacto con KOH. Una de las especies más similares en cuanto a coloración y aspecto general del basidioma es *M. perniciosa*, pero difiere de esta principalmente en la forma y tamaño de los queilocistidios (forma de botella, de 35–50 × 9–14 µm), la longitud de los basidios (31–32 µm) y de los pelos del píleo (80–150 µm) (Singer 1976). Otra especie muy similar en cuanto a coloración es *M. marginata* Kerekes, Desjardin & Vikineswary, descrita para Malasia, pero se diferencia de esta por presentar las laminillas marginadas con el borde de color marrón rojizo (10D6), basidiosporas en promedio más pequeñas ($x = 7.0 \pm 1.0 \times 4.0 \pm 0.6$ µm), basidios más cortos (35–36 µm) y pelos del estípite más largos (60–150 µm) (Kerekes & Desjardin 2009). Filogenéticamente se relaciona con el clado que contiene a *M. perniciosa* + *M. brasiliensis*. Un estudio reciente basado en 3 marcadores moleculares (a saber, ITS, LSU y RPB1) ha demostrado que esta última es un sinónimo de *M. perniciosa* (Lisboa et al. 2020), por lo que la nueva especie aquí descrita representa el grupo hermano de *M. perniciosa*. Esta última especie está ampliamente estudiada ya que es la causante de la principal enfermedad del cacao (*Theobroma cacao* L.) denominada “Escoba de bruja”, y ha sido reportada en numerosos hospedantes de distintas familias como ser Malvaceae, Malpighiaceae, Solanaceae, Bixaceae, Sapindaceae, Asteraceae y lianas no identificadas, posiblemente pertenecientes a las Bignoniaceae (Lisboa et al. 2020). Dichos autores observaron en los hospedantes la presencia de síntomas causados por el hongo, concluyendo que existen formas de vida no patógenas (en lianas y *Allophylus edulis* (A. St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Hieron. ex Niederl.) y patógenas (en el resto de los hospedantes estudiados). Considerando dicho criterio y la ausencia de síntomas o anomalías visibles en los hospedantes de *M. atlantica* al momento de la colecta, se puede catalogar a esta especie como no patógena. Sin embargo, puede ocurrir que los síntomas aparezcan en una etapa más avanzada de infección, es decir, posterior al muestreo, razón por la cual no fue observada. Es por ello, que se considera necesario un muestreo más amplio a lo largo del tiempo y estudios que abarquen otras regiones del genoma para definir esta cuestión.

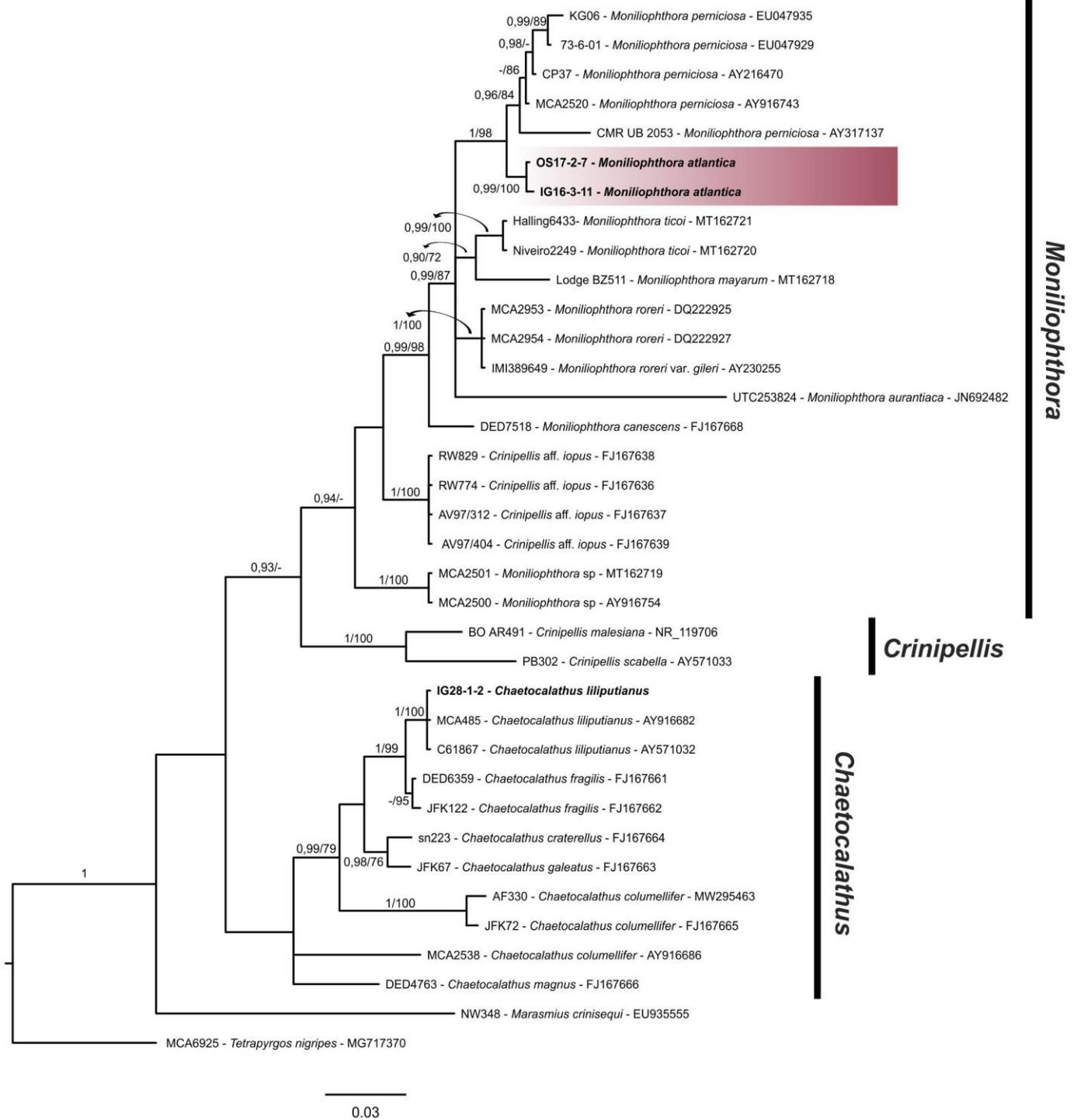


Fig. 30. Árbol consenso obtenido por el Análisis de Inferencia Bayesiana basado en secuencias de ITS de *Moniliophthora* y géneros relacionados. Las secuencias obtenidas en este trabajo se indican en negrita, mientras que la nueva especie se destaca en el recuadro sombreado. Los valores de soporte, cuando están presentes, consisten en la probabilidad posterior (PP) seguida del bootstrap (BS), separados por una /. Sólo se anotaron los nodos con un apoyo superior al 50% y se muestran los valores de soporte superiores a 0,90/70 (- indica un valor inferior).

Tabla 6. Set de datos de secuencias de ITS de *Moniliophthora* y géneros relacionados utilizadas en los análisis filogenéticos. Las secuencias disponibles en GenBank se encuentran en: **a** Adnaan Farook, V. (GenBank), **b** Kerekes & Desjardin (2009), **c** Aime & Phillips-Mora (2005), **d** Bodensteiner *et al.* (2004), **e** Este estudio, **f** Wannathes *et al.* (2009), **g** Kropp & Albee-Scott (2012), **h** Niveiro *et al.* (2020a), **i** Arruda *et al.* (2005), **j** Marelli, J-P (GenBank), **k** Figueira *et al.* (GenBank), **l** Phillips-Mora *et al.* (2006a), **m** Phillips-Mora *et al.* (2006b), **n** Evans *et al.* (2003), **o** Koch *et al.* (2018).

Especie	Voucher	Código de acceso de ITS
<i>Chaetocalathus columellifer</i> ^a	AF330	MW295463
<i>Chaetocalathus columellifer</i> ^b	JFK72	FJ167665
<i>Chaetocalathus columellifer</i> ^c	MCA2538	AY916686
<i>Chaetocalathus craterellus</i> ^b	sn223	FJ167664
<i>Chaetocalathus fragilis</i> ^b	DED6359	FJ167661
<i>Chaetocalathus fragilis</i> ^b	JFK122	FJ167662
<i>Chaetocalathus galeatus</i> ^b	JFK67	FJ167663
<i>Chaetocalathus liliputianus</i> ^c	MCA485	AY916682
<i>Chaetocalathus liliputianus</i> ^d	C61867	AY571032
<i>Chaetocalathus liliputianus</i>^e	IG28-1-2	Este estudio
<i>Chaetocalathus magnus</i> ^b	DED4763	FJ167666
<i>Crinipellis</i> aff. <i>iopus</i> ^b	RW774	FJ167636
<i>Crinipellis</i> aff. <i>iopus</i> ^b	RW829	FJ167638
<i>Crinipellis</i> aff. <i>iopus</i> ^b	AV97/312	FJ167637
<i>Crinipellis</i> aff. <i>iopus</i> ^b	AV97/404	FJ167639
<i>Crinipellis malesiana</i> ^b	BO AR491	NR_119706
<i>Crinipellis scabella</i> ^d	PB302	AY571033
<i>Marasmius crinisequi</i> ^f	NW348	EU935555
<i>Moniliophthora aurantiaca</i> ^g	UTC253824	JN692482
<i>Moniliophthora canescens</i> ^b	DED7518	FJ167668
<i>Moniliophthora mayarum</i> ^h	Lodge BZ511	MT162718
<i>Moniliophthora perniciosa</i> ⁱ (como <i>M. brasiliensis</i>)	CMR UB 2053	AY317137
<i>Moniliophthora perniciosa</i> ^j	KG06	EU047935
<i>Moniliophthora perniciosa</i> ^j	73-6-01	EU047929
<i>Moniliophthora perniciosa</i> ^k	CP37	AY216470
<i>Moniliophthora perniciosa</i> ^c	MCA2520	AY916743
<i>Moniliophthora roreri</i> ^l	MCA2953	DQ222925
<i>Moniliophthora roreri</i> ^m	MCA2954	DQ222927

<i>Moniliophthora roreri</i> var. <i>gileri</i> ⁿ	IMI389649	AY230255
<i>Moniliophthora</i> sp ^c	MCA2500	AY916754
<i>Moniliophthora</i> sp ^j	MCA2501	MT162719
<i>Moniliophthora atlantica</i>	OS17-2-7	Este estudio
<i>Moniliophthora atlantica</i>	IG16-3-11	Este estudio
<i>Moniliophthora ticoi</i> ^h	Halling 6433	MT162721
<i>Moniliophthora ticoi</i> ^h	Niveiro 2249	MT162720
<i>Tetrapyrgos nigripes</i> ^o	MCA6925	MG717370

Pluteus meridionalis Menolli & Capelari

Figs. 31-32

Phytotaxa 118 (2): 84 (2014)

Píleo 10–25 mm de diám., convexo, hemisférico a campanulado, umbonado, levemente estriado hacia el margen, margen recto, borde regular; blanco a gris pálido (1A1-1B1), con estrías grisáceas (1B2) cuando maduro, centro gris pálido (1D1) a gris oscuro (1F1), superficie glabra, fibrilosa en el centro, seca, opaca. **Contexto** fino de 1-2 mm de espesor en el centro del píleo, más delgado hacia los márgenes, blanco amarillento (1A2), sin cambios cuando se lo corta, olor y sabor no testeados. **Laminillas** libres, apretadas, regulares, opacas, lisas, blanco amarillento (1A2) a amarillo pálido (1A3) cuando joven, rosadas en la madurez (8A1), margen entero, concoloro con los lados de la laminilla, con lamélulas de distintas longitudes. **Estípites** 22–50 × 0.7–2.5 mm, central, cilíndrico, hueco, base levemente ensanchada, ápice concoloro con píleo, gris amarillento (2B3) hacia la base, la cual presenta algunas fibrillas blanquecinas; superficie glabra, lisa. **Esporada** rosada (8A3).

Basidiosporas 6.1–10 × 5–7.7 µm, $x = 7.7 \times 6.1$ µm, Q= 1–1.6, Qx= 1.3, n= 30, N= 2, subglobosas, globosas a ampliamente elipsoidales hialinas, lisas, inamiloides, de paredes engrosadas (hasta 1 µm de espesor), meleas en KOH. **Basidios** 16.4–24.3 × 5.7–8.5 µm, claviformes, 4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** no observadas. **Pleurocistidios** 44.5–76.3 × 9.5–25.8 µm, lageniformes a utriformes, hialinos, inamiloides, de paredes delgadas, ápice generalmente obtuso, algunos subcapitados o truncados. **Queilocistidios** semejantes a los pleurocistidios, pero más pequeños, 43–67.3 × 10.5–18.9 µm, lageniformes, hialinos, inamiloides, ápice obtuso. **Trama himenoforal** divergente, compuesta de hifas cilíndricas, hasta 12 µm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas. **Pileipellis** en un cutis, compuesta por hifas alargadas y postradas de hasta 7 µm de

diám.; elementos terminales elongados, 89–192.4 × 9.2–20 µm, mayormente cilíndricos, algunos con la porción subapical ensanchada, ápice generalmente obtuso, algunos capitados. **Estipitipellis** formada por hifas de 5–13 µm de diám., paralelas, elongadas. **Caulocistidios** ausentes. **Fíbulas** presentes.

Hábito y hábitat: Pluteoide, gregario, creciendo sobre tronco húmedo en putrefacción.

Distribución conocida: Brasil (Menolli et al. 2014). Este registro constituye la primera cita de esta especie para Argentina.

Material Examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Parque Provincial Teyú Cuaré, Sendero de Borgman, 27°16'52.0" S, 055°35'22.0" O, 114 m snm, 11/X/2019, *leg. Ramirez N. et al., TC30-4-1* (CTES).

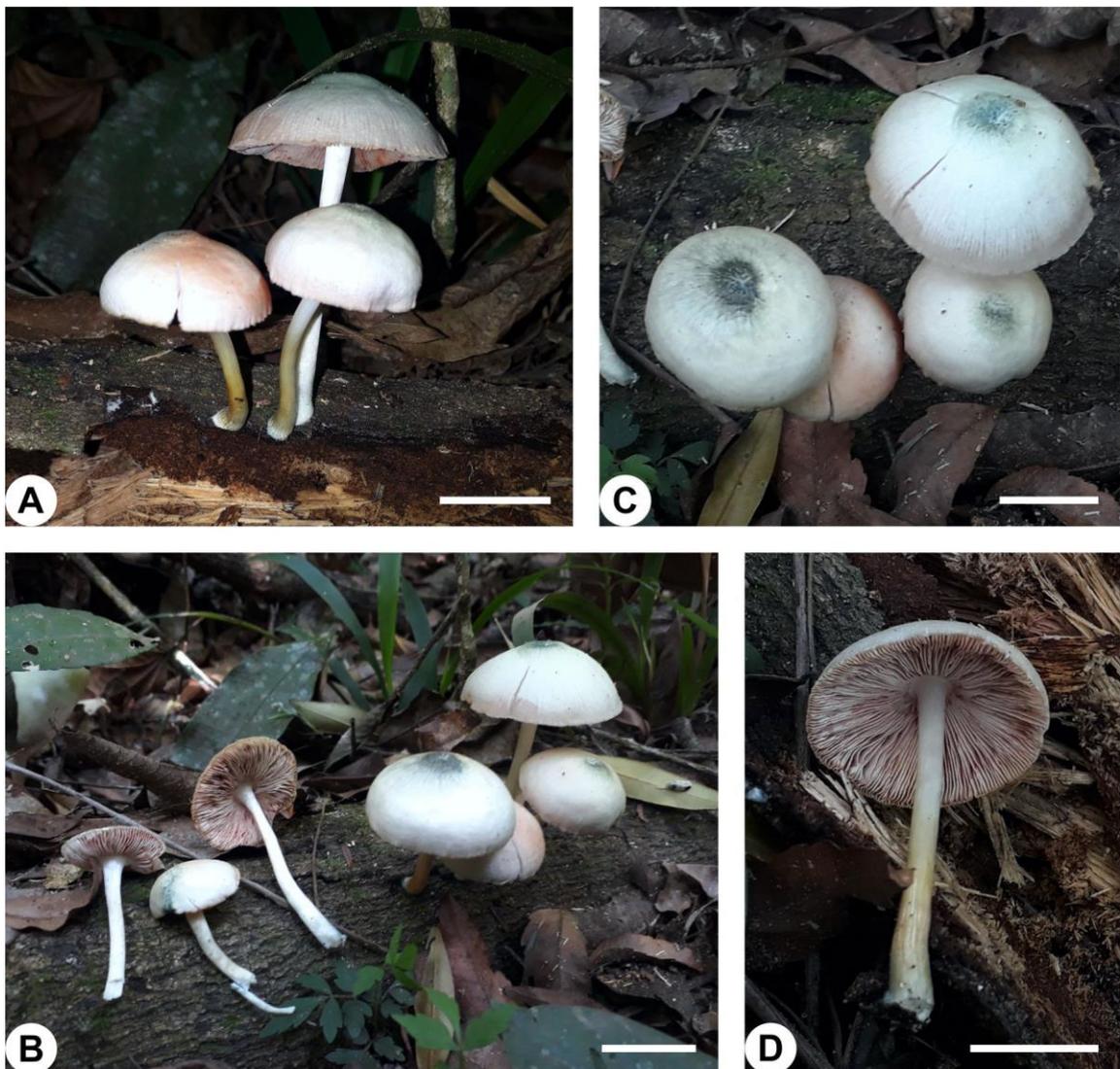


Fig. 31. *Pluteus meridionalis* [TC30-4-1]. **A-B.** Aspecto general del basidioma. **C.** Detalle del píleo. **D.** Detalle de las laminillas y el estípite. Barras = 10 mm.

Observaciones: Esta especie se caracteriza por la coloración del píleo con tonos que van desde el blanco al gris pálido con el umbo gris oscuro, laminillas libres y rosadas en la madurez, basidiosporas subglobosas y pleurocistidios, al igual que los queilocistidios, lageniformes a utriformes. El ejemplar aquí descrito se diferencia de la descripción original realizada por Menolli et al. (2014) en el tamaño más pequeño del basidioma, el patrón de fibrillas que se ubican únicamente en el centro del píleo mientras que en el material tipo cubre toda la superficie, y la longitud de las células terminales de la pileipellis [192.4 vs. 140 μm]. A pesar de carecer de uno de los elementos característicos de la sección, los cistidios metuloides, esta especie pertenece a la sección *Pluteus*. Justo et al. (2011), en base a secuencias de ITS, reconocen que pueden existir linajes filogenéticos crípticos dentro del concepto morfológico de *Pluteus glaucotinctus* E. Horak, integrado por las colecciones Gossens-Fontana 5274, Thoen 5546, SP394380 y SP394384. A partir de estas muestras, Menolli et al. (2014) estudian las características morfológicas de este complejo y las relaciones filogenéticas en base a las regiones ITS y *tef1*, delimitando a *P. meridionalis* Menolli & Capelari (Brasil - SP394380 y SP394384) y *P. thoenii* Menolli & Minnis (República Democrática del Congo - Thoen 5546) como especies diferentes de *P. glaucotinctus* (República Democrática del Congo - Gossens-Fontana 5274), además de describir dos nuevos integrantes para este complejo: *P. izurun* P. Arrill. & Justo (España) y *P. padanilus* Justo & C.K. Pradeep (India). Todas estas especies antes mencionadas guardan una gran similitud en cuanto a caracteres morfológicos, sin embargo, presentan una distribución bien delimitada.

Pluteus glaucotinctus es la especie más similar en cuanto a caracteres macromorfológicos y coloración del basidioma, sin embargo, se diferencia por el mayor tamaño del píleo [hasta 90 mm], el menor tamaño de las células terminales de la pileipellis [70–90 \times 12.0–17.0 μm], y la presencia de pigmentos intracelulares de color marrón pálido en los queilocistidios (Horak 1977, Menolli et al. 2014). Por su parte, *Pluteus izurun* presenta el mismo patrón de distribución de las fibrillas en la superficie del píleo, pero se diferencia por la coloración verde azulada en la base del estípite, por la presencia de elementos terminales de la pileipellis más elongados [hasta 380 μm] y por la forma de los queilocistidios, delgadamente lageniformes a delgadamente utriformes, a veces mucronado con una pequeña papila en el ápice (Menolli et al. 2014). Otra especie semejante es *P. padanilus*, quien se diferencia por la coloración azul verdosa en la base del estípite y tonos marrones a grises en el píleo, sumado a las basidiosporas de menor tamaño [(6.0–) 6.5–8.0 \times (4.5–) 5.0–6.0 μm]. La última especie del complejo es *P. thoenii*, la cual difiere de *P.*

meridionalis por presentar pleurocistidios ovoides, clavados a oblongos y queilocistidios más largos y angostos [53–94 × 12.0–15.0 μm], delgadamente utriformes, cilíndricos, lageniformes a flexuosos (Menolli et al. 2014).

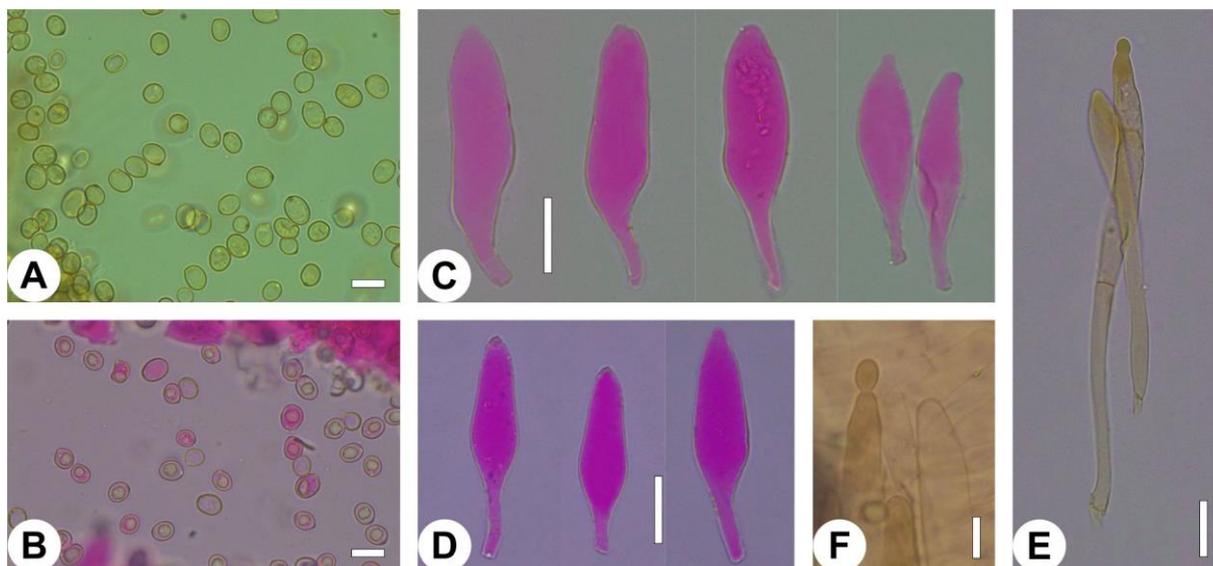


Fig. 32. Caracteres microscópicos de *P. meridionalis*. **A.** Basidiosporas en reactivo de Melzer. **B.** Basidiosporas en floxina. **C.** Pleurocistidios. **D.** Queilocistidios. **E.** Elementos terminales de la pileipellis. **F.** Detalle del ápice de los elementos terminales. Barras A-B = 10 μm; C-D, F = 20 μm; E = 40 μm.

Análisis filogenético

En primera instancia se construyó una matriz con distintas secuencias de ITS de especies representantes de las tres secciones infragenéricas de *Pluteus*: *Pluteus*, *Hispidoderma* Fayod y *Celulloderma* Fayod, y se realizó un análisis de Máxima Verosimilitud, el cual agrupa todas las especies del complejo *P. glaucotinctus* con el máximo valor de soporte (BS=100) (Anexo 4). Sin embargo, un muestreo restringido a especies de este complejo sirvió para evitar la pérdida de datos informativos en el alineamiento a nivel de especie, aumentando automáticamente los valores de soporte de los nodos y mejorando la resolución de las relaciones filogenéticas relativas entre taxones más cercanos. Esta última matriz incluyó 12 secuencias de 5 taxones pertenecientes al complejo *Pluteus glaucotinctus*, entre ellas *P. hongoi* Singer y *P. cervinus* (Schaeff.) P. Kumm. como grupo externo (Menolli et al. 2014). Todas las secuencias utilizadas para este análisis se encuentran detalladas en la Tabla 7.

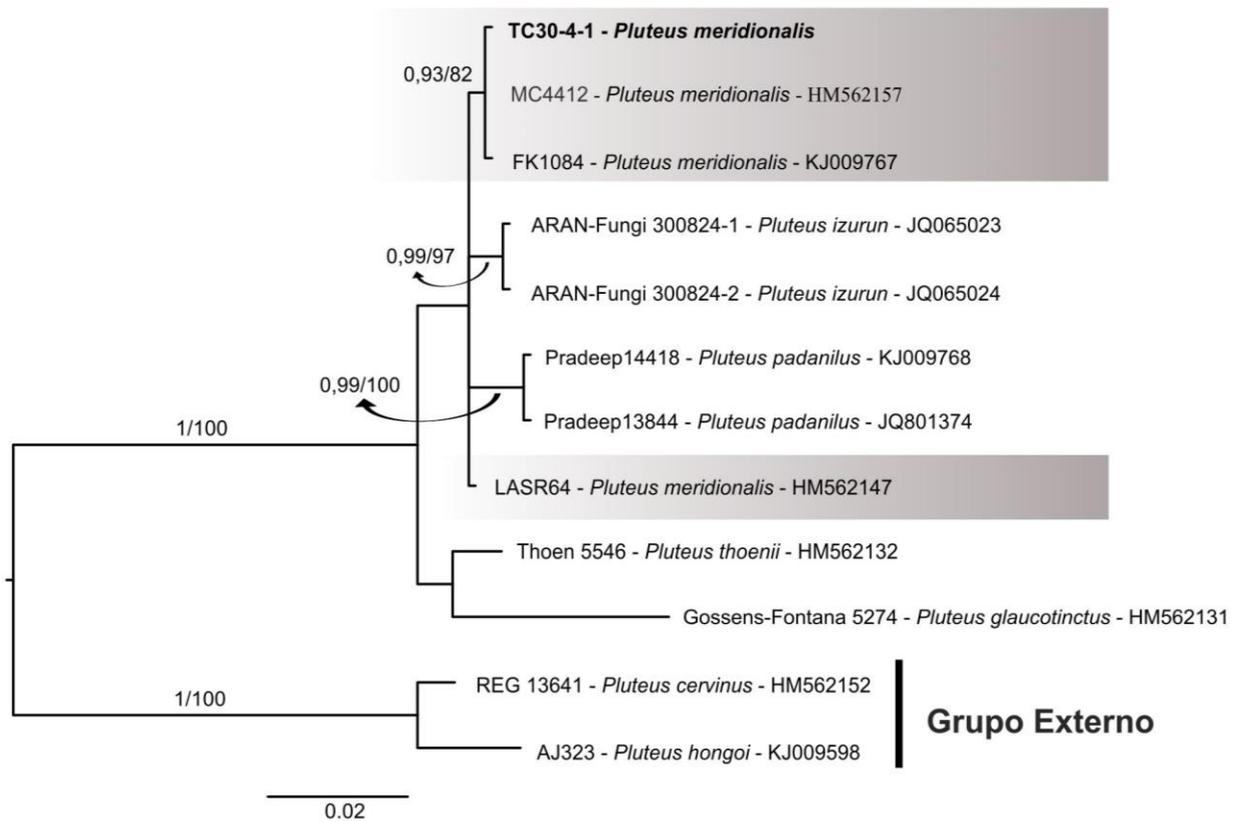


Fig. 33. Árbol consenso obtenido por el Análisis de Inferencia Bayesiana basado en secuencias de ITS de especies del complejo *Pluteus glaucotinctus*. La secuencia obtenida en este trabajo se indica en negrita, mientras que en los recuadros sombreados se indican las secuencias conespecíficas. Los valores de soporte, cuando están presentes, consisten en la probabilidad posterior (PP) seguida del bootstrap (BS), separados por una /. Sólo se anotaron los nodos con un apoyo superior al 50% y se muestran los valores de soporte superiores a 0,90/70.

El alineamiento resultó en un total de 652 caracteres, de los cuales 554 eran sitios conservados, 92 variables y 65 parsimonioso-informativos. Los mejores modelos de sustitución fueron estimados como TIM2+G, JC y HKY+G para ITS1, 5.8S e ITS2 respectivamente. Se muestra únicamente el resultado del análisis de Inferencia Bayesiana con los valores de soporte de PP / BS para apoyar los nodos compatibles con el análisis de MV, debido a que ambos exhibieron la misma topología (Fig. 33). La filogenia construida en primera instancia (Anexo 3) apoya que la secuencia TC30-4-1 pertenece al complejo antes mencionado, mientras que el análisis de MV indica que es conespecífica con *P. meridionalis*, con un valor de soporte de BS = 82 (Fig. 33). Este grupo se encuentra relacionado de igual manera con *P. padanilus*, *P. izurun* y una secuencia de *P. meridionalis* (LASR64), siendo el grupo hermano del clado que conforman *P. glaucotinctus* y *P. thoenii* con un soporte de PP =

1 y BS = 100. Sin embargo, debido a que una secuencia de *P. meridionalis* adoptó una posición distante del resto de las secuencias de la misma especie, se concluye que las secuencias de ITS por si solas no son capaces de detectar las diferencias entre especies muy cercanas o complejo de especies, siendo que para detectar las diferencias entre ellas, se necesitan estudios multidisciplinarios que abarquen otras regiones del genoma.

Tabla 7. Set de datos de secuencias de ITS del complejo *Pluteus glaucotinctus* y especies relacionadas utilizados en los análisis filogenéticos. Las secuencias disponibles en GenBank se encuentran en: **a** Justo et al. (2011), **b** Justo et al. (2014), **c** Menolli et al. (2014).

Especie	Voucher (Código herbario)	Código de acceso de ITS
<i>Pluteus cervinus</i> ^a	REG 13641	HM562152
<i>Pluteus glaucotinctus</i> ^a	Gossens-Fontana 5274	HM562131
<i>Pluteus hongoi</i> ^b	AJ323	KJ009598
<i>Pluteus izurun</i> (como <i>P. glaucotinctus</i>) ^c	ARAN-Fungi 300824-1	JQ065023
<i>Pluteus izurun</i> (como <i>P. glaucotinctus</i>) ^c	ARAN-Fungi 300824-2	JQ065024
<i>Pluteus meridionalis</i> (como <i>P. glaucotinctus</i>) ^a	LASR64 (SP394380)	HM562147
<i>Pluteus meridionalis</i> (como <i>P. glaucotinctus</i>) ^a	MC4412 (SP394384)	HM562157
<i>Pluteus meridionalis</i> ^c	FK1084	KJ009767
<i>Pluteus meridionalis</i>	TC30-4-1	Este estudio
<i>Pluteus padanilus</i> ^b	Pradeep14418	KJ009768
<i>Pluteus padanilus</i> ^b	Pradeep13844	JQ801374
<i>Pluteus thoenii</i> (como <i>P. glaucotinctus</i>) ^a	Thoen 5546	HM562132

Essai Tax. Hyménomyc. (Lons-le-Saunier): 129 (1900)

≡ *Panus cantharelloides* Mont., *Annl. Sci. Nat., Bot.*, 1: 120, 1854.

Píleo 10–70 mm de diám., infundibuliforme, liso, margen entero y enrollado cuando joven, luego ondulado a rimoso, algunas veces con grietas que sobrepasan el tercio del píleo, borde regular; amarillo grisáceo (4B3-4C3) a gris amarillento (3B2-4B2) con el centro marrón amarillento (5D4-5E4) cuando joven, algunas veces más oscuros, naranja grisáceo (5B4) a naranja amarronado (5C4) con el centro marrón claro (5D4), en ocasiones se forman líneas circulares concéntricas del mismo color que el centro del píleo, margen blanco amarillento (2A2) a gris amarillento (2B2), superficie glabra, seca, opaca. **Contexto** fino (< 2 mm), blanco amarillento (1A2), sin cambios cuando se lo corta, olor y sabor no testeados. **Laminillas** decurrentes, apretadas, regulares a ocasionalmente bifurcadas, opacas, lisas, lila (16B3-16B4) a gris liláceo (16B2) cuando joven, gris amarillento (3B2) en la madurez, margen entero, concoloro con los lados de la laminilla, con lamélulas de distintas longitudes. **Estípites** 22–50 × 1–2.5 mm, central o excéntrico, cilíndrico, fistuloso, blanco amarillento (2A2) a gris amarillento (2B2), con abundante micelio basal blanquecino; superficie glabra, lisa. **Esporada** no observada, presumiblemente blanca (1A1).

Basidiosporas 3–5.3 × 1.9–3.1 µm, $x = 3.9 \times 2.5$ µm, Q= 1.2–2.2, Q_x= 1.6, n= 36, N= 2, subglobosas a ampliamente elipsoidales, lacrimoides, hialinas, lisas, inamiloides, de paredes delgadas. **Basidios** 25.2–28.5 × 4.2–5.9 µm, claviformes, 2-4-esporados, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Basidiolas** 17.9–20 × 2.9–3.5 µm, claviformes, de paredes delgadas, lisas, hialinas, inamiloides. **Pleurocistidios** ausentes. **Queilocistidios** ausentes. **Trama himenoforal** irregular, compuesta de hifas cilíndricas entrelazadas entre sí, de hasta 8 µm de diám., lisas, hialinas, de paredes delgadas a algo engrosadas (hasta 1 µm). **Pileipellis** en un cutis, compuesta por hifas entremezcladas alargadas, postradas de 2.1–4 µm de diám. **Pileocistidios** ausentes. **Estipitipellis** formada por hifas de 1.9–4.3 µm de diám., elongadas y entremezcladas formando una densa red. **Caulocistidios** ausentes. **Fíbulas** presentes en todos los tejidos.

Hábito y hábitat: Clitocibioide, gregario, creciendo sobre la hojarasca, en ocasiones sobre el suelo.

Distribución conocida: Brasil (Singer 1965, Wartchow et al. 2011), Colombia (Velásquez et al. 1989), Venezuela, Puerto Rico, Panamá, Belice, El Salvador,

Trinidad y Tobago, Guayana Francesa, México, Nicaragua, Costa Rica, Perú, Honduras, Bolivia, Estados Unidos y África (GBIF 2022). Este registro constituye la primera cita formal de esta especie para Argentina.

Material Examinado: ARGENTINA, **Prov. Misiones:** *Dpto. San Ignacio*, Reserva Privada Osununú, Sendero Vainilla, 27°16'46.9" S, 055°34'39.6" O, 180 m snm, 17/IV/2017, *leg. Ramirez N. & Thomann M.L., OS1-4-3* (CTES). *Ib.* 27°16'46.9" S, 055°34'37.6" O, 181 m snm, 19/IV/2017, *leg. Ramirez N. & Thomann M.L., OS3-2-7* (CTES). *Id. Dpto. Iguazú*, Parque Nacional Iguazú, Cruce rutas 12 y 101, 25°40'07.2" S, 054°29'53.4" O, 227 m snm, 20/III/2017, *leg. Ramirez N. et al., IG5-4-19* (CTES). *Id. IG5-4-20* (CTES). *Dpto. Gral. Manuel Belgrano*, San Antonio, Instalaciones del INTA, Campo anexo Manuel Belgrano, en plantaciones de *Araucaria angustifolia*, 26°3'8.3" S, 053°46'14.0" O, 23/03/2017, *N. Niveiro et al. 3146* (CTES).



Fig. 34. Aspecto general del basidioma *Trogia cantharelloides*. **A.** IG5-4-19. **B.** OS1-4-3. **C.** IG5-4-20. **D.** OS3-2-6. Barras = 20 mm.

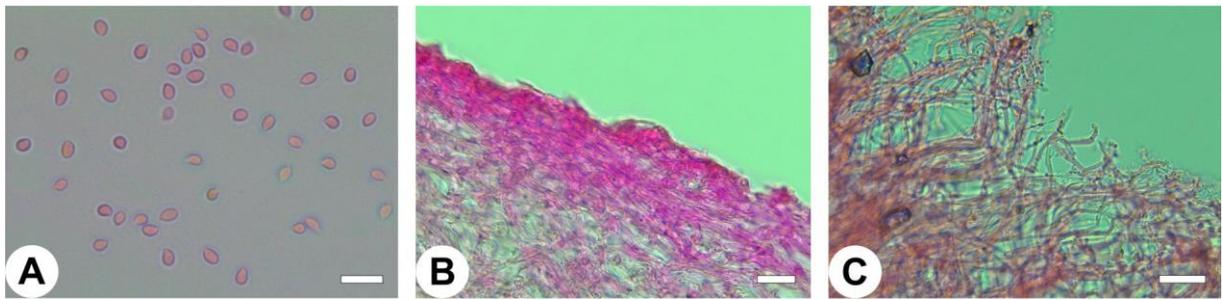


Fig. 35. Caracteres microscópicos de *Trogia cantharelloides*. **A.** Basidiosporas. **B.** Corte de la pileipellis. **C.** Corte de la estipitipellis. Barras A-B = 10 μm ; C = 30 μm .

Observaciones: Esta especie se caracteriza por sus basidiomas infundibuliformes, con laminillas decurrentes de tonos lilaceos, delgadas, apretadas y ocasionalmente furcadas (Corner 1966). Si bien *Trogia* es un genero diverso con mas de 150 taxones descritos (www.indexfungorum.org), no son muchas las especies que presentan formas similares a *Lentinus*, con basidiomas infundibuliformes, himenoforo lamelado y sin cistidios (grupo C ss. Corner 1966). La especie mas proxima es *T. infundibuliformis* Berk. & Broome, con distribución principalmente asiática, que se diferencia por la superficie del píleo con tonalidades lilaceas y las esporas de mayor longitud (7–8 μm) (Corner 1966). Otras especies del mismo grupo son *T. pleurotoides* Corner, que se diferencia por sus tonalidades azul-verdosas, y *T. ochreophylla* Corner, que se diferencia por su estípite lateral o excéntrico y la superficie del píleo con tonalidades grisaceas a amarillentas (Corner 1966).

Si bien es una especie de amplia distribución, conocida desde Florida hasta Argentina, no existen muchos registros formales y descripciones completas en la bibliografía (Corner 1966, Velásquez et al. 1989), siendo muchas de estas observaciones realizadas en plataformas como iNaturalist (<https://www.inaturalist.org/>), o eventos desarrollados en el marco de la misma.

Aspectos ecológicos

Diversidad espacial

Diversidad alfa

Riqueza y abundancia de especies de la SAA

Durante el período de muestreo, se ha obtenido un total de 2746 registros pertenecientes a 528 especies/morfoespecies de hongos agaricoides en la Selva Atlántica Argentina (ver Anexo 5). Aproximadamente el 40 % (n=1085) fueron clasificados a nivel específico, el 52 % (n=1418) como morfoespecie perteneciente a algún género, el 3 % (n=93) como morfoespecie perteneciente a alguna familia y el 5 % restante (n=150) no pudo ser clasificado dentro de las categorías anteriores ya que no contaban con las estructuras necesarias para su identificación debido a que eran ejemplares jóvenes e infértiles, sobremaduros, o bien se encontraban en mal estado de conservación (Fig. 37).

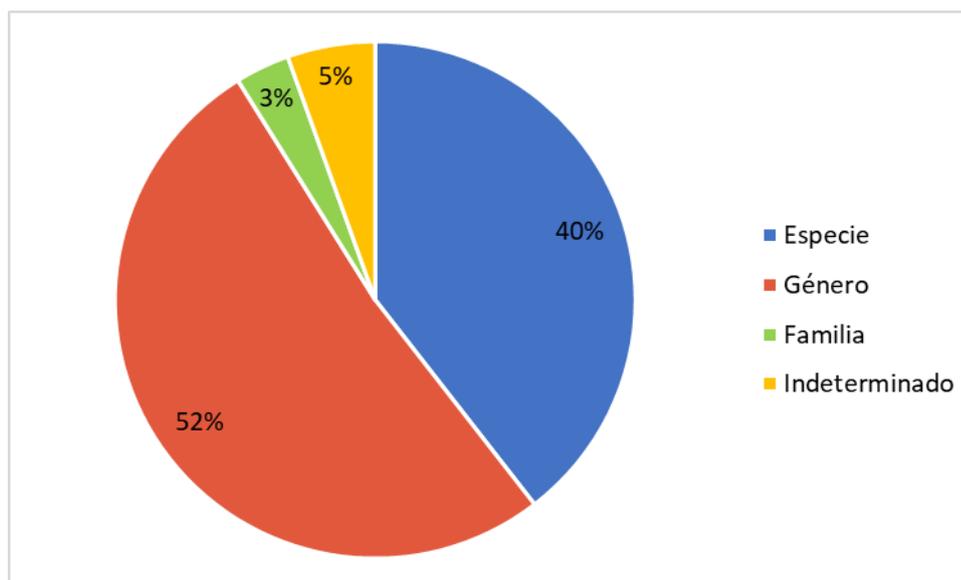


Fig. 37. Nivel de determinación de los ejemplares colectados en la Selva Atlántica Argentina (SAA).

La totalidad de los ejemplares registrados se encuentra distribuida en 21 familias, dentro de las cuales, las que presentan el mayor número de representantes son Marasmiaceae, Agaricaceae, Mycenaceae y Omphalotaceae, con 100, 97, 42 y 38 especies/morfoespecies respectivamente (Fig. 38).

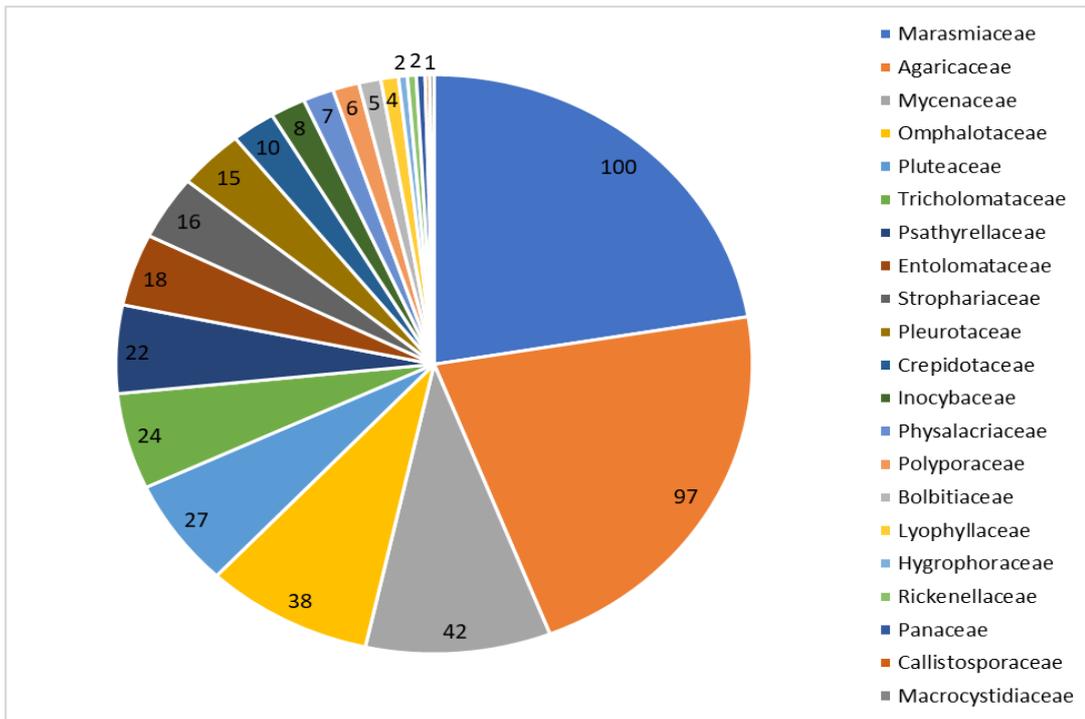


Fig. 38. Riqueza de especies de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SSA) distribuida por familia.

Considerando la abundancia de ejemplares colectados, la familia que cuenta con mayor número de registros es Marasmiaceae (37 %, 1014 registros) seguida de Agaricaceae (14 %, 378 registros), Mycenaceae (11 %, 314 registros) y Omphalotaceae (8 %, 214 registros). El resto de las familias cuenta con una abundancia de individuos menor al 5% (Fig. 39).

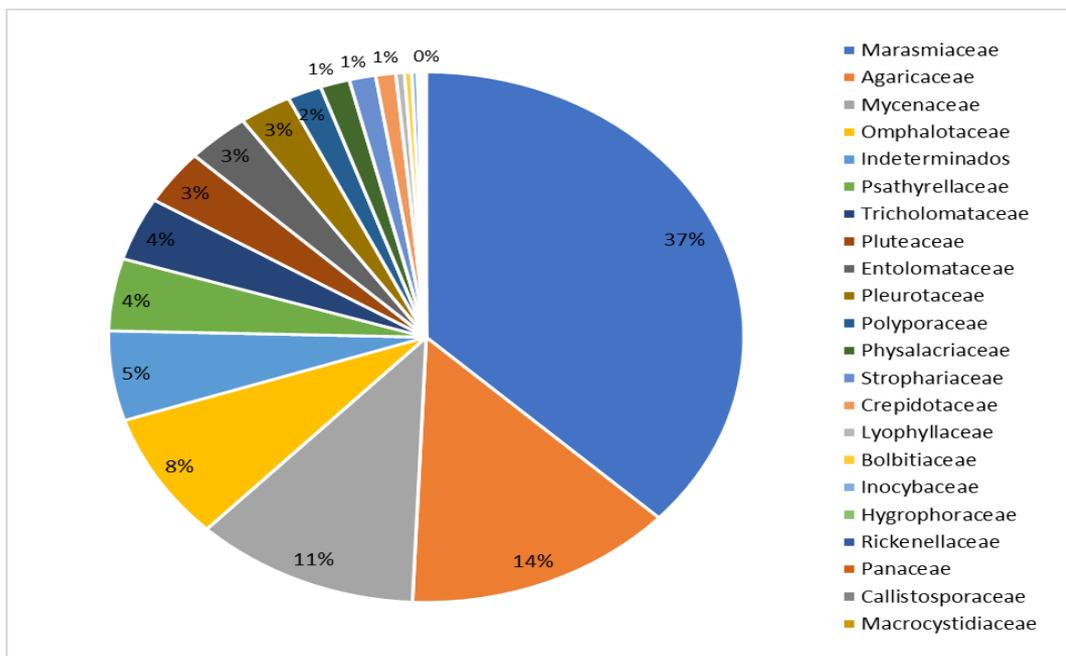


Fig. 39. Abundancia (%) de ejemplares de hongos agaricoides registrados en la Selva Atlántica Argentina (SAA) distribuida por familia.

Teniendo en cuenta el número de especies por género, el que presentó mayor riqueza fue *Marasmius* (71) seguido por *Mycena* (36), *Marasmiellus* (24), *Pluteus* (24.), *Lepiota* (19) y *Leucoagaricus* (19). Los géneros restantes no superan las 13 especies cada uno (Fig. 40).

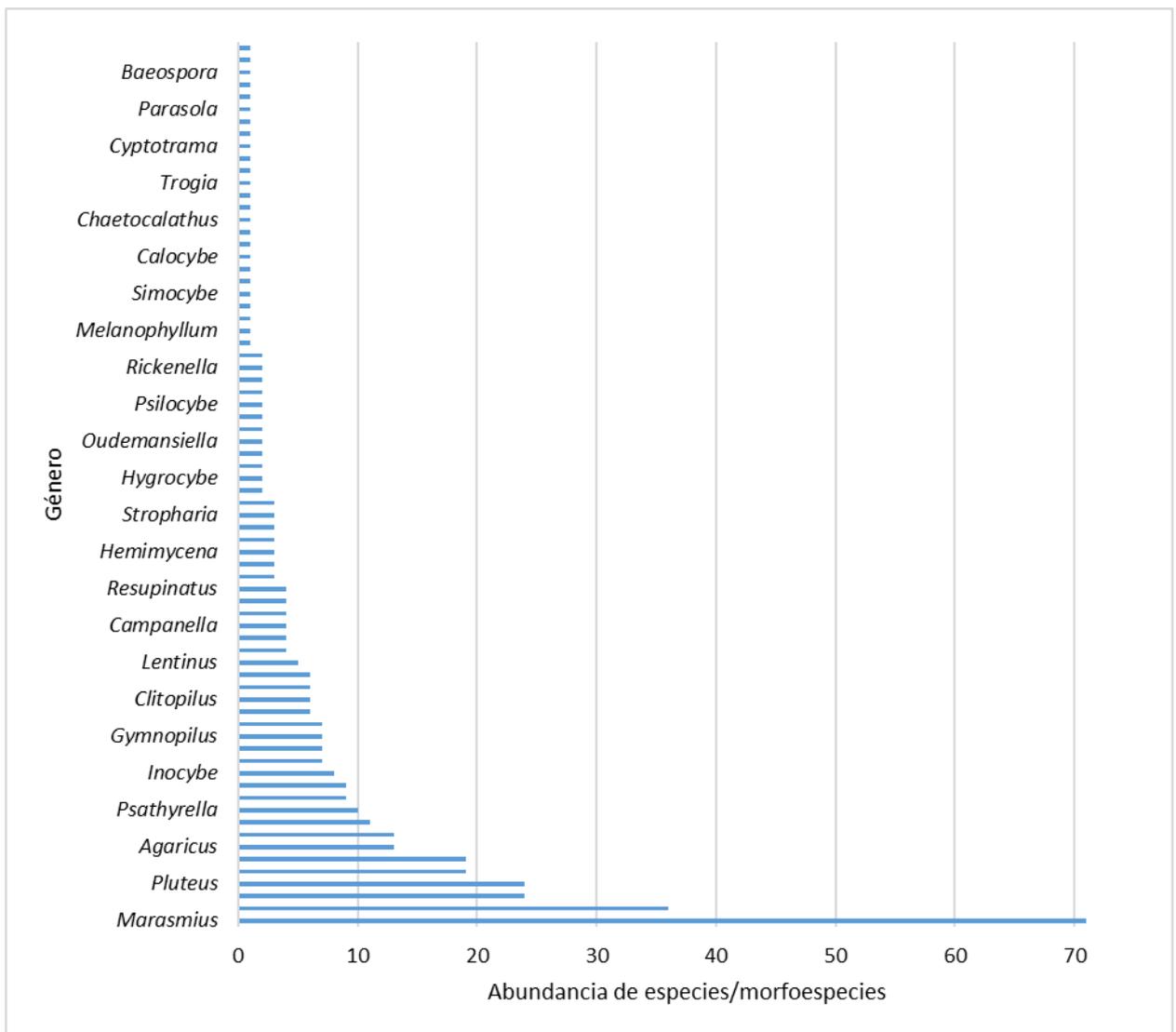


Fig. 40. Abundancia de especies/morfoespecies de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SSA) distribuidas en cada género.

De todas las especies halladas en la SAA, las que presentan una mayor abundancia son *Marasmius haematocephalus* (Mont.) Fr. (n=78), seguida por *Trogia cantharelloides* (Mont.) Pat. (n=66), *Marasmius ypyrangensis* J.S. Oliveira (n=65), *Clitopilus* aff. *scyphoides* (n=62), *Marasmius longisporus* (n=58), *Marasmius spegazzinii* (Kuntze) Sacc. & P. Syd. (n=51), *Crinipellis carecomoeis* (Berk. & Curtis) Singer (n=47), *Mycena holoporphyra* (Berk. & M.A. Curtis) Singer (n=47), *Marasmius leoninus* Berk. (n=43), *Gymnopus atlanticus* V. Coimbra, Pinheiro, Wartchow & Gibertoni (n=34), *Marasmius cohortalis* (n=32) y *Marasmius cladophyllus* Berk. (n=30) (Fig. 41). El resto de las especies no superaron los 30

registros, presentando la mayoría de ellas, menos de 10 registros (455 especies/morfoespecies) (ver Anexo 5).

Considerando todos los registros obtenidos, 204 especies/morfoespecies han sido encontradas una única vez, ya sea en uno u otro distrito de la SAA.

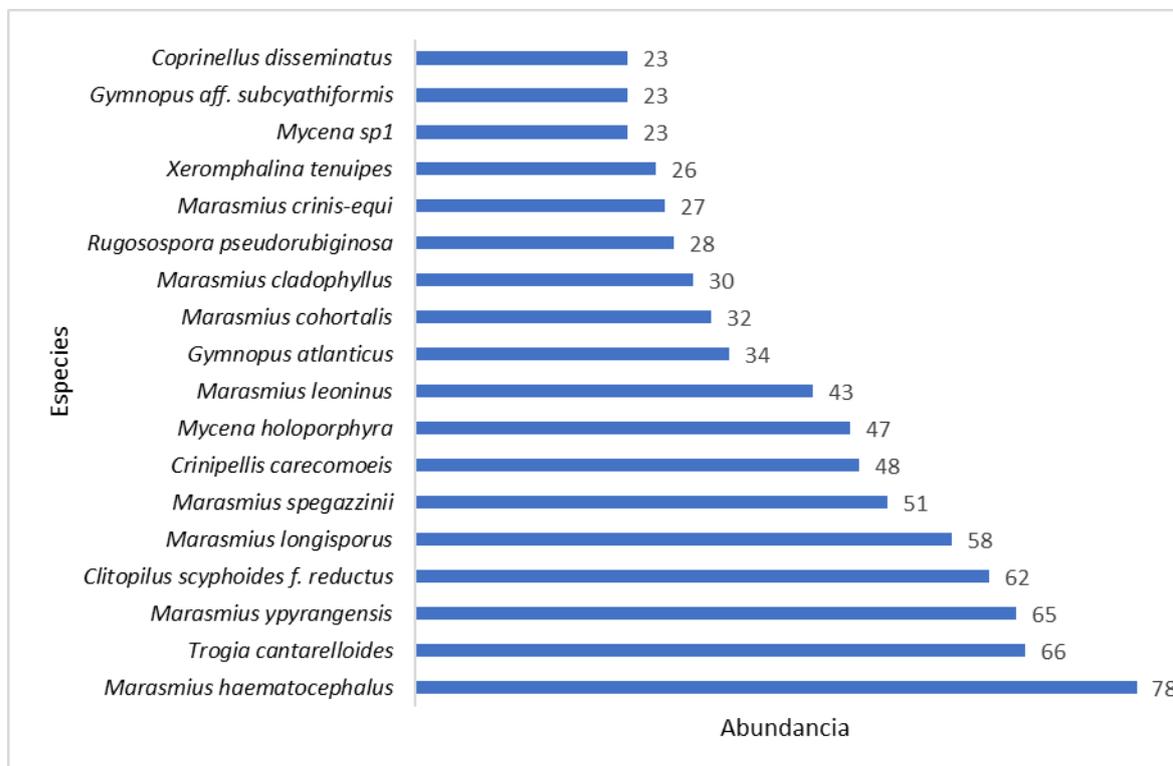


Fig. 41. Especies más abundantes de la Selva Atlántica Argentina (SAA).

Estimación de la riqueza específica de hongos agaricoides de la SAA

Según los estimadores de riqueza utilizados, durante el período de muestreo, se pudo registrar entre el 67,2% (Chao 2) y el 70,3 % (Chao 1) de las especies esperadas (Tabla 8). Graficando estos resultados, se observa que el extremo de la curva de acumulación de especies observadas (Sobs) no alcanzó una asíntota, indicando que el número de especies registradas aumentará conforme se continúen con los eventos de muestreo en el área. Este mismo comportamiento de la curva presentaron los estimadores analizados (Fig. 42).

Tabla 8. Número de especies observadas (Sobs) y esperadas (ACE, Chao 1 y Chao 2) para la Selva Atlántica Argentina (SAA).

	Sobs	ACE	Chao 1	Chao 2
SAA	528	767,6	750,6	786
% muestreado		68,8	70,3	67,2

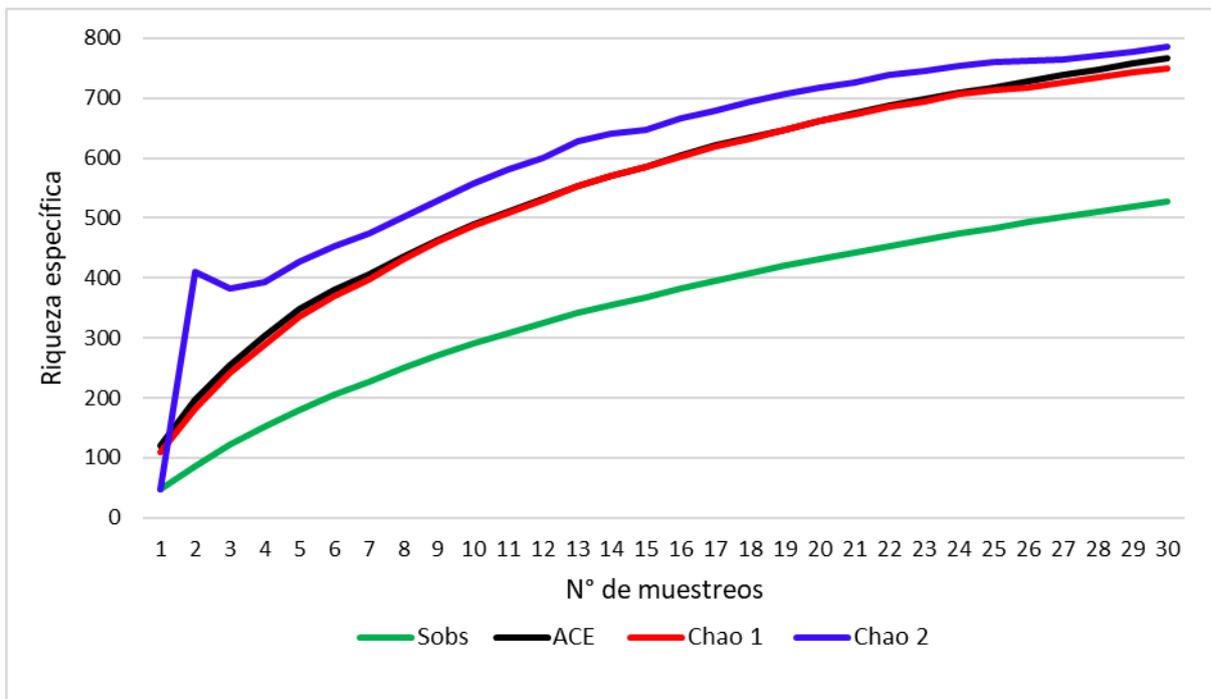


Fig. 42. Riqueza de especies observadas (Sobs) y estimadas por ACE, Chao 1 y Chao 2 para la Selva Atlántica Argentina (SAA).

Diferencias en la diversidad de hongos agaricoides entre el distrito de las Selvas Mixtas y el distrito de los Campos

Riqueza y abundancia de especies

En el distrito de las Selvas Mixtas (DSM) se observó una mayor riqueza con 368 especies/morfoespecies y 1407 registros, mientras que el distrito de los Campos (DC) contó con 1339 registros pertenecientes a 332 especies/morfoespecies (Anexo 5). En la Fig. 43 se observan las curvas de acumulación de especies de la SAA, visualizándose una pequeña diferencia entre los sitios estudiados, presentando el DSM apenas 36 especies/morfoespecies más que el DC. El índice de diversidad de Shannon-Wiener indica que el DSM es levemente menos diverso que el DC, con valores de 5,21 y 5,27 respectivamente. Sin embargo, dicha diferencia no fue estadísticamente significativa. (Tabla 9). Por otra parte, el índice de diversidad verdadera arrojó valores de 169 y 184,2 especies efectivas para el DSM y el DC respectivamente, siendo este último 0,09 veces más diverso que el DSM.

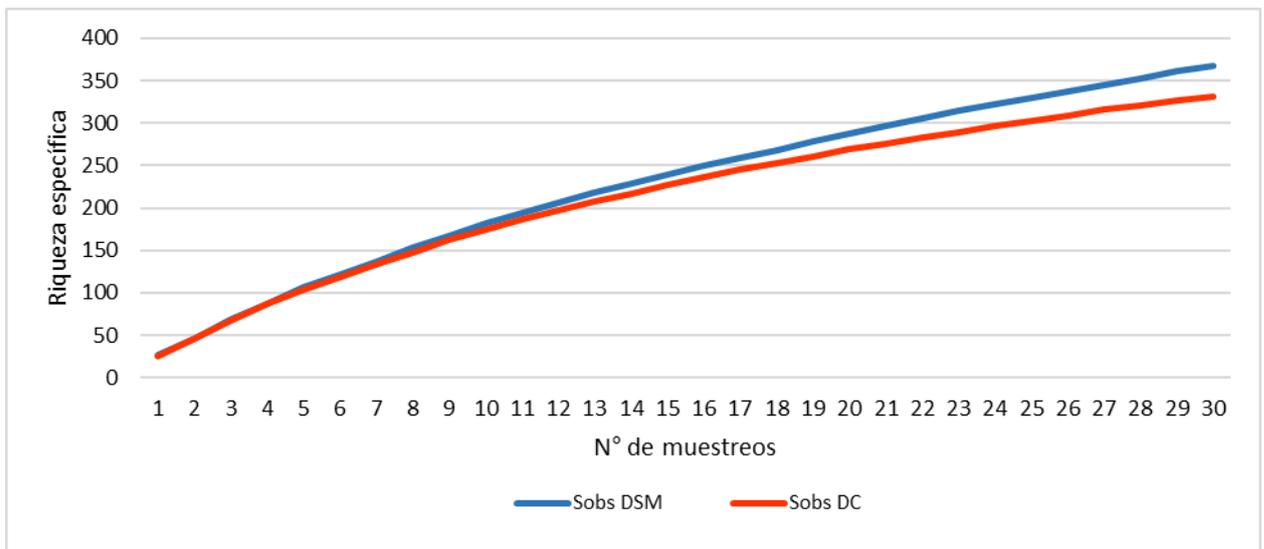


Fig. 43. Curvas de acumulación de especies para ambos distritos de la Selva Atlántica Argentina (SAA). **DSM:** distrito de las Selvas Mixtas, **DM:** distrito de los Campos.

Tabla 9. Valores de diversidad de hongos agaricoides en los distritos de la Selva Atlántica Argentina (SAA).

	S _{obs}	H'	exp(H')	Var	t	df	p
DSM	368	5,21	169,0	0,0011	-1,37	2711,3	0,168
DC	332	5,27	184,2	0,0008			

Referencias: **S_{obs}**: riqueza de especies observadas, **H'**: índice de diversidad de Shannon-Wiener, **exp (H')**: número efectivo de especies, **Var**: varianza, **t**: valor del Test de Student, **df**: grados de libertad, **p**: probabilidad asociada.

Si bien la riqueza de especies en cada sitio es elevada, la composición específica de la misma es diferente, aunque se mantienen constantes los géneros dominantes en ambos distritos. Se observó que el DC presenta una mayor diversidad en los géneros dominantes, entre los cuales, quienes contaron con un mayor número de especies fueron *Marasmius* (45) y *Mycena* (22), seguidos por *Marasmiellus* (21), *Pluteus* (18), *Lepiota* (11) y *Leucoagaricus* (11). Por su parte, el DSM tuvo un marcado predominio del género *Marasmius* (54), seguido por *Mycena* (30), *Pluteus* (15), *Marasmiellus* (14) y *Psathyrella* (14). Los géneros restantes presentaron menos de 10 especies cada uno.

Las comunidades estudiadas, no poseen un grupo de especies dominantes, lo que se reflejó tanto en los valores elevados de equitabilidad (DSM= 0,8828; DC= 0,9092) cómo en los bajos valores de dominancia (DSM= 0,01038; DC= 0,00812) (Tabla 10).

Por otra parte, se observó una similitud de 0,32575 entre el DSM y el DC, lo que indica que el 33% de las especies halladas en la SAA (aproximadamente 172 especies), se encuentran representadas en los dos distritos (Fig. 44).

Tabla 10: Riqueza, abundancia e índices de dominancia, equitabilidad y diversidad de hongos agaricoides en los distritos de la Selva Atlántica Argentina (SAA).

	DSM	DC
Riqueza de especies (S)	368	332
Abundancia	1407	1339
Dominancia (D)	0,01038	0,008126
Equitabilidad (J)	0,8828	0,9092
Índice de Shannon (H')	5,21	5,27

Referencias: **DSM:** distrito de las Selvas Mixtas, **DC:** distrito de los Campos, **S:** riqueza de especies/morfoespecies encontradas, **Abundancia:** total de individuos relevados. **D:** índice de dominancia de Simpson, **J:** índice de equitabilidad de Pielou, **H' :** índice de diversidad de Shannon-Wiener.

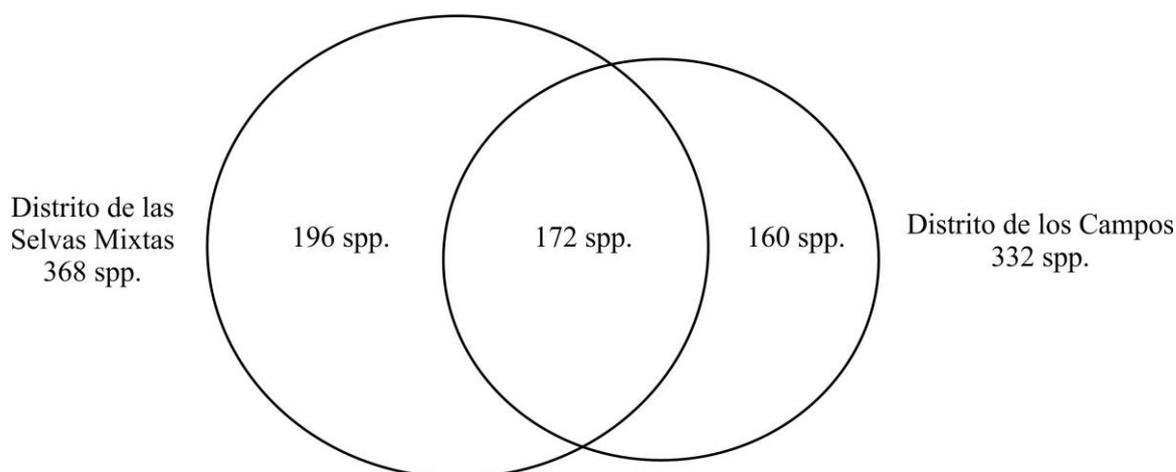


Fig. 44. Diagrama de Venn donde se representa el número total de especies por sitio estudiado, detallando los taxones exclusivos y compartidos del distrito de las Selvas Mixtas y el distrito de los Campos.

Estructura de las comunidades de hongos agaricoides de los sitios estudiados

Los ambientes estudiados presentan una curva de rango-abundancia con una distribución log-normal, aunque las frecuencias relativas de las especies individuales y la composición de las mismas son diferentes en cada sitio. Si bien ambos distritos describen una gráfica similar, la composición y dominancia en cada uno de ellos difiere. Mientras que en DSM la dominancia está claramente representada por el género *Marasmius*, en DC cobran importancia otros géneros como *Trogia* y *Mycena*. Así, el DSM presenta como especies dominantes a *Marasmius haematocephalus* (n=56), seguido de *Marasmius longisporus* (n=50), *Marasmius ypyrangensis* (n=45), *Clitopilus* aff. *scyphoides* (n=41), *Crinipellis carecomoeis* (n=34), *Marasmius cladophyllus* (n=30) y *Marasmius spegazzinii* (n=29). Por su parte, en el DC predomina *Marasmius leoninus* con 43 registros, seguido por *Trogia cantharelloides* (n=39), *Mycena holoporphyra* (n=34), *Gymnopus atlanticus* (n=27), *Marasmius haematocephalus* (n=22), *Marasmius spegazzinii* (n=22), y *Clitopilus* aff. *scyphoides* con 21 registros (Fig. 45).

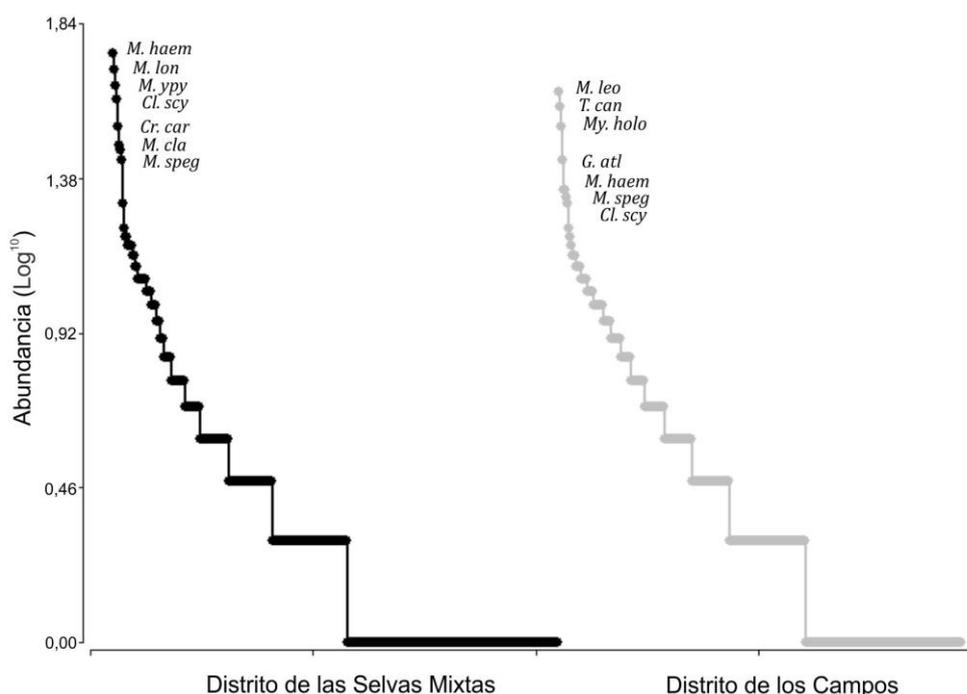


Fig. 45. Curvas de rango-abundancia de las especies del Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) en negro y del Distrito de los Campos (DC) en gris. **M. haem:** *Marasmius haematocephalus*, **M. lon:** *Marasmius longisporus*, **M. ypy:** *Marasmius ypyrangensis*, **Cl. scy:** *Clitopilus* aff. *scyphoides*, **Cr. Car:** *Crinipellis carecomoeis*, **M. clado:** *Marasmius cladophyllus*, **M. speg:** *Marasmius spegazzinii*, **M. leo:** *Marasmius leoninus*, **T. cant:** *Trogia cantharelloides*, **My. holo:** *Mycena holoporphyra*, **G. atl:** *Gymnopus atlanticus*.

Estimación de la riqueza específica de hongos agaricoides para el DSM y el DC

Según los estimadores no paramétricos utilizados, en el DSM se pudo registrar entre el 57,5% (Chao 2) y el 60,7 % (Chao 1) de las especies esperadas (Tabla 11), mientras que en el DC se registró entre el 72% y el 79,5% acorde a Chao 2 y Chao 1 respectivamente (Tabla 12). Las curvas de acumulación de especies observadas en ambos casos, aún no han alcanzado la asíntota (Figs. 46 y 47).

Tabla 11. Número de especies observadas (Sobs) y esperadas (ACE, Chao 1 y Chao 2) para el Distrito de las Selvas Mixtas (DSM).

	Sobs	ACE	Chao 1	Chao 2
DSM	368	612,4	606,7	640,1
% muestreado		60,1	60,7	57,5

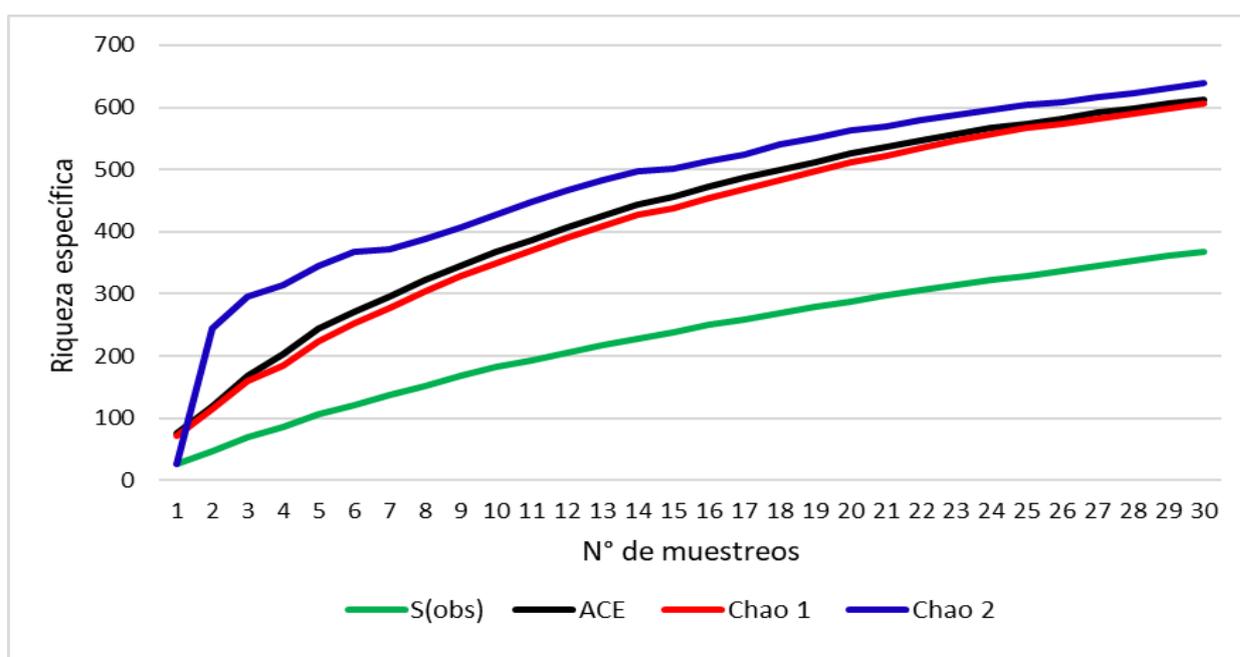


Fig. 46. Riqueza de especies observadas (Sobs) y estimadas para el Distrito de las Selvas Mixtas.

Tabla 12. Número de especies observadas (Sobs) y esperadas (ACE, Chao 1 y Chao 2) para el DC.

	Sobs	ACE	Chao 1	Chao 2
DC	332	480	462,9	510,9
% muestreado		76,7	79,5	72

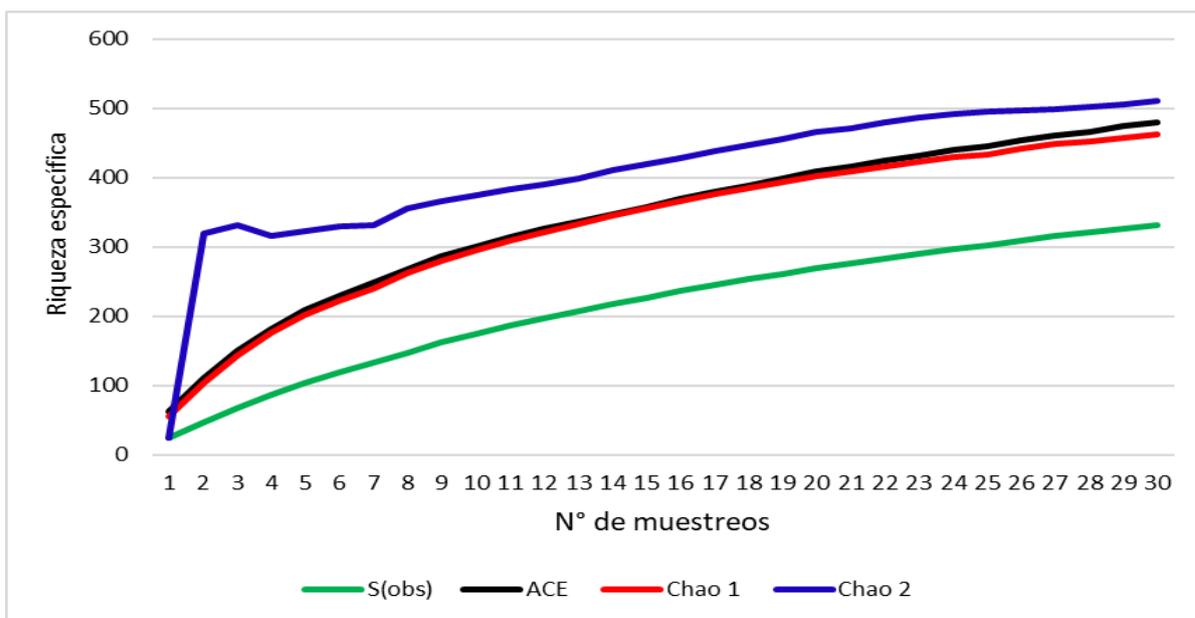


Fig. 47. Riqueza de especies observadas (Sobs) y estimadas para el Distrito de los Campos.

Perfil de diversidad

Se construyó el perfil de diversidad observado para ambos puntos de muestreo partiendo de una intrapolación del DC (comunidad que presenta menor abundancia) a un nivel de cobertura de la muestra de 0,87 (Fig. 48). En ambos sitios hay algunas pocas especies dominantes, mientras que el resto están representadas por un número bajo de individuos. Asimismo, se puede observar que el DSM es más diverso que el DC, y esa diferencia es significativa ya que no se observa el solapamiento de los niveles de confianza (q_0). Ambas comunidades presentan casi el mismo número de especies raras (q_1) mientras que el DC tiene una mayor dominancia de especies que el DSM (q_2). En la tabla 13 se muestran los valores observados y esperados para cada valor de q .

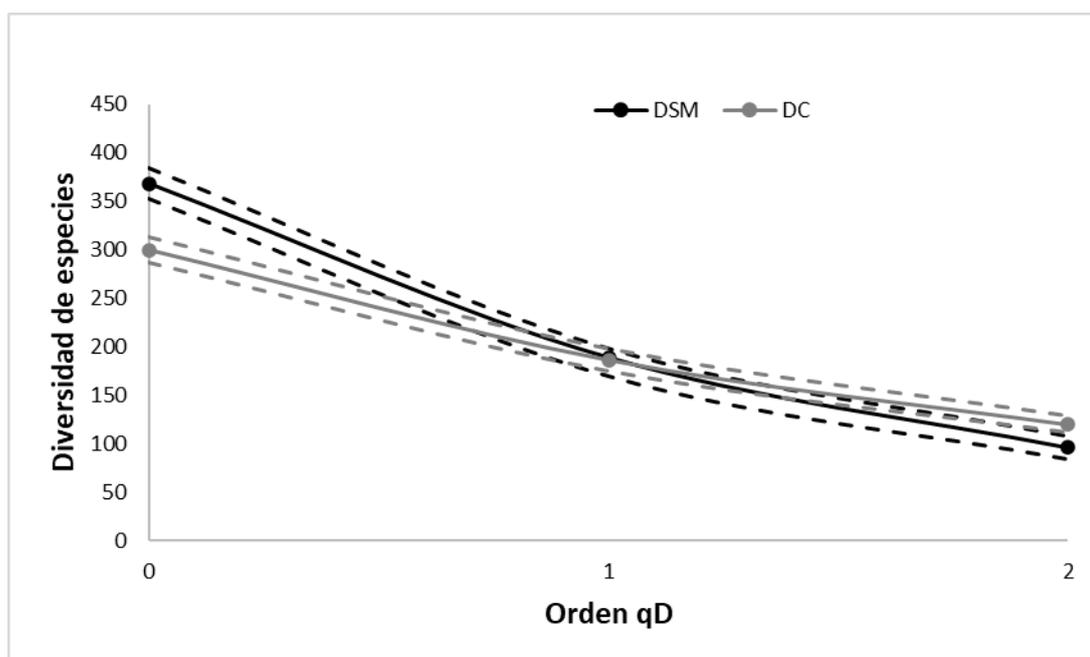


Fig. 48. Perfiles de diversidad observados de las comunidades de hongos agaricoides del Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) en negro y el DC en gris comparadas a un nivel de cobertura de 0,87 a partir de una intrapolación del DC. Las líneas discontinuas indican los límites de confianza a un valor de 0,95.

Tabla 13. Diversidad de especies de hongos agaricoides del Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) y el Distrito de los Campos (DC), mostrando los valores observados en el muestreo y los estimados.

Sitio	Orden	Observado			Estimado		
		qD	LCL	UCL	qD	LCL	UCL
DSM	0	368.00	350.36	385.64	611.99	543.08	687.03
	1	184.19	170.86	197.51	233.05	221.86	249.05
	2	96.33	86.53	106.13	103.33	94.95	114.48
DC	0	299.70	285.90	313.50	466.10	411.88	529.08
	1	186.44	176.97	195.92	237.85	224.45	248.46
	2	119.92	109.09	130.74	135.42	120.83	145.75

Referencias: **Orden:** orden de diversidad de q seleccionado, **qD:** diversidad estimada para cada orden de q, **LCL:** límite de confianza inferior ($\alpha = 0,05$), **UCL:** límite de confianza superior ($\alpha = 0,05$).

Diversidad beta

La disimilitud total (β_{cc}) entre ambos sitios es 0,6742, lo cual significa que las 356 especies no compartidas representan el 67,42% del número total de especies. La contribución

del recambio (β_3) a esta disimilitud total es 0,6060, por lo que del 67,42% de la disimilitud total, el 60,6% corresponde a la substitución de las 160 especies del DC por 160 especies del DSM. Es decir, las 320 especies reemplazadas constituyen el 60,6% de las 528 especies totales. Por otra parte, la contribución de las diferencias en riqueza (β_{rich}) entre los dos sitios es 0,0681, por lo tanto, de la disimilitud total, la diferencia en riqueza entre el DC y el DSM (36 especies) constituye el 6,81% de las especies totales.

Diversidad temporal

Se analizó la variabilidad del número y abundancia de especies en un plano temporal, para ello se consideraron dos estaciones del año contrastantes (Tabla 14) y se observó que en el otoño la abundancia total fue de 1805 registros obteniéndose en todos los años valores que superaron los 500 ejemplares. Por otra parte, en primavera se registró un total de 941 ejemplares, con un pico máximo de abundancia de 590 ejemplares durante el 2018.

Tabla 14. Abundancia de hongos agaicoides registrados en la Selva Atlántica Argentina (SAA) de acuerdo a las estaciones muestreadas.

	Otoño	Primavera
2017	702	187
2018	587	590
2019	516	164
Total	1805	941

Considerando los valores de riqueza específica, se observa que esta se comporta de manera similar a la abundancia, mayor número de especies en otoño (425 especies/morfoespecies), y un valor notablemente menor para la primavera (253 especies/morfoespecies). El índice de diversidad de Shannon-Wiener indica que el otoño es significativamente más diverso que la primavera, con valores de 5,32 y 4,86 respectivamente. Por otra parte, el índice de diversidad verdadera arrojó valores de 205 y 130,2 especies efectivas para otoño y primavera, respectivamente; indicando que este último es 0,57 veces (o 57 % menos diverso) que el otoño (Tabla 15).

Tabla 15. Valores del índice de diversidad de Shannon-Wiener en las estaciones muestreadas en la Selva Atlántica Argentina (SAA).

	S_{obs}	H'	exp(H')	Var	t	df	p
Otoño	425	5,32	205	0,0009	8,80	1933,6	2,83 E-18
Primavera	253	4,87	130,2	0,0017			

Referencias: **S_{obs}**: riqueza de especies de hongos agaricoides observadas, **H'**: índice de diversidad de Shannon-Wiener, **exp(H')**: número efectivo de especies, **Var**: varianza, **t**: valor del Test de Student, **df**: grados de libertad, **p**: probabilidad asociada.

Las estaciones muestreadas presentaron una elevada equitabilidad (otoño= 0,8796; primavera= 0,88), mientras que la dominancia exhibió valores bajos (otoño= 0,0009; primavera= 0,015) (Tabla 16). Estos resultados revelan que las comunidades estudiadas, no poseen un grupo de especies dominante.

Tabla 16: Riqueza, abundancia e índices de dominancia, equitabilidad y diversidad del otoño y primavera de la Selva Atlántica Argentina (SAA).

	Otoño	Primavera
Riqueza de especies (S)	425	253
Abundancia	1805	941
Dominancia (D)	0,0009	0,015
Equitabilidad (J)	0,8796	0,88
Índice de Shannon (H')	5,32	4,87

Referencias: **S**: riqueza de especies/morfoespecies de hongos agaricoides encontrados, **Abundancia**: total de individuos relevados. **D**: índice de dominancia de Simpson, **J**: índice de equitabilidad de Pielou, **H'**: índice de diversidad de Shannon-Wiener.

Por otra parte, analizando el valor del índice de Jaccard, se observa una similitud de 0,284 entre el otoño y la primavera, indicando que el 28% de las especies (aproximadamente 150 especies), fueron registradas en ambas estaciones (Fig. 49).

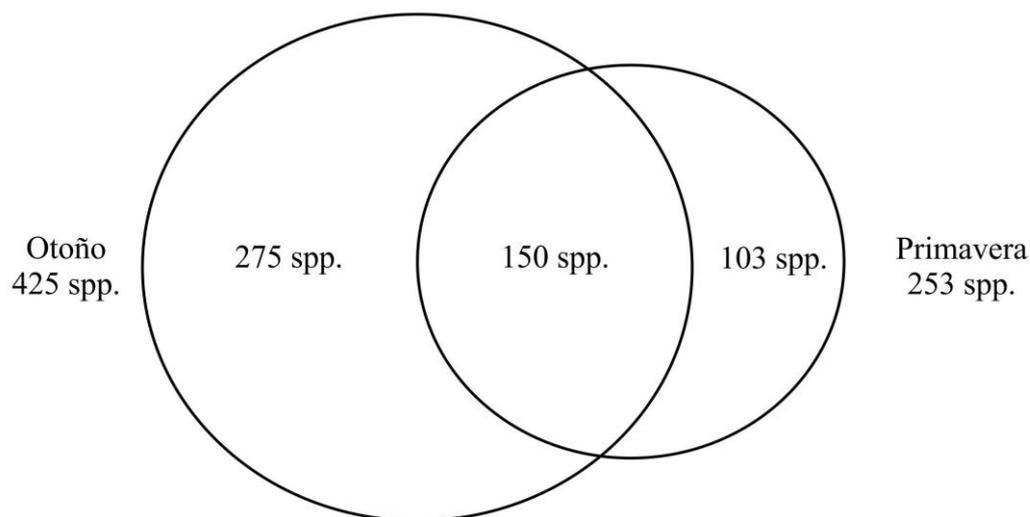


Fig. 49. Diagrama de Venn que expresa el solapamiento de especies de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SAA) entre las estaciones muestreadas.

Estructura de las comunidades de hongos agaricoides en otoño y primavera

Si bien la riqueza de especies en cada estación es elevada, la ocurrencia y abundancia de especies es diferente en primavera y otoño. Al graficar las curvas de rango-abundancia, se observa que las mismas exhiben una distribución log-normal. Aunque, para ambas estaciones se describe una gráfica similar, el otoño presenta como especies dominantes a *Trogia cantharelloides* (n=66), seguido de *Marasmius longisporus* (n=55), *Marasmius spgazzinii* (n=48), *Crinipellis carecomoeis* (n=47), *Marasmius haematocephalus* (n=46), *Mycena holoporphyr*a (n=41) y *Marasmius leoninus* (n=40) y sin embargo, en la primavera predominan *Clitopilus* aff. *scyphoides* y *Marasmius ypyrangensis*, con 62 y 56 registros respectivamente, seguidas por *Marasmius haematocephalus* (n=32) y *Lentinus crinitus* (n=18) (Fig. 50).

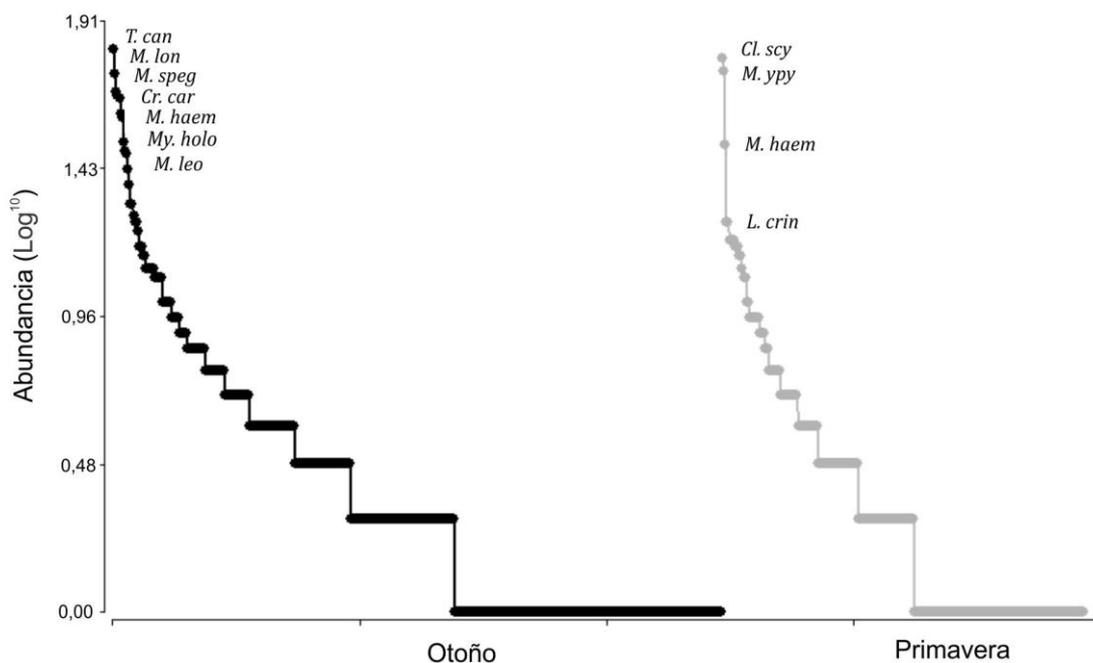


Fig. 50. Curvas de rango-abundancia de las especies hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SAA) de otoño (negro) y primavera (gris). *T. cant*: *Trogia cantharelloides*, *M. lon*: *Marasmius longisporus*, *M. speg*: *Marasmius spegazzinii*, *Cr. Car*: *Crinipellis carecomoeis*, *M. haem*: *Marasmius haematocephalus*, *My. holo*: *Mycena holoporphyra*, *M. leo*: *Marasmius leoninus*, *Cl. scy*: *Clitopilus aff. scyphoides*, *M. ypy*: *Marasmius ypyrangensis*, *L. crin*: *Lentinus crinitus*.

Estimación de la riqueza específica de hongos agaricoides para las estaciones muestreadas

Según los estimadores utilizados, en otoño se pudo registrar entre el 57,5% (Chao 2) y el 60,7% (Chao 1) de las especies esperadas (Tabla 17), mientras que en primavera se registró entre el 61,9% y el 64,1% acorde a Chao 2 y Chao 1 respectivamente (Tabla 18). En las figuras 51 y 52 se puede observar que, en ambos casos, las curvas de acumulación de especies aún no han alcanzado la asíntota.

Tabla 17. Número de especies de hongos agaricoides observadas (Sobs) y esperadas (ACE, Chao 1 y Chao 2) para el otoño en la Selva Atlántica Argentina (SAA).

	Sobs	ACE	Chao 1	Chao 2
Otoño	368	612,4	606,7	640,1
% muestreado		60,1	60,7	57,5

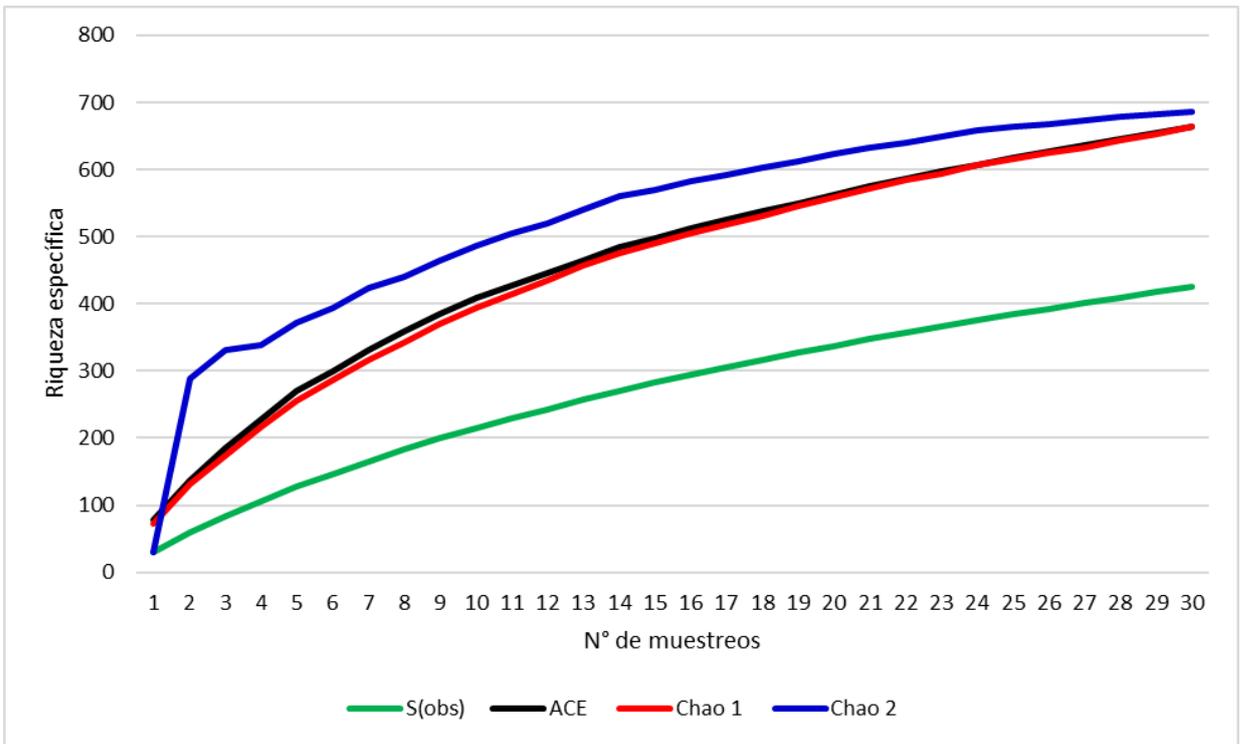


Fig. 51. Riqueza de especies de hongos agaricoides observadas (Sobs) y estimadas para el otoño en la Selva Atlántica Argentina (SAA).

Tabla 18. Número de especies de hongos agaricoides observadas (Sobs) y esperadas (ACE, Chao 1 y Chao 2) para la primavera en la Selva Atlántica Argentina (SAA).

	Sobs	ACE	Chao 1	Chao 2
Primavera	425	664	663,1	686,5
% muestreado		64	64,1	61,9

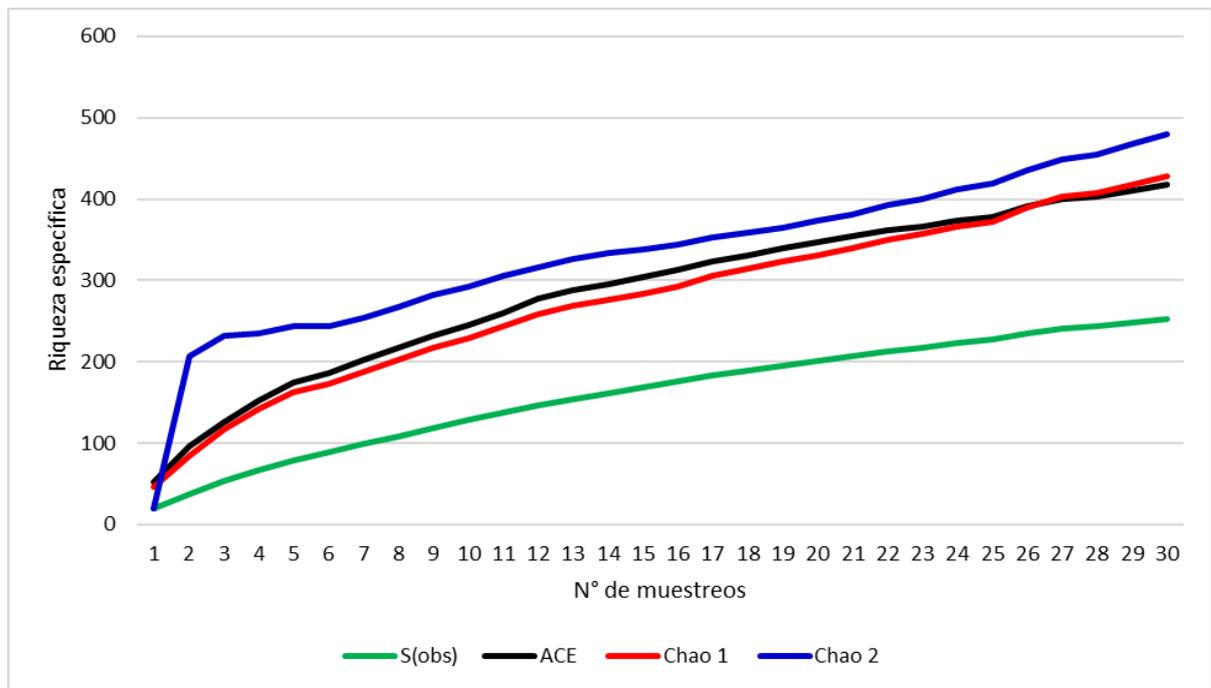


Fig. 52. Riqueza de especies de hongos agaricoides observadas (Sobs) y estimadas para la primavera en la Selva Atlántica Argentina (SAA).

Diversidad beta

La disimilitud total (β_{cc}) entre ambas estaciones fue de 0,7159, lo que significa que las 378 especies no compartidas representan el 71,59% del total de especies. La contribución del recambio (β_{-3}) a esta disimilitud total fue de 0,3961. Así, el 39,61% del total de la β_{cc} , corresponde a la sustitución de las 103 especies de la primavera por 103 especies del otoño. Por otra parte, la contribución de la diferencia en riqueza (β_{rich}) entre ambas estaciones fue de 0,3258; por lo tanto, del 71,59% de la disimilitud total, la diferencia en riqueza entre las estaciones (172 especies) constituye el 32,58% de las especies totales.

Relación de la riqueza y abundancia de hongos agaricoides con los factores ambientales

Teniendo en cuenta las variables ambientales que influyen en el desarrollo de los basidiomas, se encontró una correlación positiva estadísticamente significativa entre la riqueza y la humedad micro ($r= 0,42$; $P < 0,01$) y macroambiental ($r= 0,36$; $P < 0,01$). Este mismo comportamiento se observó para la abundancia de especies/morfoespecies respecto a la humedad micro ($r= 0,51$; $P < 0,01$) y macroambiental ($r= 0,41$; $P < 0,01$). Por otro lado, la riqueza específica se correlacionó de manera inversa y estadísticamente significativa con la temperatura microambiental ($r= -0,50$; $P < 0,01$), macroambiental ($r= -0,50$; $P < 0,01$) y la amplitud térmica ($r= -0,43$; $P < 0,01$). Del mismo modo se comportó la abundancia de hongos

agaricoides respecto a la temperatura microambiental ($r = -0,52$; $P < 0,01$), macroambiental ($r = -0,56$; $P < 0,01$) y la amplitud térmica ($r = -0,50$; $P < 0,01$). Valores similares en las correlaciones se obtuvieron al analizar los resultados del DSM y del DC por separado (Anexo 6 y 7). Por otra parte, no se halló correlación entre la riqueza y abundancia de especies/morfoespecies de hongos agaricoides de la SAA respecto a las precipitaciones, la cantidad de árboles y maderas gruesas (Tabla 19). Los valores obtenidos en cada punto de muestreo para cada una de las variables se detallan en el Anexo 8.

Tabla 19. Resultados del análisis de correlación entre la riqueza y abundancia de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SAA), con los factores ambientales.

Variable (1)	Variable (2)	n	Spearman	p-valor
Riqueza (S)	Temp. micro (°C)	60	-0,50	0,0001
	Hum. micro (%)	60	0,42	0,0009
	Temp. macro (°C)	60	-0,50	<0,0001
	Hum. macro (%)	60	0,36	0,0053
	Amp. term. (°C)	60	-0,43	0,0006
	Prec. 5 días (mm)	60	-0,02	0,8578
	Prec. 3 días (mm)	60	-0,01	0,9441
	Árb>10	60	-0,02	0,8544
	MG>10	60	-0,17	0,1862
Abundancia (n)	Temp. micro (°C)	60	-0,52	<0,0001
	Hum. micro (%)	60	0,51	<0,0001
	Temp. macro (°C)	60	-0,56	<0,0001
	Hum. macro (%)	60	0,41	0,0010
	Amp. term. (°C)	60	-0,50	0,0001
	Prec. 5 días (mm)	60	0,05	0,7291
	Prec. 3 días (mm)	60	0,06	0,6734
	Árb>10	60	0,09	0,5156
	MG>10	60	-0,21	0,1140

Referencias: **n:** número de datos obtenidos para cada variable, **p-valor:** probabilidad asociada, **Riqueza sp.:** riqueza de especies/morfoespecies, **Temp. micro:** temperatura medida en el punto de muestreo, **Hum. micro:** humedad ambiental medida en el punto de muestreo, **Temp. macro:** temperatura promedio medida en la estación meteorológica mas cercana, **Hum. macro:** humedad promedio medida en la estación meteorológica mas cercana, **Amp. term:** diferencia entre la temperatura máxima y mínima registrada, **Prec. 5 días:** precipitaciones acumuladas los 5 días previos al muestreo **Prec. 3 días:** precipitaciones acumuladas 3 días previos al muestreo, **Árb>10:** árboles mayores a 10 cm de DAP, **MG>10:**

ramas caídas mayores a 10 cm de diámetro o 1 m de longitud. En negrita se señalan los valores estadísticamente significativos.

Además, se analizaron las fluctuaciones de la abundancia de especies/morfoespecies obtenidas en el DSM (Fig. 53) y en el DC (Fig. 54), respecto a las precipitaciones diarias ocurridas durante los tres años consecutivos que duró el trabajo de campo. En líneas generales, se puede observar que, previo a cada muestreo, hubieron eventos de precipitaciones. Sin embargo, estas fueron disminuyendo principalmente hacia la primavera del 2019, donde se registraron los valores más bajos tanto de precipitaciones acumuladas, como de abundancia de especies/morfoespecies. Asimismo, se observó que la abundancia en otoño, para ambos distritos, siempre fue mayor que en la primavera; visualizándose un pico durante la primavera 2018 en el DSM, probablemente debido a que en dicho período se registraron también valores de temperatura más bajos (19,4–22,8 °C) respecto a la primavera del 2017 (21,6–25 °C) y 2019 (29,9–30°C) (ver anexo 8).

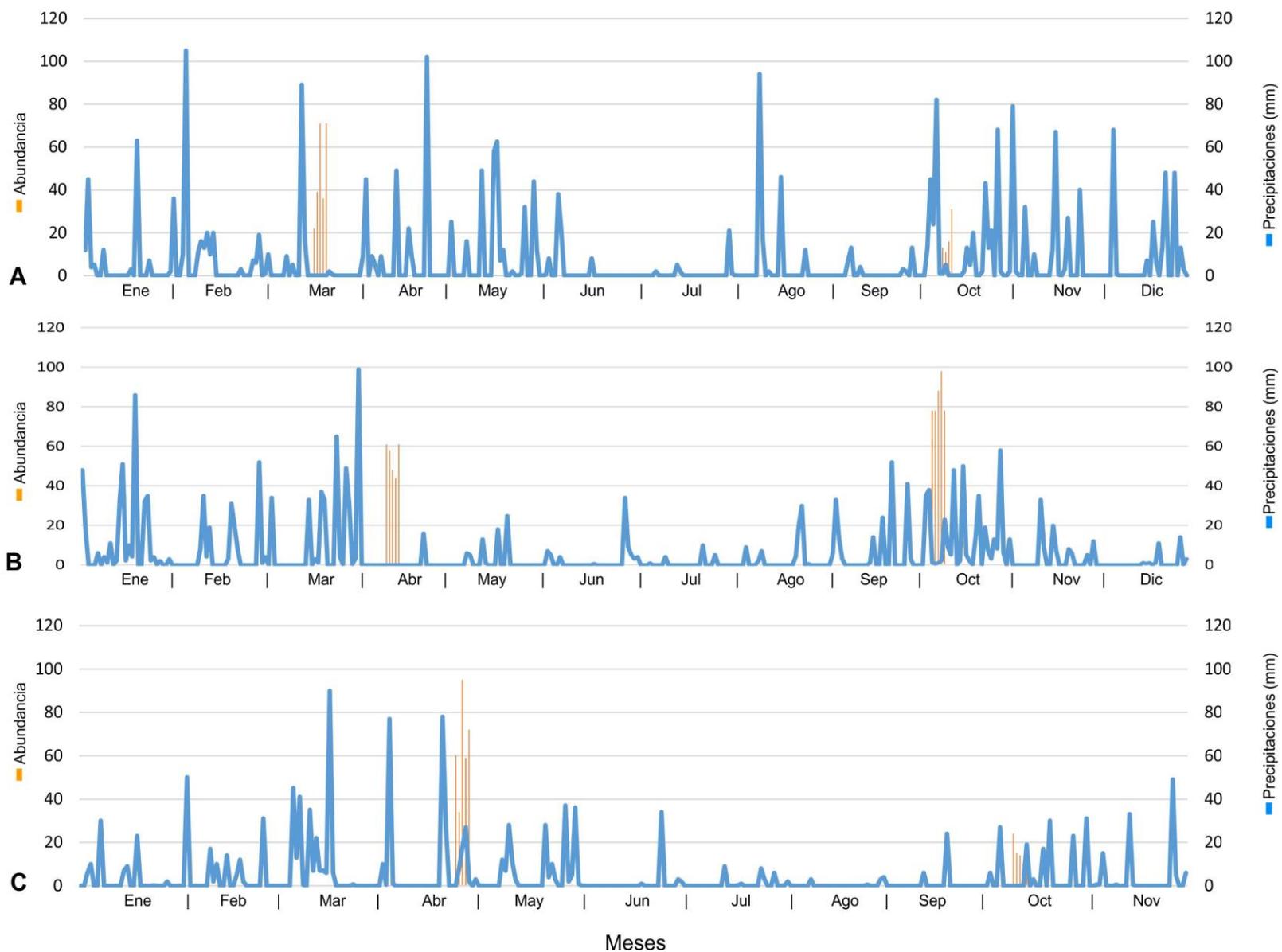


Fig. 53. Abundancia de hongos agaricoides del Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) en relación a las precipitaciones diarias obtenidas durante los muestreos. **A.** 2017, **B.** 2018 y **C.** 2019.

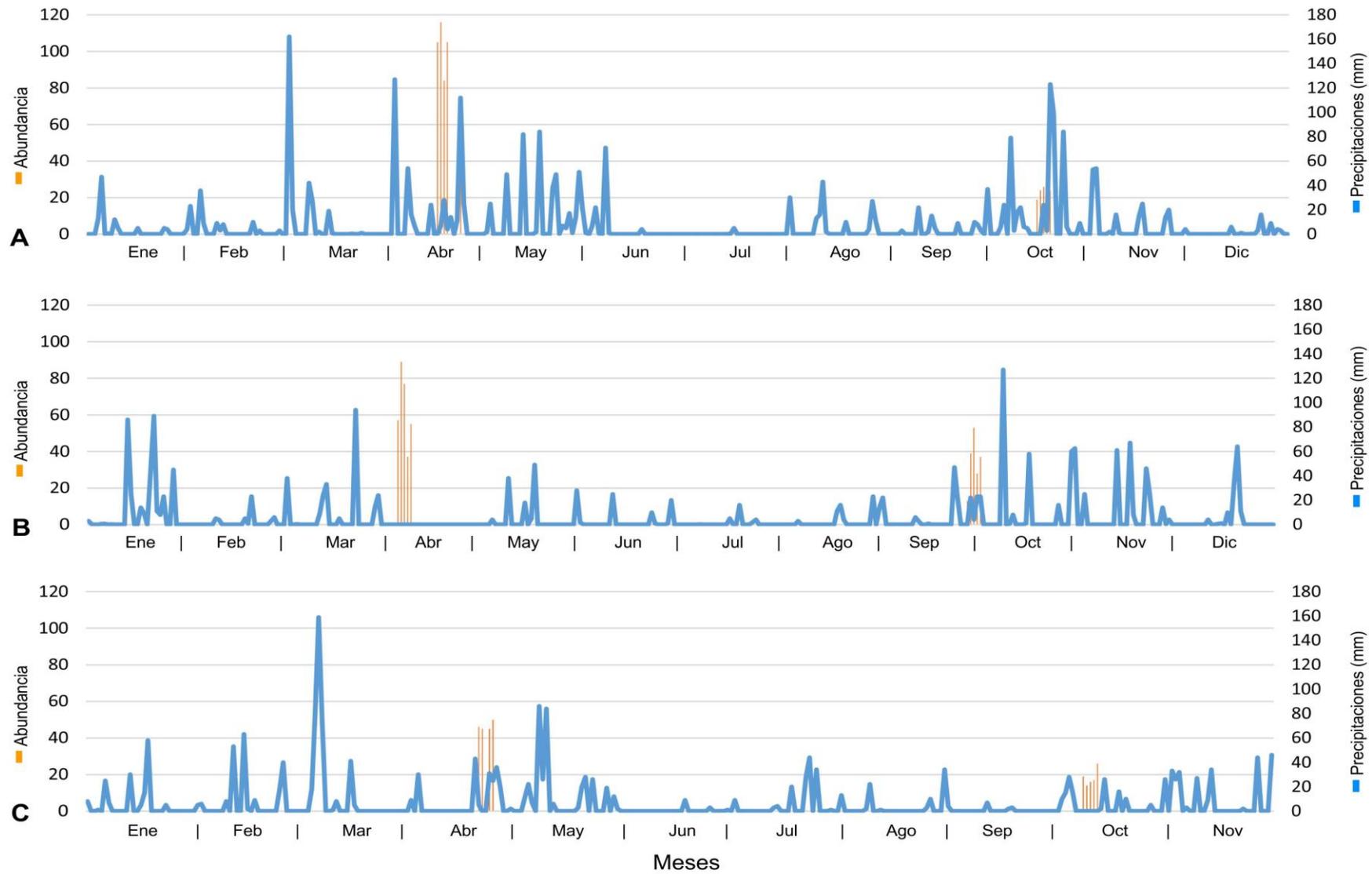


Fig. 54. Abundancia de hongos agaricoides del Distrito de los Campos (DC) en relación a las precipitaciones diarias obtenidas durante los muestreos. **A.** 2017, **B.** 2018 y **C.** 2019.

Finalmente, se realizó un análisis de escalamiento multidimensional no métrico (NMDS) utilizando el índice de similitud de Bray-Curtis para la matriz de abundancias agrupadas por géneros (Fig. 55). Las ordenaciones basadas en esta métrica demostraron una clara separación estacional (temporal) entre los puntos realizados en otoño con respecto a los realizados en primavera; indicando que las comunidades de hongos agaricoides en ambas estaciones son diferentes. Además, se observa que la composición de especies en otoño guarda mayor relación con la humedad microambiental, mientras que en primavera se relacionan más con la temperatura, la amplitud térmica y la cantidad de maderas gruesas (sustrato disponible para especies xilófagas). Por el contrario, no hubo una agrupación evidente al analizar la composición de especies en un plano espacial (DSM y DC). Para este análisis se obtuvo un valor de *stress* = 0.2, por lo que la ordenación proporciona una buena representación de la variación de los datos.

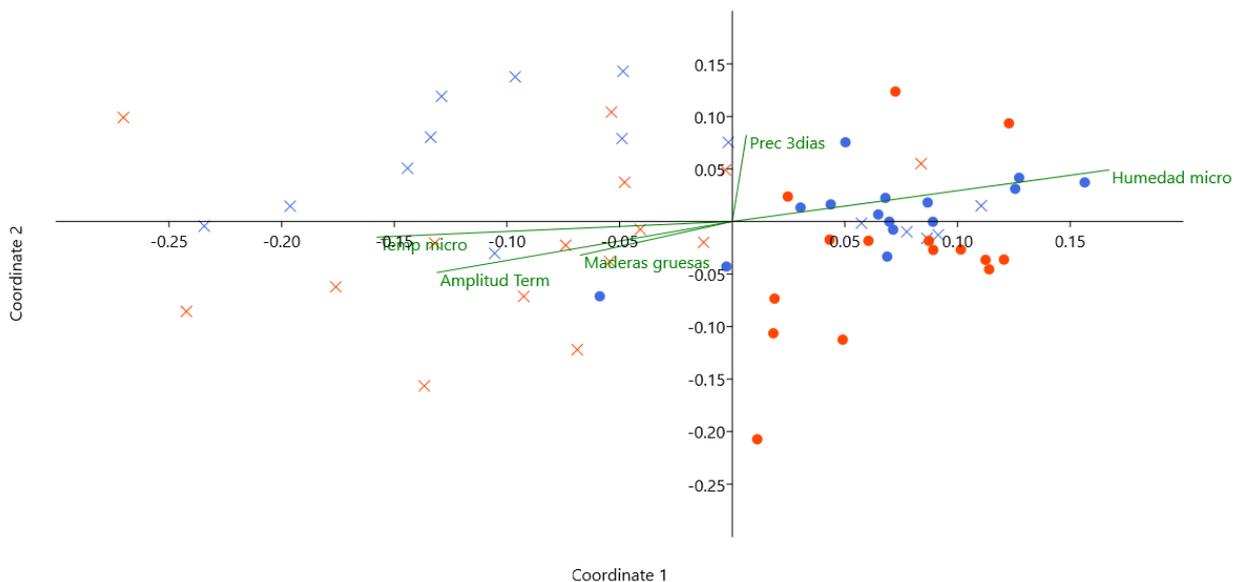


Fig. 55. Representación gráfica mediante escalamiento multidimensional no métrico (NMDS). En el gráfico se puede apreciar el grado de asociación entre la composición de especies de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SAA) por sitio y en relación a las distintas variables ambientales. Se indica en color azul los puntos realizados en el Distrito de las Selvas Mixtas (DSM), mientras que en color rojo se destacan aquellos realizados en el Distrito de los Campos (DC). Asimismo, los círculos representan los muestreos realizados en otoño, mientras que las cruces se corresponden a aquellos realizados en primavera. *Stress* = 0.2.

Relación de la riqueza y abundancia con las variables edáficas

Para conocer la relación entre la riqueza y abundancia de hongos agaricoides en la SAA respecto a las variables edáficas, se realizó un análisis de correlación (Tabla 20). En el mismo, se puede observar que la única correlación estadísticamente significativa se da entre la riqueza de especies y el amonio ($r= 0,64$; $p=0,046$). El resto de las variables no se correlacionaron con la riqueza ni con la abundancia de especies. Todos los valores obtenidos para cada uno de los parámetros del suelo, discriminados según el sitio de colecta, se encuentran detallados en el Anexo 9.

Tabla 20. Resultados del análisis de correlación entre la riqueza y abundancia de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SAA) con las variables edáficas.

Variable (1)	Variable (2)	n	Spearman	p-valor
Riqueza (S)	pH	10	-0,01	0,9734
	N	10	0,09	0,8022
	P	10	0,05	0,8992
	MO	10	0,08	0,8282
	CO	10	0,08	0,8282
	Amonio	10	0,64	0,0461
	N-Nitrato	10	0,52	0,1262
	C/N	10	0,15	0,6876
Abundancia (n)	pH	10	-0,24	0,4971
	N	10	-0,16	0,6618
	P	10	0,20	0,5724
	MO	10	-0,29	0,4221
	CO	10	-0,29	0,4221
	Amonio	10	0,44	0,2063
	N-Nitrato	10	0,35	0,3251
	C/N	10	-0,15	0,6742

Referencias: **n:** número de datos obtenidos para cada variable, **p-valor:** probabilidad asociada, **Riqueza sp.:** riqueza de especies/morfoespecies, **pH:** potencial hidrógeno, **N:** nitrógeno total, **P:** fósforo, **MO:** materia orgánica, **CO:** carbono orgánico, **N-Nitrato:** relación nitrógeno-nitrato, **C/N:** relación carbóno-nitrógeno. En negrita se señalan los valores estadísticamente significativos.

Además, se analizaron los datos del DC y del DSM por separado. Para el distrito de los Campos (DC), la única correlación estadísticamente significativa se da entre la abundancia de especies y el fósforo ($r=0,97$; $p=0,0048$) (Tabla 21), mientras que para el DSM, no existe correlación entre ninguna de las variables analizadas (Tabla 22).

Tabla 21. Resultados del análisis de correlación entre riqueza y abundancia de hongos agaricoides del Distrito de los Campos (DC) con las variables edáficas.

Variable (1)	Variable (2)	n	Spearman	p-valor
Riqueza (S)	pH	5	0,00	>0,9999
	N	5	-0,40	0,4237
	P	5	0,60	0,2301
	MO	5	-0,10	0,8415
	CO	5	-0,10	0,8415
	Amonio	5	0,50	0,3173
	N-Nitrato	5	0,40	0,4237
	C/N	5	0,50	0,3173
Abundancia (n)	pH	5	-0,41	0,4925
	N	5	-0,67	0,2189
	P	5	0,97	0,0048
	MO	5	-0,67	0,2189
	CO	5	-0,67	0,2189
	Amonio	5	-0,21	0,7406
	N-Nitrato	5	0,41	0,4925
	C/N	5	-0,15	0,8048

Referencias: **n:** número de datos obtenidos para cada variable, **p-valor:** probabilidad asociada, **Riqueza sp.:** riqueza de especies/morfoespecies, **pH:** potencial hidrógeno, **N:** nitrógeno total, **P:** fósforo, **MO:** materia orgánica, **CO:** carbono orgánico, **N-Nitrato:** relación nitrógeno-nitrato, **C/N:** relación carbono-nitrógeno. En negrita se señalan los valores estadísticamente significativos.

Tabla 22. Resultados del análisis de correlación entre la riqueza y abundancia de hongos agaricoides del Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) con las variables edáficas.

Variable (1)	Variable (2)	n	Spearman	p-valor
Riqueza (S)	pH	5	0,21	0,7406
	N	5	0,21	0,7406
	P	5	-0,56	0,3217
	MO	5	0,21	0,7406
	CO	5	0,21	0,7406
	Amonio	5	0,67	0,2189
	N-Nitrato	5	0,46	0,4338
	C/N	5	0,10	0,8696
Abundancia (n)	pH	5	0,41	0,4925
	N	5	0,36	0,5528
	P	5	-0,67	0,2189
	MO	5	0,36	0,5528

CO	5	0,36	0,5528
Amonio	5	0,56	0,3217
N-Nitrato	5	0,15	0,8048
C/N	5	-0,21	0,7406

Referencias: **n:** número de datos obtenidos para cada variable, **p-valor:** probabilidad asociada, **Riqueza sp.:** riqueza de especies/morfoespecies, **pH:** potencial hidrógeno, **N:** nitrógeno total, **P:** fósforo, **MO:** materia orgánica, **CO:** carbono orgánico, **N-Nitrato:** relación nitrógeno-nitrato, **C/N:** relación carbóno-nitrógeno.

La composición de especies halladas en los primeros 5 puntos de muestreo mostró un agrupamiento diferencial entre el DSM y el DC en relación a las variables edáficas consideradas (pH, N, P, CO, MO, Amonio, N-Nitrato y C/N) (Fig. 56). Además, se observa que la composición de especies del DC guarda mayor relación con el amonio, mientras que las especies del DSM se asocian mas con la N-Nitrato y C/N.

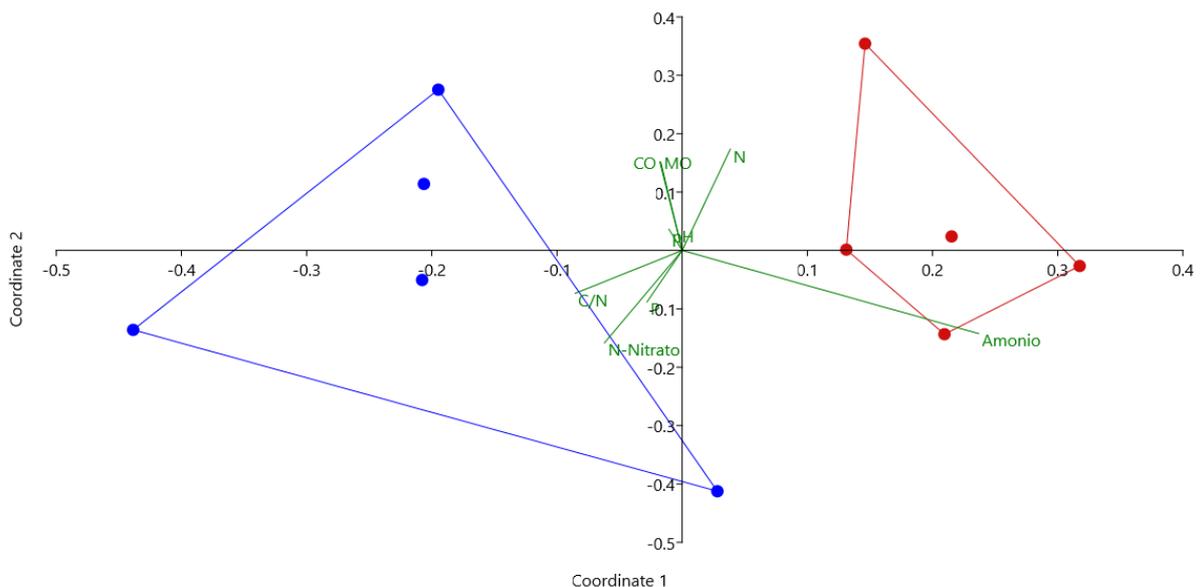


Fig. 56. Representación gráfica mediante escalamiento multidimensional no métrico (NMDS). En el gráfico se puede apreciar el grado de asociación entre la composición de especies de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina por sitio en relación a las distintas variables edáficas. Los círculos azules representan los puntos 1 al 5 realizados en el Distrito de las Selvas Mixtas (DSM), mientras que los círculos rojos se corresponden al Distrito de los Campos (DC). Los polígonos representan un intervalo de confianza del 95% alrededor de cada grupo. **N:** nitrógeno total, **C/N:** relación carbóno-nitrógeno, **MO:** materia orgánica, **CO:** carbono orgánico, **P:** fósforo, **N-Nitrato:** relación nitrógeno-nitrato, **pH:** potencial hidrógeno. *Stress* = 0.22.

Preferencia de sustrato y modos nutricionales

Durante los muestreos realizados en la SAA, se registraron cuatro tipos de sustratos en los cuales se encontraban creciendo los hongos agaricoides: **a-** hojarasca: compuesta por hojas y ramas pequeñas caídas que forman un colchón de 10 cm de espesor, aproximadamente, sobre el suelo del bosque, **b-** troncos, tocones y ramas gruesas de árboles y arbustos caídos y en descomposición, **c-** suelo, y **d-** tallos y ramas de plantas vivas. El 59% (n=1605) de los hongos agaricoides fue registrado creciendo sobre la hojarasca, el 30% (n=826) sobre troncos y maderas gruesas, el 8% (n=229) en el suelo, y el 3% restante (n=86) sobre plantas vivas (Fig. 57). Una proporción similar se conserva al analizar los resultados para cada sitio estudiado (Tabla 23).

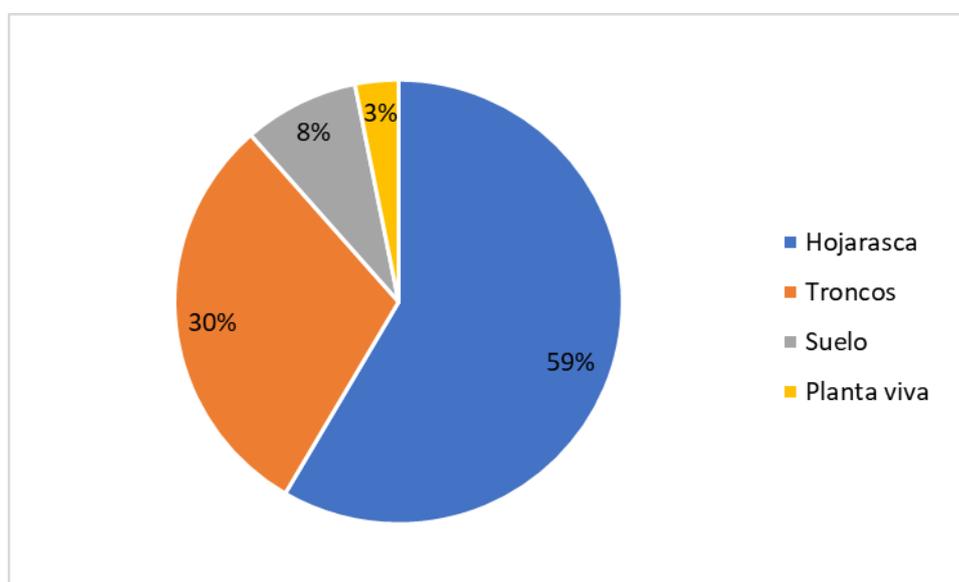


Fig. 57. Abundancia (%) de especies de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SAA) según el tipo de sustrato de crecimiento.

Tabla 23. Abundancia de especies de hongos agaricoides de la Selva Atlántica Argentina (SAA) registrados en el Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) y el Distrito de los Campos (DC) clasificados según el sustrato.

	Hojarasca	Troncos	Suelo	Planta viva
DSM	798 (57%)	428 (30%)	126 (9%)	55 (4%)
DC	807 (60%)	398 (30%)	103 (8%)	31 (2%)
Total SAA	1605	826	229	86

Las familias Marasmiaceae y Mycenaceae presentaron la mayor parte de sus especies creciendo en la hojarasca. Entre las familias que crecieron sobre troncos se destacan: Pluteaceae, Psathyrellaceae, Polyporaceae y Crepidotaceae; mientras que la mayoría de las Agaricaceae y especies de los géneros *Entoloma* e *Inocybe*, desarrollaron sus basidiomas en el suelo. Las especies que se registraron creciendo sobre alguna planta viva pertenecen a diversos géneros. Entre ellas se puede mencionar: *Clitopilus* aff. *scyphoides*, *Moniliophthora atlantica*, *Hohenbuehelia portegna*, *Oudemansiella canarii*, *Mycena niveipes*, *Ciclocybe wrightii*, *Crinipellis* sp3, *Rickenella* sp1, *Crinipellis carecomois*, *Marasmiuellus* sp22 y *Gymnopilus rhizopalmus*.

Considerando los modos nutricionales de los hongos agaricoides, el que predomina en la SAA es el saprótrofo húmico (degradadores de hojarasca) con el 66,8% de los registros, seguido por el saprótrofo xilófago (hongos que habitan en la madera y que colonizan ramas muertas, troncos o restos de madera en el suelo) con el 29,9% de los registros (Fig. 58). *Moniliophthora atlantica* es la única especie determinada dentro del grupo de los patótrofos (0,6% de los registros), mientras que las especies de *Entoloma* spp. e *Inocybe* spp. fueron clasificadas como potencialmente ECM. (simbiótrofos). No se pudo dilucidar si *Gymnopilus rhizopalmus* y *Clitopilus* aff. *scyphoides* presentan una relación parasitaria o mutualista con sus hospedantes (2,3% de los registros).

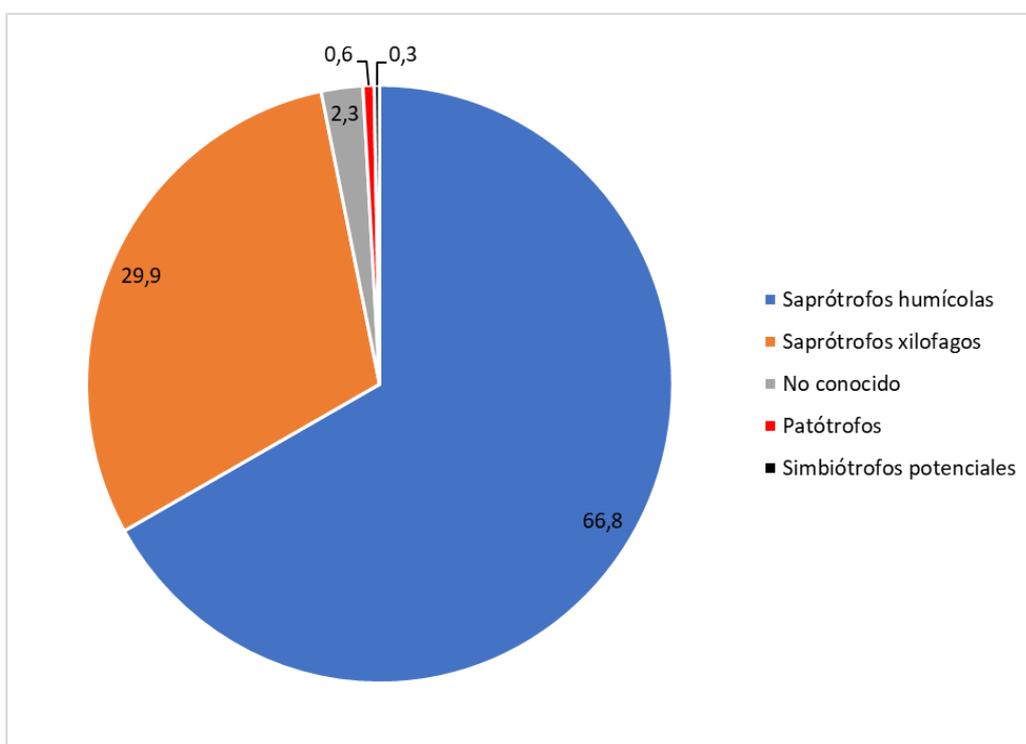


Fig. 58. Modos nutricionales de los hongos agaricoides registrados en la Selva Atlántica Argentina (SAA).

Discusión



Riqueza y abundancia de hongos agaricoides en la Selva Atlántica Argentina

Durante el desarrollo de esta tesis, se registró un total de 2746 hongos agaricoides pertenecientes a 528 especies/morfoespecies. Para el análisis de este gran volumen de información obtenido a campo, fue indispensable la organización de los datos. En primera instancia, la confección de un catálogo de imágenes permitió el ordenamiento y rápida caracterización de los especímenes colectados. Se logró identificar un total de 87 especies, de las cuales 46 fueron registradas previamente en la SAA, 29 representan nuevos registros para la provincia de Misiones, 8 especies se citan por primera vez para Argentina, mientras que se describen 5 especies nuevas para la ciencia. Se realizó un listado de todas las especies citadas previamente para la región en estudio (Anexo 1), contabilizándose un total de 197 especies de hongos agaricoides para la Selva Atlántica Argentina (Niveiro y Albertó 2012a-c, 2013a-c, 2014, Niveiro et al. 2012ab, 2015ab, 2017, 2020b, 2021a, Campi Gaona et al. 2015, Grassi et al. 2016, Alberti et al. 2020b), número considerablemente menor si se lo compara con otro bioma altamente diverso como las Yungas argentinas, que cuenta con más de 600 especies de hongos agaricoides descritas (Niveiro y Albertó 2012a-c, 2013a-c, 2014). Con las adiciones logradas mediante el presente estudio, se eleva sustancialmente el número de hongos agaricoides para la provincia de Misiones, resultando un total de 239 especies conocidas para la SAA. Además, se cuenta con 330 morfoespecies asignadas a algún género, 29 morfoespecies asignadas a alguna familia, y 81 morfoespecies que no pudieron ser clasificadas dentro de las categorías anteriores ya que eran muestras escasas (basidiomas pequeños y solitarios), no contaban con las estructuras necesarias para su identificación (ejemplares jóvenes e infértiles o sobremaduros), o bien se encontraban en mal estado de conservación. Sin embargo, cabe destacar que del análisis de estas colecciones podrían surgir especies nuevas para la ciencia y numerosos registros para el país o la región. Así mismo, es importante resaltar que los hongos agaricoides forman parte de un grupo hiperdiverso que cuenta con aproximadamente 500 géneros y 17.000 especies (He et al. 2019, Wijayawardene et al. 2020), y que, a su vez, cada género o grupo de especies tiene sus propios caracteres de importancia taxonómica, por lo que la determinación específica de grandes colecciones por parte de especialistas puede llevar años o hasta incluso décadas (Braga-Neto et al. 2008).

De las especies más abundantes encontradas en la SAA, *Maramsius haematocephalus*, *Trogia cantharelloides*, *M. longisporus*, *M. leoninus*, *M. cohortalis*, *M. cladophyllus* y *Mycena holoporphyra* presentan una amplia distribución en países americanos, mientras que otras como *M. ypyranguensis* y *Gymnopus atlanticus* fueron descritas recientemente para la funga brasileña.

Asimismo, en el presente trabajo se registró una gran diversidad de hongos agaricoides, la cual puede deberse a la cantidad de nichos disponibles para los hongos, en gran medida aportado por la diversidad de especies arbóreas que habitan la Selva Atlántica Argentina, entre 53 y 73 especies por hectárea en el Parque Nacional Iguazú (Placci & Giorgis 1993) que, sumado a las condiciones ambientales propias de cada sitio, proporcionan un sinfín de microhábitats posibles para el desarrollo este grupo de hongos. Esto se evidencia a su vez en la cantidad de especies raras, es decir, especies/morfoespecies que presentaron un solo registro (n=204) o bien fueron registradas dos veces

(n=92). Numerosas especies registradas desarrollaron pequeños basidiomas con diámetros de pileos inferiores a 2-3 cm y estípites delgados, por ejemplo, especies de *Conocybe*, *Coprinus s.l.*, *Leucocoprinus*, *Marasmius*, *Mycena*, *Psathyrella*, *Tetrapyrgos* y *Marasmiellus*, cuyos basidiomas eran a menudo efímeros, lo cual muchas veces dificulta el registro de estas especies en el campo.

Los valores de diversidad beta espacial permitieron distinguir dos comunidades fúngicas diferentes, observándose que la disimilitud está explicada en gran medida por el remplazo de especies entre el DSM y el DC. En cambio, al analizar la diversidad beta temporal, se nota que la disimilitud está explicada de manera casi igualitaria por la diferencia de especies y el remplazo de las mismas, cobrando relevancia la diferencia de especies entre las estaciones, ya que en otoño la riqueza específica es mayor (n=425 en otoño y n=253 en primavera).

La mayoría de los estudios llevados a cabo en distintas comunidades vegetales pertenecientes a regiones geográficas distantes que tratan la diversidad de hongos, se enfocan en el grupo de los macrohongos (hongos cuyas estructuras reproductivas son visibles a simple vista). Por ejemplo Schmit et al. (1999) registraron 177 especies de macrohongos en un bosque templado de roble en Estados Unidos, O'Dell et al. (1999) obtuvieron un total de 150 especies ectomicorrícicas en un bosque de *Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg. en Washington, mientras que O'Hanlon & Harrington (2012) reportaron 186 especies de macrohongos en 4 tipos de bosques (roble, fresno, pino y picea) en Irlanda. Por otra parte, los estudios realizados en regiones tropicales obtuvieron un número mayor de especies que las registradas en climas templado-fríos: Gómez-Hernández & Williams-Linera (2011) registraron 509 especies de macrohongos en los bosques tropicales nubosos de México, mientras que Lopez-Quintero et al. (2012) reconocieron 403 morfoespecies de macrohongos (233 Agaricales) para los Bosques Amazónicos de Colombia. Mas al sur, Komura et al. (2017) registraron 290 taxones de macrohongos para la Selva Amazónica Central en Brasil, mientras que Macena Pereira et al. (2018) registraron 88 morfoespecies de Agaricales para Bahía, Brazil. Por su parte, Paz et al. (2015) citan 142 especies de macrohongos en un bosque nativo de *Araucaria angustifolia* en el sur de Brasil. En base a los datos obtenidos por los autores antes mencionados, se pudo observar que los hongos agaricoides son un grupo hiperdiverso en la SAA con 528 especies/morfoespecies encontradas. Sin embargo, debemos ser cautelosos al realizar comparaciones con estos trabajos ya que difieren en el diseño experimental para la toma de datos, sumado a que relevaron el gran grupo de los macrohongos.

Estudios recientes utilizando técnicas de análisis de ADN ambiental, mostraron una gran diversidad de hongos en las Yungas argentinas, proporcionando información detallada sobre la diversidad y la composición taxonómica y funcional de las comunidades existentes (Geml et al. 2014, Nouhra et al. 2018). Sin embargo, estos estudios no necesariamente captan la totalidad de la comunidad micelial de una zona determinada. Porter et al. (2008) demostraron mediante un estudio llevado a cabo en un bosque templado de Canadá, que el muestreo de cuerpos fructíferos dio como resultado un conjunto de especies diferente que el recuperado a partir del ADN extraído de una muestra ambiental de suelo. Esto indica que no existe un único método de muestreo que pueda desentrañar completamente las comunidades de hongos

en un bosque. No obstante, la producción de estructuras reproductivas indica la actividad de los micelios y los estudios de esporomas apuntan al menos a un subconjunto de taxones lo suficientemente establecidos para participar en la reproducción sexual (Komura et al. 2017).

Sin lugar a dudas, la determinación taxonómica de los hongos continúa siendo un reto por varias razones: muchas especies presentan descripciones incompletas, los ejemplares tipos se encuentran extraviados o mal conservados, las claves dicotómicas para la determinación de las especies son escasas, entre otros. Todo esto, sumado a la falta de especialistas en algunos grupos contribuyen al desafío que enfrentan los micólogos taxónomos a diario. Estos problemas se agravan en las zonas hiperdiversas como lo es la Selva Atlántica, donde muchas especies pueden no estar descriptas. Sin embargo, dada la importancia del rol ecológico de los hongos en los procesos de los ecosistemas, estos problemas no deberían utilizarse para excluir a los hongos de los estudios de biodiversidad.

Por otra parte, el advenimiento de las técnicas de identificación utilizando el DNA ribosomal nuclear o mitocondrial ha ayudado a conocer mejor a los hongos y las relaciones entre ellos (Guevara et al., 2004, 2005) pero al mismo tiempo han mostrado que este tipo de herramientas son de ayuda parcial para la identificación de especies e interpretación de la filogenia de los hongos. Así la complementación de los estudios tanto de taxonomía clásica como los de identificación molecular son actualmente una de las mejores estrategias para tratar de entender la taxonomía de los hongos (Watling 2000). Durante este trabajo, se realizó la extracción y amplificación de la región de ITS de 237 muestras que fueron incorporadas a la base de datos del IBOL, de las cuales se obtuvieron 120 secuencias positivas y 117 negativas o que no cumplieron con los estándares de calidad propuestos por el IBOL. Solo fue posible analizar una pequeña porción de estas secuencias, principalmente aquellas pertenecientes a grupos de los cuales se contaban con trabajos de referencia o bien secuencias de especies identificadas y relacionadas depositadas en las bases de datos (ej. *Marasmius*). La región de ITS resultó ser un buen indicador de variabilidad a nivel de especies en la mayoría de los grupos analizados, sin embargo, no fue suficiente para resolver las relaciones filogenéticas dentro de complejos de especie, como el complejo *Pluteus glaucotinctus* tratado en este trabajo. Para ello será necesario recurrir a otras regiones del genoma y realizar análisis concatenados. En muchos casos, al analizar la similitud de las secuencias resultantes a través del BLAST (NCBI) se obtenían valores altos relacionados a secuencias no identificadas obtenidas mediante técnicas de análisis de ADN ambiental o bien valores bajos de similitud (80-90%). Esto último es un indicio de que algunos grupos de hongos no han sido secuenciados aún, existiendo un vacío de información que imposibilita el análisis de estas secuencias (Braga-Neto et al. 2008).

Estimación de la riqueza de especies de Agaricales

Las comunidades de hongos son muy diversas y, debido a su naturaleza críptica y a menudo efímera, la probabilidad de encontrar y registrar todas las especies presentes durante cualquier esfuerzo de muestreo es baja. De hecho, debido a los problemas asociados a la obtención de un registro completo de una comunidad fúngica, muchos de los estudios de este tipo utilizan estimadores de riqueza. En el presente trabajo se utilizaron dos estimadores que basan sus cálculos en datos de abundancia (ACE y

Chao 1). Contemplando que la muestra está formada por los basidiomas de las especies de hongos agaricoides y que se trata de organismos cuyos límites individuales no se encuentran bien establecidos, Pineda López (2019) recomienda usar además, estimadores que utilicen datos de incidencia (es decir que contemplen la presencia o ausencia de las especies) como Chao 2, evitando así contar dos veces al mismo individuo.

Con el diseño experimental propuesto en este estudio, se estima que hay entre 750 y 786 especies de hongos agaricoides en la SAA de acuerdo al estimador considerado, lo que indicaría que se registró entre un 67,2 % y un 70,3 % de las especies potencialmente existentes. De acuerdo a estos valores obtenidos, se considera que el esfuerzo de muestreo realizado fue satisfactorio. Si se resta el porcentaje de la cobertura de la muestra al total, se tiene la proporción de la comunidad que pertenece a especies aún no muestreadas, lo que se denomina como “déficit de cobertura”, que en este caso sería entre 30-33%. Esto corresponde a la pendiente de una curva calculada con datos de frecuencia de especies (curva de acumulación) donde se espera que dicha pendiente sea pequeña para considerar una muestra casi completa. Es decir, que la pendiente es la probabilidad de que el próximo individuo muestreado sea de una especie no muestreada previamente (Chao & Jost 2012). Este déficit de cobertura podría ser mejorado si se continuaran con los muestreos por un lapso de tiempo mayor, contemplando además otras estaciones no relevadas en el presente estudio. Diversos autores han informado de la importancia del muestreo de macrohongos durante períodos de varios años para registrar la mayoría de las especies presentes en un sitio (Bills et al. 1986, Schmit et al. 1999, Smith et al. 2002, O'Hanlon & Harrington 2012, Nouhra et al. 2012, entre otros). Sin embargo, es difícil determinar cuántos años de muestro se requieren para documentar la totalidad de las especies de macrohongos en un hábitat (Gabel & Gabel 2007), ya que existen muestreos intensivos de más de 20 años en un mismo sitio donde encontraron especies que no se habían registrado con anterioridad (Straatsma et al. 2001, Egli et al. 2006).

Diferencias entre las comunidades del distrito de las Selvas Mixtas y el distrito de los Campos

El distrito de las Selvas Mixtas y el distrito de los Campos presentaron una pequeña diferencia en cuanto a riqueza y abundancia de especies, siendo mayores en el primer sitio. Teniendo en cuenta la riqueza, el DSM contó con 36 especies/morfoespecies más que el DC, mientras que presentó 68 registros más que este último. Sin embargo, estas diferencias no son estadísticamente significativas. Por otra parte, al construir los perfiles de diversidad se observa que el DSM es significativamente más diverso que el DC en cuanto a la riqueza de especies. Los valores obtenidos mediante los índices de equitabilidad y dominancia, no exhiben diferencias notables entre los sitios estudiados, revelando valores muy similares. El primero nos indica que un elevado número de las especies son igualmente abundantes (principalmente las que presentan pocos registros, es decir entre 1 y 3 individuos registrados), mientras que el segundo, señala que existen muy pocas especies bien representadas. Ambos análisis son válidos para los dos sitios estudiados.

Si bien cada uno de los sitios posee una importante riqueza específica, la similitud entre ambos es baja, observándose un 33 % de solapamiento entre sí. Este porcentaje está representado por 172

especies/morfoespecies y corresponde a las más abundantes de la SAA. En el DSM se registraron 196 especies/morfoespecies que no se encontraron en el DC, mientras que 160 especies/morfoespecies son propias del DC, es decir, no se encontraron en el DSM (Fig. 44). El recambio de especies entre ambos sitios es el mayor responsable de la disimilitud obtenida (β_{cc}), siendo muy pequeño el aporte de la diferencia de riqueza (6,81%).

Las curvas de rango-abundancia para cada uno de los sitios son similares en que siguen una distribución log-normal, aunque las frecuencias relativas de las especies individuales son diferentes. En el DSM, las especies más abundantes son *Marasmius haematocephalus*, *M. longisporus*, *M. ypyrangensis*, *Clitopilus* aff. *scyphoides*, *Crinipellis carecomoeis*, *M. cladophyllus* y *M. spgazzinii*, en cambio en el DC predominan *M. leoninus*, *Trogia cantharelloides*, *Mycena holoporphyrata*, *Gymnopus atlanticus*, *M. haematocephalus*, *M. spgazzinii* y *Clitopilus* aff. *scyphoides*. Que la curva se ajuste a una distribución log-normal significa que los datos provienen de un muestreo representativo, es decir, se debe al gran tamaño de la muestra (Garrido-Pérez et al. 2018). Asimismo, esto expresa que son varios los factores que determinan la fructificación de las diferentes especies de hongos agaricoides, siendo que la variación al azar de estos factores dará como resultado la distribución normal del número de individuos por especie (Moreno 2001).

Efecto de las variables ambientales en la diversidad de hongos agaricoides

La ocurrencia de especies de hongos depende de muchos factores tales como la temperatura, las precipitaciones y las condiciones edáficas, que tienen efectos muy diferentes en distintas especies (Bills et al. 1986, Ferris et al. 2000, Munguía et al. 2003). Para la producción del esporoma del hongo, la humedad debe estar por encima de un cierto nivel y la temperatura dentro de un cierto rango, y ambos deben ser favorables durante un cierto período de tiempo para desencadenar la aparición de diferentes especies de hongos (Wilkins & Harris 1946, Thoen 1976). Debido a estos límites bastante estrechos, las condiciones óptimas se darían en otoño y en primavera, explicando de esta manera la diferencia estacional obtenida en el presente trabajo, tanto en la abundancia como en la riqueza de las especies. Se observó una correlación inversa, estadísticamente significativa, entre la riqueza y abundancia con la temperatura. Esto indica que cuando la temperatura desciende, tanto la riqueza como la abundancia de hongos agaricoides aumentan, debido a que estas condiciones favorecen la actividad de micelio y la formación de los basidiomas. Las altas temperaturas pueden inhibir la formación de basidiomas, provocando la desecación de las capas superficiales de la hojarasca y la desecación de los basidiomas (Pinna et al. 2010). Por el contrario, las temperaturas mínimas relientizan el crecimiento del micelio y también limitan la fructificación, ya que casi todos los basidiomas carnosos colapsan a temperaturas cercanas a 0°C (Arnolds 1981). Sin embargo, se ha demostrado que un "choque de frío" influye en el inicio de la fructificación in situ (Pinna et al. 2010).

Asimismo, se obtuvo una correlación positiva entre la humedad ambiental y la riqueza y abundancia de especies, lo que significa que cuanto más húmedo sea el ambiente, mayor será la riqueza y

abundancia de especies/morfoespecies. Llamativamente, no se observó correlación entre las precipitaciones acumuladas los días previos a los muestreos y la riqueza y abundancia de especies/morfoespecies, como si se observó en el estudio de Braga-Neto et al. (2008). En las gráficas de las precipitaciones diarias acumuladas durante el período abarcado en el presente estudio (Figs. 53 y 54), se observa que se registraron eventos de precipitaciones previos a cada muestreo. Sin embargo, al considerar únicamente las precipitaciones acumuladas los 3 o 5 días previos a cada colecta, se pierde el dato de los mm caídos con anterioridad, los cuales pueden ser suficientes como para mantener los requerimientos de humedad necesarios para la fructificación de los hongos agaricoides a lo largo del período de muestreo. La cantidad y distribución de las precipitaciones tienen efectos importantes en dos etapas de la formación del hongo: 1- en la iniciación del primordio (un periodo seco puede impedir el desarrollo de los primordios), y 2- su posterior expansión (Dix & Webster 1995). Dado que la formación de los basidiomas lleva algún tiempo, la lluvia es seguida por la fructificación con algún retraso, razón por la cual no se obtuvo una marcada correlación con la abundancia y riqueza de especies. Si bien las precipitaciones son un determinante primario de la disponibilidad de agua en los ecosistemas forestales, es probable que los hongos respondan mejor al potencial hídrico del sustrato y no a las precipitaciones en sí (Braga-Neto et al. 2008). Es por ello que se recomienda para futuros estudios tener en cuenta la humedad del sustrato, ya que ella influye directamente en la disponibilidad de agua para la formación de los basidiomas.

Por otra parte, la cantidad de maderas gruesas y árboles mayores a 10 cm de DAP fueron tenidas en cuenta como una medida posible de la cantidad de sustrato disponible para las especies xilófagas. En referencia a esto, Villeneuve et al. (1989) sugirieron que la estructura de las plantas leñosas y la producción de materia orgánica afectan la riqueza de macromycetes debido a la disponibilidad de hábitat y la disponibilidad y calidad de los recursos. Por su parte, Gates et al. (2011a) sostienen que la madera muerta de todos los tamaños y en todas las etapas de descomposición soporta un conjunto amplio y diverso de especies de macrohongos saproxílicos. Además, Heilmann-Clausen et al. (2005) encontraron que la madera muerta representa múltiples nichos para los hongos, y que la diversidad de especies de árboles es un factor principal en la estructuración de las comunidades de hongos. Por su parte, Gómez-Hernández & Williams-Linera (2011) postulan que el contenido de agua del suelo y otros factores correlacionados con la altitud, tales como temperatura del aire, son los principales factores que determinan la distribución de los macromycetes. En los resultados aquí obtenidos no se encontró una correlación evidente entre la riqueza y abundancia de especies/morfoespecies y la cantidad de maderas gruesas y árboles. Esto puede deberse a que el sustrato de preferencia de la mayoría de las especies estudiadas fue la hojarasca.

Considerando las variables edáficas tenidas en cuenta en el presente estudio, se evidenció un claro agrupamiento de las especies colectadas en los primeros cinco puntos acorde a los distritos muestreados, sin embargo las correlaciones establecidas con la riqueza y abundancia de especies no son claras para sacar conclusiones al respecto. Esto se debe a que se realizó únicamente un solo muestreo de suelo al

inicio de la colecta (es decir, en los puntos del 1 al 5 en cada distrito) y por lo tanto el número de muestras es insuficiente. A fin de poder establecer las relaciones de las variables edáficas con la diversidad de hongos agaricoides, se recomienda realizar este tipo de muestreos en todas las transectas donde se colectan los hongos, ya que ello podría señalar si hay incidencia o no en la formación de basidiomas, y si los valores de cada parámetro varían de un punto a otro.

Preferencia de sustratos y modos nutricionales en los hongos agaricoides

Un componente muy importante de la diversidad de hongos agaricoides en la SAA son los hongos de la hojarasca, ya que más de la mitad de los registros fueron obtenidos en este sustrato. Entre las especies encontradas en la hojarasca, aquellas pertenecientes a los géneros *Marasmius* y *Mycena* fueron las más abundantes. Estas suelen presentar basidiomas pequeños y delicados, por lo que el dominio espacial requerido para desarrollar sus estructuras reproductivas es muy pequeño, y las hojas con una superficie grande, o bien una ramita fina, pueden contener muchos basidiomas, incluso de varias especies (Gates et al. 2021). Estos géneros responden rápidamente a las lluvias, rehidratándose o formando nuevos basidiomas. Es por ello que la riqueza taxonómica comparativamente mayor de las comunidades de hojarasca podría explicarse por la mayor presencia de géneros como *Marasmius*, *Marasmiellus*, *Tetrapyrgos*, entre otros, que son resistentes a la desecación (Lodge & Cantrell 1995). Asimismo, concluyeron que la diversidad de los hongos saprófitos es mayor en áreas con latitudes bajas, altitudes medias y bajas, precipitaciones de moderadas a altas, alta diversidad de hábitats y, en menor medida, en áreas con mayor diversidad de huéspedes y abundancia de recursos, por lo que las condiciones ambientales presentes en la SAA serían propicias para este grupo de hongos. Por otra parte, aproximadamente el 30% de los hongos agaricoides de la SAA fue registrado sobre maderas gruesas y troncos en descomposición. La madera proporciona una serie de hábitats dependiendo del diámetro, el estado de descomposición, la cobertura de briófitos, entre otros; especialmente la de gran diámetro, que proporciona un entorno amortiguado que resiste la desecación y mantiene el micelio viable (Gates et al. 2011a). Algunos trabajos reportan a los xilófagos como el grupo más abundante, sin embargo, dichos estudios hacen foco en los macrohongos, dentro de los cuales se encuentra el gran grupo de los “Aphylophorales” sensu Alexopoulos et al. (1996), cuyo sustrato de preferencia es la madera (Ferris et al. 2000, Gates et al. 2021).

Considerando las especies que se encontraban creciendo sobre algún árbol vivo, se deduce que *Hohenbuehelia portegna*, *Oudemansiella canarii*, *Mycena niveipes*, *Ciclocybe wrightii*, *Crinipellis* sp3, *Rickenella* sp1, *Crinipellis carecomoeis* y *Marasmiuellus* sp22 se encontraban degradando la corteza de sus huéspedes, ya que al momento de colectar los ejemplares esta se desprendía fácilmente. Por otra parte, *Clitopilus* aff. *scyphoides* fue colectada sobre tallos verdes y ramas de distintas especies de dicotiledóneas, monocotiledóneas y helechos, por lo que no presenta especificidad de hospedante. Dada la gran abundancia de esta especie, y la ausencia de síntomas en sus hospedantes al momento de la colecta que demuestren algún tipo de daño o lesión, sería lógico pensar más bien en una relación simbiótica que parasitaria. Así mismo, *Gymnopilus rhyzopalmus* se encontró creciendo directamente sobre las raíces de

su huésped, y todos los registros obtenidos fueron siempre sobre Pindó, por lo que se puede predecir que presenta una relación específica con su hospedante. Sin embargo se necesitan más datos para confirmar el modo nutricional de ambas especies.

Moniliophthora atlantica es otra especie que se encontró creciendo sobre tallos de liana y también en pequeñas ramas caídas. Las especies de este género son consideradas parásitas, siendo *M. roreri* y *M. perniciosa* las causantes de grandes pérdidas económicas en cultivos de cacao (Aime & Phillips-Mora 2005). Sin embargo, Lisboa et al. (2020) en base a la presencia/ausencia de síntomas, estudios morfológicos y filogenéticos con 3 marcadores moleculares, proponen que dentro del concepto de *M. perniciosa*, existen biotipos patógenos y no patógenos. Los materiales aquí analizados de *M. atlantica*, estaban creciendo sobre pequeñas ramas caídas y el tallo de una liana, que a simple vista no tenía evidencias de algún daño causado por el hongo. Sin embargo, puede ocurrir que los síntomas de la enfermedad se manifiesten en otro estadio de la infección, antes o después del muestreo donde fue colectado. Es por ello que se sugiere continuar con los estudios y las observaciones a campo de esta especie para así poder documentar este evento.

Respecto a las especies consideradas potencialmente ectomicorrícicas, estas se encontraban creciendo en el suelo y pertenecen a los géneros *Entoloma*, *Tricholoma*, *Lyophyllum* e *Inocybe*, dentro de los cuales se cuentan con especies reportadas como ECM (Tedersoo et al. 2010). Dado que un hongo ectomicorrícico puede fructificar a 20 m de su árbol huésped (Dickie & Reich 2005), la ausencia de un huésped ectomicorrícico en las transectas no excluiría necesariamente la fructificación de una especie de hongo ectomicorrícico en una transecta que no tuviera árboles huéspedes (Gates et al. 2021). Sin embargo, es preciso determinar estas morfoespecies y obtener secuencias de ADN para poder resolver con certeza el modo nutricional de estas muestras.

Conclusiones



En el marco de esta tesis, se estudió la diversidad de los hongos agaricoides en la Selva Atlántica Argentina, donde se identificó un total de 87 especies. Se describieron e ilustraron aquellas que representan novedades taxonómicas y se discutió la relación con las especies más cercanas en base a datos morfológicos y moleculares.

Se describen 5 especies de hongos agaricoides por primera vez para la ciencia, *Gymnopilus rhyzopalmus*, *Marasmius guaraniticus*, *Marasmius hygrophanus*, *Marasmius teyucuaensis* y *Moniliophthora atlántica*.

Se describen por primera vez para Argentina a *Cystolepiota hemisclera*, *Gymnopus atlanticus*, *Marasmius ferruginoides*, *Marasmius magnus*, *Marasmius ypyrangensis*, *Pluteus meridionalis* y *Trogia cantharelloides*.

Se amplía la distribución a la provincia de Misiones de *Agaricus subrufescens* *Coprinellus domesticus*, *Crepidotus crocophyllus*, *Crinipellis carecomoeis*, *Cystolepiota seminuda*, *Gerronema xanthophyllum*, *Gymnopilus dilepis*, *Gymnopilus chrysopellus*, *Hohenbuehelia petaloides*, *Hohenbuehelia portegna*, *Hydropus riograndensis*, *Hymenopellis radicata*, *Leucoagaricus lilaceus*, *Leucocoprinus cepistipes*, *Marasmius chrysoblepharioides*, *Marasmius leucorotalis*, *Marasmius longisporus*, *Marasmius silvicola*, *Marasmius tricystidiatus*, *Mycena februaris*, *Panaeolus antillarum*, *Pleurotus ostreatus*, *Pluteus cervinus*, *Pouzarella ferreri*, *Pouzarella olivacea*, *Pouzarella parvispora*, *Tetrapyrgos atrocyanea*, *Volvariella pusilla*, *Xerula setulosa*.

Para caracterizar la funga de la SAA, se estudiaron las comunidades del distrito de la Selvas Mixtas y del distrito de los Campos. Ambas son comunidades que resguardan una alta diversidad sin presentar diferencias en la diversidad espacial, sin embargo, las estructuras de las comunidades son diferentes, presentando varias especies en común, pero así también muchas especies exclusivas. Asimismo, se observó diferencias en la diversidad temporal, siendo el otoño más diverso que la primavera.

Entre las variables que rigen el desarrollo de basidiomas de los hongos agaricoides y sus patrones de distribución, las que se encuentran estrechamente relacionadas son la temperatura y la humedad ambiental.

En cuanto a la relación de la diversidad de hongos agaricoides con las variables edáficas, si bien el análisis de NMDS muestra un claro agrupamiento de las especies de cada distrito por separado, las correlaciones no son claras para sacar conclusiones al respecto.

Se registraron tres modos nutricionales en las comunidades analizadas: simbiótico, patógeno y saprógeno, siendo este último predominante entre los hongos agaricoides, demostrando así la importancia de este grupo de hongos en la descomposición de la materia orgánica. Sin embargo, estudios adicionales podrían confirmar las especies micorrízicas y desenmascarar otros tipos de asociaciones con la vegetación que a priori no pudieron evidenciarse con claridad.

Finalmente, los resultados obtenidos en este estudio contribuyen sustancialmente al conocimiento de los hongos agaricoides que habitan la Selva Atlántica en Argentina, demostrando que la diversidad es muy superior a la que se conoce actualmente. Es por ello que se deben aunar los esfuerzos por continuar los estudios en esta región considerada prioritaria para la conservación desde un enfoque multidisciplinario, abarcando aspectos ecológicos, morfológicos y filogenéticos.

Referencias Bibliográficas



- Aime MC & Phillips-Mora W. 2005. The causal agents of witches' broom and frosty pod rot of cacao (chocolate, *Theobroma cacao*) form a new lineage of Marasmiaceae. *Mycologia* 97(5): 1012-1022.
- Alberti MM, Niveiro N & Albertó EO. 2020a. *Xerula setulosa*, a new Neotropical agaric record for Argentina. *Mycotaxon* 135(2): 415-423. DOI: <https://doi.org/10.5248/135.415>
- Alberti MM, Niveiro N, Cunha Zied D & Albertó EO. 2020b. Identification of *Oudemansiella canarii* and *O. cubensis* (Basidiomycota, Physalacriaceae) in Argentina using morphological, culture and molecular analysis. *Harvard Papers in Botany* 25(2): 131-143. DOI: <https://doi.org/10.3100/hpib.v25iss2.2020.n1>
- Alexopoulos CJ, Mims CW & Blackwell M. 1996. *Introductory Mycology 4th. ed.* New York.
- Antonin V. 2004. New species of marasmoid genera (Basidiomycetes, Tricholomataceae) from tropical Africa. III. *Marasmius* sect. *Sicci*. *Mycotaxon* 89(2): 339-422.
- Antonín V. 2007. Fungus Flora of Tropical Africa. Vol. 1. Monograph of *Marasmius*, *Gloiocephala*, *Palaeocephala* and *Setulipes* in tropical Africa. Meise Botanical Garden. <https://www.ffta-online.org/ffta1/>
- Antonín V & Noordeloos ME. 1997. A monograph of *Marasmius*, *Collybia* and related genera in Europe. Part 2: *Collybia*, *Gymnopus*, *Rhodocollybia*, *Crinipellis*, *Chaetocalathus*, and additions to *Marasmiellus*. *Libri botanici* 17: 1-256.
- Antonín V & Noordeloos ME. 2010. *A monograph of marasmoid and collybioid fungi in Europe*. Eching, Germany: IHW-Verlag.
- Antonín V, Ryoo R & Shin H-D. 2010a. Marasmoid and gymnopoid fungi of the Republic of Korea. 2. *Marasmius* sect. *Globulares*. *Persoonia* 24: 49-59.
- Antonín V, Ryoo R & Shin H-D. 2010b. Marasmoid and gymnopoid fungi of the Republic of Korea. 3. Two new taxa of *Marasmius* sect. *Sicci* with caulocystidia and/or setae. *Mycotaxon* 111: 369-377.
- Antonín V, Ryoo R & Shin H-D. 2012. Marasmoid and gymnopoid fungi of the Republic of Korea. 4. *Marasmius* sect. *Sicci*. *Mycological Progress* 11(3): 615-638.
- Antonín V, Sedláč P & Tomšovský M. 2013. Taxonomy and phylogeny of European *Gymnopus* subsection *Levipedes* (Basidiomycota, Omphalotaceae). *Persoonia* 31(1): 179-187.
- Arana MD, Natale ES, Ferretti NE, Romano GM, Oggero AJ, Martínez G, Posadas PE & Morrone JJ. 2021. *Esquema biogeográfico de la República Argentina* vol 56, Opera Lilloana. Tucumán: Fundación Miguel Lillo.
- Arnolds EJM. 1981. *Ecology and coenology of macrofungi in grasslands and moist heathlands in Drenthe, the Netherlands. Part 1. Introduction and Synecology*. Vaduz: Cramer.
- Bills GF, Holtzman GI & Miller Jr OK. 1986. Comparison of ectomycorrhizal-basidiomycete communities in red spruce versus northern hardwood forests of West Virginia. *Canadian Journal of Botany* 64(4): 760-768.
- Braga-Neto R, Luizão RCC, Magnusson WE, Zuquim G & de Castilho CV. 2008. Leaf litter fungi in a Central Amazonian forest: the influence of rainfall, soil and topography on the distribution of fruiting bodies. *Biodiversity and Conservation* 17(11): 2701-2712.

- Brown AD, Grau A, Lomáscolo T & Gasparri NI. 2002. Una Estrategia de conservación para las Selvas Subtropicales de Montaña (Yungas) de Argentina. *Ecotropicos* 15(2): 147-159.
- Burkart R, Bárbaro N, Sánchez RO & Gómez DA. 1999. *Ecorregiones de la Argentina*. Buenos Aires: APN, PRODIA.
- Buyck B, Duhem B, Das K, Jayawardena RS, Niveiro N, Pereira OL, Prasher IB, Adhikari S, Albertó EO, Bulgakov TS, Castañeda-Ruiz RF, Hembrom ME, Hyde KD, Lewis DP, Michlig SA, Nuytinck J, Parihar A, Popoff OF, Ramirez NA, da Silva M, Verma RK & Hofstetter V. 2017. Fungal Biodiversity Profiles 21–30. *Cryptogamie, Mycologie* 38(1): 101-146.
- Cabrera AL. 1994. Regiones fitogeográficas argentinas. *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería* 2(1): 1-85.
- Campi Gaona MG, De Madrignac Bonzi BR, Flecha Rivas AMI & Niveiro N. 2015. El género *Leucocoprinus* Pat. (Agaricaceae-Agaricomycetes) en el norte de Argentina y Paraguay. *Iheringia, Serie Botanica* 70(2): 309-320.
- Carvalho JC, Cardoso P & Gomes P. 2012. Determining the relative roles of species replacement and species richness differences in generating beta-diversity patterns. *Global Ecology and Biogeography* 21(7): 760-771.
- Carvalho JC, Cardoso P, Borges PAV, Schmera D & Podani J. 2013. Measuring fractions of beta diversity and their relationships to nestedness: a theoretical and empirical comparison of novel approaches. *Oikos* 122: 825-834.
- Castresana J. 2000. Selection of conserved blocks from multiple alignments for their use in phylogenetic analysis. *Molecular Biology and Evolution* 17(4): 540-552.
- Chao A & Jost L. 2012. Coverage-based rarefaction and extrapolation: standardizing samples by completeness rather than size. *Ecology* 93(12): 2533-2547.
- Coimbra VRM. 2017. Riqueza e aspectos moleculares de *Gymnopus* (Omphalotaceae, Agaricales) no norte e nordeste brasileiro. Tesis de Doctorado. Universidade Federal de Pernambuco.
- Coimbra VRM, Pinheiro FGB, Wartchow F & Gibertoni TB. 2015. Studies on *Gymnopus* sect. *Impudicae* (Omphalotaceae, Agaricales) from Northern Brazil: two new species and notes on *G. montagnei*. *Mycological progress* 14(11): 1-9.
- Colwell RK. 2013. Estimates 9.1 User's Guide.
- Colwell RK & Coddington JA. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences* 345: 101-118.
- Cooper J & Leonard P. 2013. Three new species of foetid *Gymnopus* in New Zealand. *MycKeys* 7: 31-44. DOI: 10.3897/mycokeys.7.4710
- Crespo JA. 1982. Ecología de la comunidad de mamíferos del Parque Nacional Iguazú, Misiones. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales, Bernardino Rivadavia, Ecología* 3(2): 45-162.
- Darriba D, Taboada GL, Doallo R & Posada D. 2012. jModelTest 2: more models, new heuristics and parallel computing. *Nature Methods* 9(8): 772-772. DOI: <https://doi.org/10.1038/nmeth.2109>

- De Angelo CD. 2009. El Paisaje del Bosque Atlántico del Alto Paraná y sus efectos sobre la distribución y estructura poblacional de jaguar (*Panthera onca*) y el puma (*Puma concolor*). Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Buenos Aires.
- Di Bitetti MS. 2001. Food-associated calls in tufted capuchin monkeys (*Cebus apella*). Tesis de Doctorado. Universidad de Nueva York.
- Di Rienzo JA, Casanoves F, Balzarini MG, Gonzalez L, Tablada M & Robledo CW 2018. InfoStat versión 2018. Disponible en: <http://www.infostat.com.ar>.
- Dickie IA & Reich PB. 2005. Ectomycorrhizal fungal communities at forest edges. *Journal of Ecology* 93(2): 244-255.
- Dix NJ & Webster J. 1995. *Fungal ecology*. London: Chapman & Hall.
- Egli S, Peter M, Buser C, Stahel W & Ayer F. 2006. Mushroom picking does not impair future harvests—results of a long-term study in Switzerland. *Biological Conservation* 129(2): 271-276.
- Feinsinger P. 2001. *Designing field studies for biodiversity conservation*. Washington Island Press.
- Ferris R, Peace AJ & Newton AC. 2000. Macrofungal communities of lowland Scots pine (*Pinus sylvestris* L.) and Norway spruce (*Picea abies* (L.) Karsten.) plantations in England: relationships with site factors and stand structure. *Forest Ecology and Management* 131(1-3): 255-267.
- Franco-Molano AE, Corrales A & Vasco-Palacios AM. 2010. Macrofungi of Colombia II. Checklist of the species of Agaricales, Boletales, Cantharellales, and Russulales (Agaricomycetes, Basidiomycota). *Actualidades biológicas* 32(92): 89-113.
- Gabel AC & Gabel ML. 2007. Comparison of diversity of macrofungi and vascular plants at seven sites in the Black Hills of South Dakota. *The American midland naturalist* 157(2): 258-296.
- Gardes M & Bruns TD. 1993. ITS primers with enhanced specificity for Basidiomycetes-application to the identification of mycorrhizae and rusts. *Molecular Ecology* 2(2): 113-118. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.1993.tb00005.x>
- Gates G, Goyes P, Gundogdu F, Cruz J & Ratkowsky D. 2021. Small plot surveying reveals high fungal diversity in the Ecuadorian Amazon—a case study. *Current Research in Environmental & Applied Mycology (Journal of Fungal Biology)* 11(1): 16-36.
- Gates GM, Mohammed C, Wardlaw T, Davidson NJ & Ratkowsky DA. 2011b. Diversity and phenology of the macrofungal assemblages supported by litter in a tall, wet *Eucalyptus obliqua* forest in southern Tasmania, Australia. *Fungal Ecology* 4(1): 68-75.
- Gates GM, Mohammed C, Wardlaw T, Ratkowsky DA & Davidson NJ. 2011a. The ecology and diversity of wood-inhabiting macrofungi in a native *Eucalyptus obliqua* forest of southern Tasmania, Australia. *Fungal Ecology* 4(1): 56-67.
- GBIF Secretariat: GBIF Backbone Taxonomy. 2022. Disponible en: www.gbif.org. Acceso Abril 2022 .
- Geml J, Pastor N, Fernandez L, Pacheco S, Semenova TA, Becerra AG, Wicaksono CY & Nouhra ER. 2014. Large-scale fungal diversity assessment in the Andean Yungas forests

- reveals strong community turnover among forest types along an altitudinal gradient. *Molecular Ecology* 23: 2452–2472.
- Gomez-Hernandez M & Williams-Linera G. 2011. Diversity of macromycetes determined by tree species, vegetation structure, and microenvironment in tropical cloud forests in Veracruz, Mexico. *Botany* 89(3): 203-216.
- Gómez-Hernández M, Williams-Linera G, Gevara R & Lodge DJ. 2011. Patterns of macromycetes community assemblage along an elevation gradient: options for fungal gradient and metacomunity analyses. *Biodiversity and Conservation* 21(9): 2247-2268.
- Grace CL, Desjardin DE, Perry BA & Shay JE. 2019. The genus *Marasmius* (Basidiomycota, Agaricales, Marasmiaceae) from Republic of São Tomé and Príncipe, West Africa. *Phytotaxa* 414(2): 55-104.
- Grassi EM, Romano GM & Schenone NF. 2016. Macrohongos presentes en un área de manejo regenerativo de bosque de Mata Atlántica (Misiones, Argentina). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 51(2): 223-233.
- Gravesen S. 2000. Microbiology on Indoor Air99–What is New and Interesting? An Overview of Selected Papers Presented in Edinburgh, August 1999. *Indoor Air* 10(2): 74-80.
- Guindon S & Gascuel O. 2003. A simple, fast, and accurate algorithm to estimate large phylogenies by maximum likelihood. *Systematic Biology* 52(5): 696-704.
- Guzmán-Dávalos L. 1994. New species of *Gymnopilus* (Agaricales, Cortinariaceae) from Mexico. *Mycotaxon* 50: 333-348.
- Guzmán-Dávalos L & Herrera M. 2006. A new bluing, probably hallucinogenic species of *Gymnopilus* P. Karst. (Agaricomycetideae) from Mexico. *International Journal of Medicinal Mushrooms* 8: 289-293.
- Guzmán-Dávalos L & Ovrebo CL. 2001. Some species of *Gymnopilus* from Costa Rica and Panama. *Mycologia* 93(2): 398-404.
- Guzmán-Dávalos L, Mueller GM, Cifuentes J, Miller AN & Santerre A. 2003. Traditional infrageneric classification of *Gymnopilus* is not supported by ribosomal DNA sequence data. *Mycologia* 95(6): 1204-1214.
- Halbwachs H, Dentinger BTM, Detheridge AP, Karasch P & Griffith GW. 2013. Hyphae of waxcap fungi colonise plant roots. *Fungal Ecology* 6(6): 487-492.
- Hammer Ø, Harper DAT & Ryan PD. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(1): 9.
- Haug I, Weiß M, Homeier J, Oberwinkler F & Kottke I. 2004. Russulaceae and Thelephoraceae form ectomycorrhizas with members of the Nyctaginaceae (Caryophyllales) in the tropical mountain rain forest of southern Ecuador. *New Phytology* 165: 923–936.
- He M-Q, Zhao R-L, Hyde KD, Begerow D, Kemler M, Yurkov A, McKenzie EH, Raspe O, Kakishima M, Sanchez-Ramirez S, Vellinga EC, Halling R, Papp V, Zmitrovich IV, Buyck B, Ertz D, Wijayawardene NN, Cui B, Schoutteten N, Liu X, Li T, Yao Y, Zhu X, Liu A, Li G, Zhang M, Ling Z, Cao B, Antonín V, Boekhout T, Barbosa da Silva BD, De Crop E, Decock C, Dima B, Kumar Dutta A, Fell JW, Geml J, Ghobad-Nejhad M, Giachini AJ, Gibertoni TB, Gorjón SP, Haelewaters D, He S, Hodkinson BP, Hora E, Hoshino T, Justo A, Lim YW, Menolli Jr N, Mešić A, Moncalvo J, Mueller GM, Nagy L, Nilsson RH, Noordeloos ME, Nuytink J, Orihara T, Ratchadawan C, Rajchenberg M,

- Silva-Filho AGS, Sulzbacher MA, Tkalčec Z, Valenzuela R, Verbeken A, Vizzini A, Wartchow F, Wei T, Weiß M, Zhao C & Kirk PM. 2019. Notes, outline and divergence times of Basidiomycota. *Fungal Diversity* 99(1): 105-367.
- Heilmann-Clausen J, Aude E & Christensen M. 2005. Cryptogam communities on decaying deciduous wood—does tree species diversity matter? *Biodiversity and Conservation* 14(9): 2061-2078.
- Henkel TW, Aime MC, Chin MML, Miller SL, Vilgalys R & Smith ME. 2011. Ectomycorrhizal fungal sporocarp diversity and discovery of new taxa in *Dicymbe* monodominant forests of the Guiana Shield. *Biodiversity and Conservation* 21(9): 2195-2220.
- Hesler LR. 1969. *North American Species of Gymnopilus*, Mycological Memoir 3. New York: Hafner.
- Hibbett DS, Bauer R, Binder M, Giachini A, Hosaka K, Justo A, Larsson E, Larsson K-H, Lawrey JD, Miettinen O, Nagy LG, Nilsson RH, Weiss M & Thorn RG. 2014. Agaricomycetes. En: D. J. McLaughlin & J. W. Spatafora (eds.). *The Mycota VII, Part A*. pp. 373-429. Berlin: Systematics and Evolution, 2nd Ed.
- Hibbett DS, Binder M, Bischoff JF, Blackwell M, Cannon PF, Eriksson OE, Huhndorf S, James T, Kirk PM, Lücking R, Lumbsch T, Lutzoni F, Matheny PB, McLaughlin DJ, Powell MJ, Redhead S, Schoch CL, Spatafora JW, Stalpers JA, Vilgalys R, Aime MC, Aptroot A, Bauer R, Begerow D, Benny GL, Castlebury LA, Crous PW, Dai YC, Gams W, Geiser DM, Griffith GW, Gueidan C, Hawksworth DL, Hestmark G, Hosaka K, Humber RA, Hyde K, Köljalb U, Kurtzman CP, Larsson KH, Lichtwardt R, Longcore J, Miadlikowska J, Miller A, Moncalvo JM, Mozley-Standridge S, Oberwinkler F, Parmasto R, Reeb V, Rogers JD, Roux C, Ryvarden L, Sampaio JP, Schuessler A, Sugiyama J, Thorn RG, Tibell L, Untereiner WA, Walker C, Wang A, Weir A, Weiss M, White M, Winka K, Yao YJ & Zhang N. 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* 111(5): 509-547.
- Hill M. 1973. Diversity and evenness: A unifying notation and its consequences. *Ecology* 54: 427-432.
- Horak E. 1964a. Fungi Austroamerici I. *Tricholoma* (Fr.) Quelét. *Sydowia* 17: 153–167.
- Horak E. 1964b. Fungi Austroamerici II. *Pluteus* Fr. Beih. *Nova Hedwigia* 8(1–2): 163–199.
- Horak E. 1964c. Fungi Austroamerici XI. *Crepidotus* Kumm. Beih. *Nova Hedwigia* 8(3–4): 333–346.
- Horak E. 1967. Fungi Austroamerici IV. Revisión de los hongos superiores de Tierra del Fuego o Patagonia en el Herbario de C. Spegazzini en La Plata. *Darwiniana* 14(2–3): 355–385.
- Horak E. 1980 [1979]. Fungi Basidiomycetes. Agaricales y Gasteromycetes Secotioides. *Flora Criptogámica de Tierra del Fuego* 11(6): 1–528.
- Hou Y-J & Ge Z-W. 2020. New species of *Echinoderma* and *Lepiota* (Agaricaceae) from China. *Phytotaxa* 447(4): 221-236.
- Hsieh T, Ma K & Chao A. 2016. iNEXT: an R package for rarefaction and extrapolation of species diversity (Hill numbers). *Methods in Ecology and Evolution* 7(12): 1451-1456.
- Index Fungorum - Authors of Fungal Names. 2022. Disponible en: <http://www.indexfungorum.org/names/AuthorsOfFungalNames.asp>. Acceso Abril 2022.

- Ivanova N & Grainger C. 2006. Pre-made frozen PCR and sequencing plates. Canadian Center for DNA Barcoding Advances. *Methods Release* 4.
- Ivanova NV, Fazekas AJ & Hebert PDN. 2008. Semi-automated, membrane-based protocol for DNA isolation from plants. *Plant Molecular Biology Reporter* 26(3): 186-198.
- Jost L. 2007. Partitioning diversity into independent alpha and beta components. *Ecology* 88(10): 2427-2439.
- Jost L. 2010. The relation between evenness and diversity. *Diversity* 2: 207-232.
- Katoh K & Standley DM. 2013. MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. *Molecular Biology and Evolution* 30(4): 772-780.
- Kearse M, Moir R, Wilson A, Stones-Havas S, Cheung M, Sturrock S, Buxton S, Cooper A, Markowitz S & Duran C. 2012. Geneious Basic: an integrated and extendable desktop software platform for the organization and analysis of sequence data. *Bioinformatics* 28(12): 1647-1649.
- Kendrick B. 2000. *The Fifth Kingdom. 3th Ed.* Focus Publishinh.
- Kiyashko AA, Malysheva EF, Antonín V, Svetasheva TY & Bulakh EM. 2014. Fungi of the Russian Far East 2. New species and new records of *Marasmius* and *Cryptomarasmius* (Basidiomycota). *Phytotaxa* 186(1): 1-28.
- Klonowska A, Gaudin C, Ruzzi M, Colao MC & Tron T. 2003. Ribosomal DNA sequence analysis shows that the basidiomycete C30 belongs to the genus *Trametes*. *Research in Microbiology* 154(1): 25-28.
- Komura DL, Moncalvo JM, Dambros CS, Bento LS, Neves MA & Zartman CE. 2017. How do seasonality, substrate, and management history influence macrofungal fruiting assemblages in a central Amazonian Forest? *Biotropica* 49(5): 643–652.
- Kornerup A & Wanscher JH. 1978. *Methuen handbook of colour*, 3 edn. London: Eyre Methuen.
- Kuhar F, Smith ME, Mujic A, Truong C & Nouhra E. 2017. A systematic overview of *Descolea* (Agaricales) in the Nothofagaceae forests of Patagonia. *Fungal Biology* 121(10): 876-889.
- Kuhar F, Truong C, Smith ME, Matheny PB & Nouhra E. 2019. Molecular and morphological evidence place *Pholiota psathyrelloides* from Patagonia within the ectomycorrhizal genus *Psathyroma* (Agaricales). *New Zealand Journal of Botany* 57(4): 261-270.
- Largent DL. 1973. *How to identify mushrooms to genus I. Macroscopic features*. Eureka: Mad River Press.
- Largent DL & Baroni TJ. 1988. *How to identify mushrooms to genus VI: Modern genera*. Eureka: Mad River Press.
- Lechner BE. 2015. Especies de Agaricales (Basidiomycota) halladas por primeravez en la Argentina: *Agrocybe molesta*, *Coprinopsis romagnesiana* y *Gymnopus villosipes*. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 50(3): 303-307.
- Lechner B & Papinutti L. 2011. A new species of *Marasmius* from northern Argentina. *Mycotaxon* 118: 251-256.
- Lechner BE, Wright JE & Popoff OF. 2006. New taxa and new records for Argentina of fungi from Iguazú National Park, Misiones. *Fungal Diversity* 21: 131-139.

- Ligier HD. 2000. Caracterización geomorfológica y edáfica de la provincia de Misiones. Fundación Vida Silvestre Argentina. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), Corrientes, Argentina.
- Lisboa DO, Evans HC, Araujo JP, Elias SG & Barreto RW. 2020. *Moniliophthora perniciosa*, the mushroom causing witches' broom disease of cacao: insights into its taxonomy, ecology and host range in Brazil. *Fungal Biology* 124(12): 983-1003.
- Lodge DJ. 1997. Factors related to diversity of decomposer fungi in tropical forests. *Biodiversity and Conservation* 6: 681-688.
- Lodge DJ & Cantrell S. 1995. Diversity of litter agarics at Cuyabeno, Ecuador: calibrating sampling efforts in tropical rainforest. *Mycologist* 9(4): 149-151.
- Lodge DJ, Ammirati JF, O'Dell TE, Mueller GM, Huhndorf S, Wang C-J, Stokland JN, Schmit JP, Ryvarden L & Leacock PR. 2004. Terrestrial and lignicolous macrofungi. En: G. M. Mueller; G. F. Bills & M. S. Foster (eds.). *Biodiversity of Fungi, Inventory and Monitoring Methods*. pp. 127-158. San Diego: Elsevier Academic Press.
- López-Quintero CA, Straatsma G, Franco-Molano AE & Boekhout T. 2012. Macrofungal diversity in Colombian Amazon forests varies with regions and regimes of disturbance. *Biodiversity and Conservation* 21(9): 2221-2243.
- Magnago AC, Oliveira JJS & Neves MA. 2016. *Marasmius magnus* (Marasmiaceae), a new species from the southern Atlantic Forest of Brazil. *Phytotaxa* 266(4): 271-281.
- Magurran AE. 1988. *Diversidad ecológica y su medición*. Barcelona: Ediciones Vedral.
- Magurran AE. 2004. *Measuring biological diversity*. Oxford: Blackwell Publishing.
- Martínez AP & Lechner BE. 2021. Tres nuevos Agaricomycetes para la Argentina: *Cruentomyces viscidocruenta*, *Collybiopsis luxurians* y *Collybiopsis subpruinosa*. *Darwiniana* 9(2): 329-341.
- Martínez AP, Suarez JM & Lechner B. 2020. Tres nuevos registros de Agaricomycetes para la Argentina: *Cortinarius casimiri* var. *hoffmannii*, *Lactarius hepaticus* y *Mycena margarita*. *Darwiniana* 8(2): 438-448.
- Martínez-Crovetto R. 1963. Esquema fitogeográfico de la provincia de Misiones (República Argentina). *Bonplandia* 1(3): 171-223.
- Mata JL, Halling RE & Petersen RH. 2004a. New species and mating system reports in *Gymnopus* (Agaricales) from Costa Rica. *Fungal Diversity* 16: 113-129.
- Mata JL, Hughes KW & Petersen RH. 2004b. Phylogenetic placement of *Marasmiellus juniperinus*. *Mycoscience* 45(3): 214-221.
- Mata JL, Hughes KW & Petersen RH. 2006. An investigation of /omphalotaceae (Fungi: Euagarics) with emphasis on the genus *Gymnopus*. *Sydowia-Horn* 58(2): 191.
- Mata M. 2003. *Macrohongos de Costa Rica* vol 1, 2 edn. Santo Domingo, Costa Rica: Editorial INBio.
- Matheny PB, Curtis JM, Hofstetter V, Aime MC, Moncalvo J-M, Ge Z-W, Yang Z-L, Slot JC, Ammirati JF & Baroni TJ. 2006. Major clades of Agaricales: a multilocus phylogenetic overview. *Mycologia* 98(6): 982-995.

- Miller MA, Pfeiffer W & Schwartz T. 2010. Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees. Paper presented at the SC10 Workshop on Gateway Computing Environments (GCE10), 14 Nov. 2010. New Orleans, USA, pp 1-8.
- Moreno CE. 2001. *Métodos para medir la biodiversidad. Volumen 1*. Zaragoza: Manuales y tesis SEA.
- Moreno CE, Barragán F, Pineda E & Pavón NP. 2011. Reanalizando la diversidad alfa: alternativas para interpretar y comparar información sobre comunidades ecológicas. *Revista mexicana de biodiversidad* 82: 1249-1261.
- Moser M. 1983. *Keys to Agarics and Boleti (Polyporales, Boletales, Agaricales, Russulales)*. London: Roger Phillips.
- Moser MM, Ladurner H, Peintner U & Kirchmair M. 2001. *Gymnopilus turficola*, a new species of *Gymnopilus* (Agaricales) from sub-arctic palsa mires and its phylogenetic relationship based on ITS sequences. *Nordic Journal of Botany* 21(3): 321-328.
- Munguía P, Guzmán-Dávalos L & Rodríguez O. 2003. Macromycete phenological approximations in western Mexican forests. *Southwestern Naturalist* 48(4): 661-665.
- Murrill WA. 1913. The Agaricaceae of Tropical North America - VI. *Mycologia* 5(1): 18-36.
- Myers N, Mittermeier RA, Mittermeier CG, Da Fonseca GA & Kent J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853-858.
- Niveiro N. 2013. Agaricales *sensu lato* (Agaricomycetes) de las Selvas del Dominio Amazónico de la Argentina. Diversidad, Distribución y Abundancia. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Córdoba.
- Niveiro N & Albertó EO. 2008. Lista de especies de Agaricales (*s.l.*) citados para la Argentina y su distribución. Paper presented at the VI Congreso Latinoamericano de Micología, Mar del Plata.
- Niveiro N & Albertó EO. 2012a. Checklist of the Argentine Agaricales 1. Amanitaceae, Pluteaceae and Hygrophoraceae. *Mycotaxon* 119: 493.
- Niveiro N & Albertó EO. 2012b. Checklist of the Argentine Agaricales 2. Coprinaceae and Strophariaceae. *Mycotaxon* 120: 505.
- Niveiro N & Albertó EO. 2012c. Checklist of the Argentine Agaricales 3. Bolbitiaceae and Crepidotaceae. *Mycotaxon* 120: 505.
- Niveiro N & Albertó EO. 2013a. Checklist of the Argentine Agaricales 4. Tricholomataceae and Polyporaceae. *Mycotaxon* 121: 499.
- Niveiro N & Albertó EO. 2013b. Checklist of the Argentine Agaricales 5. Agaricaceae. *Mycotaxon* 122: 491.
- Niveiro N & Albertó EO. 2013c. Checklist of the Argentine Agaricales 6. Paxillaceae, Gomphidiaceae, Boletaceae, and Russulaceae. *Mycotaxon* 123: 491.
- Niveiro N & Albertó EO. 2014. Checklist of the Argentine Agaricales 7. Cortinariaceae and Entolomataceae. *Check List* 10(1): 72-96.
- Niveiro N, Alberti M, Ramirez NA & Albertó EO. 2021a. *Clitocybula azurea* in Argentina: redescription and phylogenetic position. *Mycotaxon* 136(1): 235-247.

- Niveiro N, Michlig SA, Ramírez NA, Salvador-Montoya CA, Pérez ML, Albertó EO & Antonín V. 2018. Two new setose species of *Marasmius* from the Paraná riparian forest in Argentina. *Cryptogamie, Mycologie* 39(4): 483-506.
- Niveiro N, Popoff OF & Albertó EO. 2009. Hongos comestibles silvestres: presencia de especies exóticas de *Suillus* (Boletales, Basidiomycota) y *Lactarius* (Russulales, Basidiomycota) asociadas a los cultivos de *Pinus elliottii* del Nordeste argentino. *Bonplandia* 18(1): 65-71.
- Niveiro N, Popoff OF & Albertó EO. 2010. Contribución al conocimiento de los Agaricales s.l. de la Selva Paranaense argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 45(1-2): 17-27.
- Niveiro N, Popoff OF & Albertó EO. 2011. *Mycena holoporphyra* (Mycenaceae, Agaricomycetes), primer registro para la Argentina. *Darwiniana* 49: 252-256.
- Niveiro N, Popoff OF & Albertó EO. 2012a. Presence of *Leucocoprinus cretaceus* and *L. fragilissimus* in Argentina. *Mycotaxon* 121: 265-273.
- Niveiro N, Popoff OF & Alberto EO. 2014b. *Hemimycena longipleurocystidiata* (Mycenaceae, Agaricomycetes), a new species from the Argentinean Atlantic Forest. *Phytotaxa* 177(1): 49-55.
- Niveiro N, Popoff OF & Albertó EO. 2015b. Presencia de *Mycena paranaensis* para la micobiota argentina y reconsideración de *Mycena leaiana* (Agaricales, Mycenaceae). *Darwiniana* 3(1): 89-95.
- Niveiro N, Popoff OF, Desjardin D & Albertó EO. 2012b. *Mycena moconensis*, a new species in section *Polyadelphia* from Argentina. *Mycotaxon* 119: 167-173.
- Niveiro N, Popoff OF, Lechner BE & Alberto EO. 2014a. *Pholiota oblita*, new species in sect. *Adiposae* stirps *Subflammans* (Strophariaceae, Agaricomycetes), from the Argentinean Yungas. *Phytotaxa* 167: 276-282.
- Niveiro N, Ramirez NA, Baroni TJ, Jimenez S, Popoff O & Albertó E. 2021b. *Claudopus niger* (Entolomataceae–Basidiomycota), a new species from the Argentinean Atlantic Forest. *New Zealand Journal of Botany*: 1-10.
- Niveiro N, Ramírez NA, Michlig A, Lodge DJ & Aime MC. 2020a. Studies of Neotropical tree pathogens in *Moniliophthora*: a new species, *M. mayarum*, and new combinations for *Crinipellis ticoi* and *C. brasiliensis*. *MycKeys* 66: 39-54.
- Niveiro N, Ramirez NA, Popoff OF & Albertó EO. 2015a. Primer registro de *Marasmiellus volvatus* (Marasmiaceae: Agaricomycetes) en Argentina, una especie poco conocida. *Revista mexicana de biodiversidad* 86(3): 565-568.
- Niveiro N, Ramirez NA, Popoff OF & Albertó EO. 2017. *Volvariella* (Pluteaceae, Basidiomycota) en el Norte de la Argentina. *Rodriguésia* 68(4): 1459-1469.
- Niveiro N, Uhart M & Albertó E. 2020b. Revision of the genera *Agrocybe* and *Cyclocybe* (Strophariaceae, Agaricales, Basidiomycota) in Argentina. *Rodriguésia* 71: e02272018.
- Niveiro N, Zuliani P, Ramirez NA, Popoff O & Albertó EO. 2014c. Hongos agaricoides de las Yungas argentinas. Clave de géneros. *Lilloa* 51(1): 74-86.
- Noordeloos ME. 1984. Notulae ad Floram agaricinam Neerlandicam—IV-V. *Clitopilus* and *Leucopaxillus*. *Persoonia* 12(2): 155-167.

- Noordeloos ME. 1995. *Collybia* (Fr.) Staude. En: C. Bas; T. Kuyper; M. Noordeloos & E. Vellinga (eds.). *Flora Agaricina Neerlandica*, vol 3. pp. 106-123. Rotterdam: A. A. Balkema.
- Nouhra E, Soteris F, Pastor N & Geml J. 2018. Richness, species composition and functional groups in Agaricomycetes communities along a vegetation and elevational gradient in the Andean Yungas of Argentina. *Biodiversity and Conservation* 27(8): 1849-1871.
- Nouhra ER, Urcelay C, Longo MS & Fontenla S. 2012. Differential hypogeous sporocarp production from *Nothofagus dombeyi* and *N. pumilio* forests in southern Argentina. *Mycologia* 104(1): 45-52.
- O'Dell TE, Ammirati JF & Schreiner EG. 1999. Species richness and abundance of ectomycorrhizal basidiomycete sporocarps on a moisture gradient in the *Tsuga heterophylla* zone. *Canadian Journal of Botany* 77(12): 1699-1711.
- O'Hanlon R & Harrington TJ. 2012. Macrofungal diversity and ecology in four Irish forest types. *Fungal Ecology* 5: 499-508.
- Oksanen J, Blanchet FG, Kindt R, Legendre P, O'hara RB, Simpson GL, Solymos P, Stevens MH & Wagner H. 2011. Vegan: Community Ecology Package. R package version 1.17-9.
- Oliveira JJS. 2014. Morfologia e relações filogenéticas de *Marasmius* (Marasmiaceae) de áreas de Mata Atlântica do estado de São Paulo, Brasil. Tesis de Doctorado. Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente.
- Oliveira JJS, Moncalvo J-M, Margaritescu S & Capelari M. 2020b. A morphological and phylogenetic evaluation of *Marasmius* sect. *Globulares* (Globulares-Sicci complex) with nine new taxa from the Neotropical Atlantic Forest. *Persoonia* 44: 240-277.
- Oliveira JJS, Sanchez-Ramirez S & Capelari M. 2014. Some new species and new varieties of *Marasmius* (Marasmiaceae, Basidiomycota) from Atlantic Rainforest areas of São Paulo State, Brazil. *Mycological progress* 13(3): 923-949.
- Olson DM & Dinerstein E. 2002. The Global 200: Priority ecoregions for global conservation. *Annals of the Missouri botanical Garden* 89: 199-224.
- Oyarzabal M, Clavijo JR, Oakley LJ, Biganzoli F, Tognetti PM, Barberis IM, Maturo HM, Aragón MR, Campanello PI, Prado DE, Oesterheld M & León RJC. 2018. Unidades de vegetación de la Argentina. *Ecologia Austral* 28: 40-63.
- Papinutti L & Lechner BE. 2011. Two new species of *Marasmius* (Basidiomycetes, Marasmiaceae) from a xeric zone of Argentina. *Cryptogamie, Mycologie* 32(2): 219-225.
- Paz CP, Gallon M, Putzke J & Ganade G. 2015. Changes in macrofungal communities following forest conversion into tree plantations in Southern Brazil. *Biotropica* 47(5): 616-625.
- Pegler DN. 1977. *A preliminary agaric flora of East Africa*, Kew Bulletin Additional Series VI. London: Her Majesty's Stationery Office.
- Pegler DN. 1983. Agaric flora of the Lesser Antilles. *Kew Bulletin Additional Series* 9: 1-668.
- Peintner U, Bougher NL, Castellano MA, Moncalvo JM, Moser MM, Trappe JM & Vilgalys R. 2001. Multiple origins of sequestrate fungi related to *Cortinarius* (Cortinariaceae). *American Journal of Botany* 88(12): 2168-2179.
- Petersen R & Hughes K. 2014. New North American species of *Gymnopus*. *North American Fungi* 9: 1-22.

- Piepenbring M. 2015. *Introducción a la Micología en los Trópicos*. Minnesota, USA: APS Press.
- Pineda-López R. 2019. Estimadores de la riqueza de especies. En: C. E. Moreno (ed.) *La biodiversidad en un mundo cambiante: Fundamentos teóricos y metodológicos para su estudio*. pp. 159-174. Ciudad de México: Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo/Libermex.
- Pinna S, Gévry M-F, Côté M & Sirois L. 2010. Factors influencing fructification phenology of edible mushrooms in a boreal mixed forest of Eastern Canada. *Forest Ecology and Management* 260(3): 294-301.
- Placci G & Di Bitetti M. 2006. Ecorregión Selva Paranaense. Situación ambiental en la ecorregión del Bosque Atlántico del Alto Paraná (Selva Paranaense). En: A. Brown; U. Martínez Ortiz; M. Acerbi & J. Corcuera (eds.). *La situación ambiental Argentina 2005*. pp. 195-225. Buenos Aires: Fundación Vida Silvestre Argentina.
- Placci G & Giorgis P. 1993. Estructura y diversidad de la selva del Parque Nacional Iguazú, Argentina. Paper presented at the VII Jornadas Técnicas sobre Ecosistemas Forestales Nativos: Uso, Manejo y Conservación, Eldorado, Misiones.
- Plan de Gestión Parque Nacional Iguazú. Período 2017-2023. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sustentable, Administración de Parques Nacionales.
- Plan de Manejo de la Reserva Privada Osununú. 2014. Fundación Temaikèn.
- Porter TM, Skillman JE & Moncalvo JM. 2008. Fruiting body and soil rDNA sampling detects complementary assemblage of Agaricomycotina (Basidiomycota, Fungi) in a hemlock-dominated forest plot in southern Ontario. *Molecular Ecology* 17(13): 3037-3050.
- R Development Core Team 2013. R: a language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing. Disponible en: <https://www.r-project.org/>.
- Raithelhuber J. 1974. *Hongos Argentinos I*. Compañía Impresora Argentina. Buenos Aires.
- Raithelhuber J. 1977. *Hongos Argentinos II*. Compañía Impresora Argentina. Buenos Aires.
- Raithelhuber J. 1979. Die Gattung *Oudemansiella* Speg. *Metrodiana* 8(2-3): 40-51.
- Raithelhuber J. 1980. Die Gattung *Porpoloma* Sing. *Metrodiana* 9(1): 10-16.
- Raithelhuber J. 1984a. Die Gattung *Mycena* in Südamerika (1). *Metrodiana* 10(1): 5-21.
- Raithelhuber J. 1984b. Die Gattung *Mycena* in Südamerika (2). *Metrodiana* 10(2): 23-46.
- Raithelhuber J. 1985a. Die Gattung *Mycena* in Südamerika (3). *Metrodiana* 11(1): 2-25.
- Raithelhuber J. 1985b. Die Gattung *Mycena* in Südamerika (4). *Metrodiana* 11(2): 31-50.
- Raithelhuber J. 1985c. Die Gattung *Mycena* in Südamerika (5). *Metrodiana* 12(1): 3-9.
- Raithelhuber J. 1985d. Llave para determinar las Micenas sudamericanas. *Metrodiana* 12(1): 12-20.
- Raithelhuber J. 1985e. Key to the species of *Mycena* in South America. *Metrodiana* 12(2): 25-32.
- Raithelhuber J. 1985f. Amanitaceae in Südamerika. *Metrodiana* 14(1): 3-20.
- Raithelhuber J. 1987a. *Flora Mycológica Argentina. Hongos I*. Mycosur. Stuttgart.
- Raithelhuber J. 1987b. Die Gattung *Leucocoprinus* in den ABC-Staaten. *Metrodiana* 15(1): 5-13.

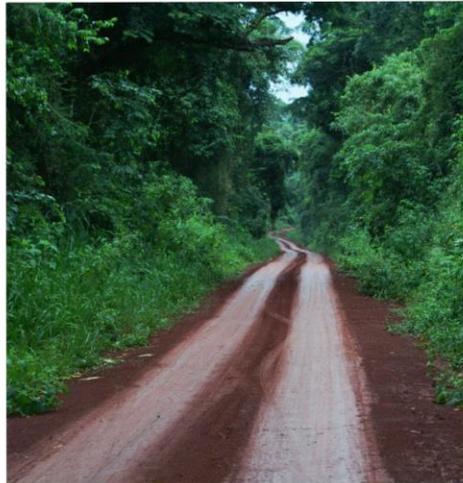
- Raithelhuber J. 1987c. Die Gattung *Macrolepiota* in Südamerika. *Metrodiana* 15(3): 59–66.
- Raithelhuber J. 1988. *Flora Mycológica Argentina. Hongos II*. Mycosur. Stuttgart.
- Raithelhuber J. 1990. Die Gattung *Clitocybe* ss. lat. in den ABC– Staaten. *Metrodiana* 18(1–2): 5–66.
- Raithelhuber J. 1991. *Flora mycologica Argentina. Hongos III*. Mycosur. Stuttgart.
- Raithelhuber, J. 2004. *Nueva Flora Micológica Argentina*. Mycosur. Stuttgart.
- Ramirez NA. 2014. Diversidad de Agaricales de la Reserva Educativa Colonia Benítez (Chaco, Argentina). Trabajo Final de Graduación, Licenciatura en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional del Nordeste.
- Ramirez NA, de Madrignac BR & Niveiro N. 2021b. *Marasmius magnus* (Marasmiaceae, Basidiomycota) en Argentina. *Darwiniana, nueva serie* 9(2): 273-281.
- Ramirez NA, Niveiro N, Michlig SA & Popoff OF. 2017. First record of *Macrocybe titans* (Tricholomataceae, Basidiomycota) in Argentina. *Check List* 13(4): 153-158.
- Ramirez NA, Niveiro N, Salvador-Montoya CA, Piris da Motta F, Perez ML & Popoff OF. 2021a. *Marasmius tricystidiatus* sp. nov. (Agaricales, Marasmiaceae) and its morphological and phylogenetic relationship with *Marasmius jalapensis*. *Phytotaxa* 494(1): 59-74.
- Romano GM & Lechner BE. 2014. The Cortinariaceae of Argentina's *Nothofagus* forests. *Mycotaxon* 126: 247.
- Romano GM, Calcagno JA & Lechner BE. 2013a. Biodiversity of Agaricomycetes basidiomes associated to *Salix* and *Populus* (Salicaceae) plantations. *Darwiniana* 1(1): 67-75.
- Romano GM, Greslebin AG & Lechner BE. 2017a. Hongos agaricoides de los bosques de *Nothofagus pumilio* (Chubut, Argentina): Clave y listado de especies. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales* 19(1): 39-69.
- Romano GM, Greslebin AG & Lechner BE. 2017b. Modelling agaricoid fungi distribution in Andean forests of Patagonia. *Nova Hedwigia* 105(1-2): 95-120.
- Romano GM, Iannone L, Novas MV, Carmarán C, Romero AI, Lopez SE & Lechner BE. 2013b. Hongos tóxicos en la ciudad de Buenos Aires y alrededores. *Medicina (Buenos Aires)* 73(5): 406-410.
- Romano GM, Lechner BE & Greslebin AG. 2020. Basidiome production of ectomycorrhizal and saprophytic agaricoid fungi respond differently to forest management. *Canadian Journal of Forest Research* 50(2): 102-112.
- Ronquist F & Huelsenbeck JP. 2003. MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics* 19(12): 1572-1574.
- Ronquist F, Teslenko M, Van Der Mark P, Ayres DL, Darling A, Höhna S, Larget B, Liu L, Suchard MA & Huelsenbeck JP. 2012. MrBayes 3.2: efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large model space. *Systematic Biology* 61(3): 539-542.
- Saccardo PA. 1887. *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum V: Sylloge Hymenomycetum. Agaricineae* vol 1. Berlin: Typis Seminarii.
- Schmit JP, Murphy JF & Mueller GM. 1999. Macrofungal diversity of a temperate oak forest: a test of species richness estimators. *Canadian Journal of Botany* 77(7): 1014-1027.

- Schneider CA, Rasband WS & Eliceiri KW. 2012. NIH Image to ImageJ: 25 years of image analysis. *Nature Methods* 9(7): 671-675.
- Schoch CL, Seifert KA, Huhndorf S, Robert V, Spouge JL, Levesque CA, Chen W & Fungal Barcoding Consortium. 2012. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 109(16): 6241-6246.
- Séne S, Avril R, Chaintreuil C, Geoffroy A, Ndiaye C, Diédhiou AG, Sadio O, Courtecuisse R, Sylla SN, Selosse M-A & Bâ A. 2015. Ectomycorrhizal fungal communities of *Coccoloba uvifera* (L.) L. mature trees and seedlings in the neotropical coastal forests of Guadeloupe (Lesser Antilles). *Mycorrhiza*: 1-13.
- Sharafudheen SA & Manimohan P. 2018. A new species of *Marasmius* section *Globulares* from Kerala State, India. *Phytotaxa* 364(1): 92-100.
- Shay JE, Desjardin DE, Perry BA, Grace CL & Newman DS. 2017. Biodiversity and phylogeny of *Marasmius* (Agaricales, Basidiomycota) from Madagascar. *Phytotaxa* 292(2): 101-149.
- SIB 2022. Sistema de Información de Biodiversidad. Administración de Parques Nacionales. Disponible en: <https://sib.gob.ar/>. Acceso Mayo 2022.
- Singer R & Digilio APL. 1952 [1951]. Pródromo de la flora agaricina Argentina. *Lilloa* 25: 5–462.
- Singer R, Araujo I & Ivory MH. 1983. The ectotrophically mycorrhizal fungi of the neotropical lowlands, especially Central Amazonia. *Nova Hedwigia* 77: 1–352.
- Singer R. 1946. The Boletineae of Florida with notes on extralimital species. IV. The lamellate families (Gomphidiaceae, Paxillaceae and Jugasporaceae). *Farlowia* 2: 527-567.
- Singer R. 1947. Contributions towards a monographs of the genus *Crepidotus*. *Lilloa* 13: 59–95.
- Singer R. 1949. The Agaricales (mushrooms) in modern taxonomy. *Lilloa* 22: 1-830.
- Singer R. 1956. Contributions towards a monographs of the genus *Pluteus*. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 39(2): 145–232.
- Singer R. 1958. Monographs of South American Basidiomycetes, especially those of the east slope of the Andes and Brazil. I. The genus *Pluteus* in South America. *Lloydia* 21(4): 195–302.
- Singer R. 1960. Monographs of South American Basidiomycetes especially these of the east slope of the Andes and Brazil. 3. Reduced marasmioid genera of South America. 1. The genus *Gloiocephala*, *Manuripia*, *Epicnaphus* and *Hymenogloea* and their taxonomic position. *Sydowia* 14: 258–280.
- Singer R. 1962 [1961]. Monographs of South American Basidiomycetes especially these of the east slope of the Andes and Brazil. 4. *Inocybe* in the Amazone region, with a supplement to part I (*Pluteus* in South America). *Sydowia* 15: 112–132.
- Singer R. 1964. Monographs of South America Basidyomycetes, especially those of the East Slope of the Andes and Brazil VIII. *Oudemansiellinae*, *Macrocystidiinae*, *Pseudohiatulininae* in South America. *Darwiniana* 13(1): 145–190.
- Singer R. 1965. Monographic studies on South American Baidiomycetes, especially those at the east slope of the Andes and Brazil 2. The genus *Marasmius* in South America. *Sydowia* 18: 106-358.

- Singer R. 1965a. Monographs of South America Basidiomycetes, especially those of the east slope of the Andes and Brazil X. *Xeromphalina*. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 10(4): 302–310.
- Singer R. 1965b. Monographic studies on South American Basidiomycetes, especially those of the east slope of the Andes and Brazil. 2. The Genus *Marasmius* in South America. *Sydowia* 18(1–6): 106–358.
- Singer R. 1966. Monographs of South America Basidiomycetes, especially those of the east slope of the Andes and Brazil IX. *Tricholoma* in Brazil and Argentina. *Darwiniana* 14(1): 19–35.
- Singer R. 1969. Mycoflora Australis. *Beihefte zur Nova Hedwigia* 29: 1-405.
- Singer R. 1970a. Omphalinae (Clitocybeae, Tricholomataceae, Basidiomycetes). *Fl. Neotropica Monogr.* 3: 1–84.
- Singer R. 1970b. *Phaeocollybia* (Cortinariaceae, Basidiomycetes). *Fl. Neotropica Monogr.* 4: 1–11.
- Singer R. 1973. Diagnoses fungorum novorum Agaricalium III. *Beihefte sur Sydowia* 7: 1-106.
- Singer R. 1973. The Genera *Marasmiellus*, *Crepidotus* and *Simocybe* in the Neotropics. *Beih. Nova Hedwigia* 44: 1–517.
- Singer R. 1975. The Neotropical species of *Campanella* and *Aphyllotus* with notes of some species of *Marasmiellus*. *Nova Hedwigia* 26: 847–896.
- Singer R. 1976. *Marasmieae* (Basidiomycetes, Tricholomataceae). *Fl. Neotropica Monogr.* 17: 1–347.
- Singer R. 1976. *Marasmieae* (Basidiomycetes-Tricholomataceae). *Flora Neotropica Monograph* 17: 1-347.
- Singer R. 1982. *Hydropus* (Basidiomycetes, Tricholomataceae, Myceneae). *Fl. Neotropica Monogr.* 32: 1–144.
- Singer R. 1986. *The Agaricales in modern taxonomy*, 4th edn. Koenigstein: Koeltz Scientific Books.
- Smith JE, Molina R, Huso MMP, Luoma DL, McKay D, Castellano MA, Lebel T & Valachovic Y. 2002. Species richness, abundance, and composition of hypogeous and epigeous ectomycorrhizal fungal sporocarps in young, rotation-age, and old-growth stands of Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii*) in the Cascade Range of Oregon, USA. *Canadian Journal of Botany* 80: 186-204.
- Smith ME, Henkel TW, Aime MC, Fremier AK & Vilgalys R. 2011. Ectomycorrhizal fungal diversity and community structure on three co-occurring leguminous canopy tree species in a Neotropical rainforest. *New Phytologist* 192: 699–712.
- Smith SE & Read DJ. 2010. *Mycorrhizal symbiosis*, 3th ed. San Diego: Academic press.
- Sparks DL. 1996. *Methods of soil analysis. Part 3. Chemical Methods*. WI, USA: SSSA, Madison.
- Spegazzini C. 1880a. Fungi Argentini. *Pugillus primus*. *Anales Soc. Ci. Argent.* 9(4): 158–192.
- Spegazzini C. 1880b. Fungi Argentini. *Pugillus secundus*. *Anales Soc. Ci. Argent.* 9(6): 278–285.
- Spegazzini C. 1880c. Fungi Argentini. *Pugillus tertius*. *Anales Soc. Ci. Argent.* 10(4): 122–142.

- Stallman JK. 2019. Taxonomy of Hawai'i Island's lepiotaceous (Agaricaceae) fungi: *Chlorophyllum*, *Cystolepiota*, *Lepiota*, *Leucoagaricus*, *Leucocoprinus*. Master of Science. University of Hawai'i Hilo.
- Stamatakis A. 2014. RAxML version 8: a tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics* 30(9): 1312-1313.
- Straatsma G, Ayer F & Egli S. 2001. Species richness, abundance, and phenology of fungal fruit bodies over 21 years in a Swiss forest plot. *Mycological Research* 105(5): 515-523.
- Suarez JM, Gottlieb AM & Lechner BE. 2021. A new and intriguing brown-spored *Leucocoprinus* species. *Phytotaxa* 479(1): 44–54.
- Sulzbacher MA, Grebenc T, Jacques RJS & Antoniolli ZI. 2013. Ectomycorrhizal fungi from southern Brazil – a literature-based review, their origin and potential hosts. *Mycosphere, Journal of Fungal Biology* 4(1): 61–95.
- Tamura K, Stecher G, Peterson D, Filipski A & Kumar S. 2013. MEGA6: molecular evolutionary genetics analysis version 6.0. *Molecular Biology and Evolution* 30(12): 2725-2729. DOI: <https://doi.org/10.1093/molbev/mst197>
- Tan YS, Desjardin DE, Perry BA, Vikineswary S & Noorlidah A. 2009. *Marasmius* sensu stricto in Peninsular Malaysia. *Fungal Diversity* 37: 9-100.
- Tedersoo L, May TW & Smith ME. 2010. Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. *Mycorrhiza* 20(4): 217-263.
- Tedersoo L, Sadam A, Zambrano M, Valencia R & Bahram M. 2010. Low diversity and high host preference of ectomycorrhizal fungi in Western Amazonia, a neotropical biodiversity hotspot. *The ISME journal* 4(4): 465-471.
- Thiers B 2022. Index Herbariorum: a global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: <http://sweetgum.nybg.org/science/ih/>. Abril 2022.
- Thoen D. 1976. Facteurs physiques et fructification des champignons supérieurs dans quelques pessières d'Ardenne Meridionale (Belgique). *Publications de la Société Linnéenne de Lyon* 45(8): 269-284.
- Thorn RG, Malloch DW, Saar I, Lamoureux Y, Nagasawa E, Redhead SA, Margaritescu S & Moncalvo J-M. 2020. New species in the *Gymnopilus junonius* group (Basidiomycota: Agaricales). *Botany* 98(6): 293-315.
- Vellinga EC. 1988. Glossary. En: C. Bas; T. W. Kuyper; M. E. Noordeloos & E. C. Vellinga (eds.). *Flora Agaricina Neerlandica*, vol 1. pp. 54-64. Brookfield A. A. Balkema Publisher.
- Villeneuve N, Grandtner MM & Fortin JA. 1989. Frequency and diversity of ectomycorrhizal and saprophytic macrofungi in the Laurentide Mountains of Quebec. *Canadian Journal of Botany* 67(9): 2616-2629.
- Vrinda KB, Pradeep CK, Mathew S & Abraham TK. 1997. Agaricales from Western Ghats – IV. *Journal of Mycology and Plant Pathology* 27(3): 346-350.
- Wannathes N, Desjardin DE, Hyde KD, Perry BA & Lumyong S. 2009. A monograph of *Marasmius* (Basidiomycota) from Northern Thailand based on morphological and molecular (ITS sequences) data. *Fungal Diversity* 37: 209-306.

- Webster J & Weber R. 2007. *Introduction to Fungi. 3rd Ed.* New York: Cambridge University Press.
- Whittaker RH. 1972. Evolution and measurement of species diversity. *Taxon* 21: 213-251.
- Wijayawardene NN *et al.* 2020. Outline of Fungi and fungus-like taxa. *Mycosphere, Journal of Fungal Biology* 11(1): 1060-1456.
- Wilkins WH & Harris GCM. 1946. The ecology of the larger fungi V. An investigation into the influence of rainfall and temperature on seasonal production of fungi in a beechwood and a pinewood. *Annals of Applied Biology* 33(2): 179-188.
- Wilson AW, Desjardin DE & Horak E. 2004. Agaricales of Indonesia. 5. The genus *Gymnopus* from Java and Bali. *Sydowia -Horn* 56: 137-210.
- Wright JE & Albertó EO. 2002. *Hongos. Guía de la región Pampeana I. Hongos con laminillas.* Argentina: L.O.L.A.
- Wright JE & Wright AM. 2005. Checklist of the mycobiota of Iguazú national park (Misiones, Argentina). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 40(1-2): 23-44.
- Wright JE, Lechner B & Popoff O. 2008. *Atlas pictórico de los hongos del Parque Nacional Iguazú.* Buenos Aires: L.O.L.A.
- Zuloaga FO, Morrone O & Rodríguez D. 1999. Análisis de la biodiversidad en plantas vasculares de la Argentina. *Kurtziana* 27(1): 17-167.



Anexos



Marasmius haematocephalus

Anexo 1. Lista de especies de hongos agaricoides citadas para la Selva Atlántica Argentina y su distribución en Argentina. Extraído y modificado de Niveiro & Albertó (2012a-c, 2013a-c, 2014), Niveiro et al. 2012ab, 2014b, 2015a, 2017, 2020b, 2021ab, Campi Gaona et al. 2015, Grassi et al. 2016, Alberti et al. 2020b.

***Agaricus* L.**

Agaricus endoxanthus Berk. & Broome, *J. Linn. Soc., Bot.* **11**(56): 548, 1871.

Dist: MNES

Ref: Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Agaricus pampeanus Speg., *Anales Soc. Ci. Argent.* **9**: 280, 1880.

Dist: S, T, MNES, FSA, CH, BA, CBA, MZA, N, RN, CHU, SC, TF

Ref: Albertó (1996), Farr (1973), Heinemann (1986, 1987, 1990), Raithelhuber (1974, 1988b, 1991, 2000a, 2004), Singer (1954), Spegazzini (1880a, 1899a, 1926b), Wright & Albertó (2002).

Agaricus parasilvaticus Heinem., *Bull. Jard. Bot. État. Bruxelles* **32**: 156, 1962.

Dist: MNES

Ref: Wright et al. (2008).

Agaricus sulcatellus Heinem., *Bull. Jard. Bot. Natl. Belg.* **60**(3-4): 365, 1990.

Dist: MNES

Ref: Heinemann (1990, 1993).

***Agrocybe* Fayod**

Agrocybe pediades (Fr.) Fayod, *Ann. Sci. Nat., Bot., sér. 7* **9**: 358, 1889.

≡ *Agaricus pediades* Fr., 1821.

Dist: S, T, MNES, ER, CBA, MZA, BA, N

Ref: Raithelhuber (1988, 1991, 2004), Singer (1969), Spegazzini (1881, 1899, 1912, 1926a, 1926b), Wright & Albertó (2002).

Agrocybe neocrophila Singer, *Lilloa* **26**: 95, 1954 [1953].

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Agrocybe puiggarii (Speg.) Singer, *Lilloa* **22**: 492, 1949.

≡ *Pholiota puiggarii* Speg., 1889.

Dist: T, MNES

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1988, 1991, 2004), Singer & Digilio (1952).

Agrocybe retigera (Speg.) Singer, *Lilloa* **22**: 493, 1949.

≡ *Naucoria retigera* Speg., 1922.

Dist: T, MNES

Ref: Farr (1973), Singer (1950a), Singer & Digilio (1952).

Armillaria (Fr.) Staude

Armillaria puiggarii Speg., *Bol. Acad. Nac. Ci. Republ. Argent.* **11**(4): 384, 1889.

Dist: S, T, MNES, BA

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 1992b, 2004), Singer (1950a, 1956b, 1970), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2002).

Arrhenia Fr.

Arrhenia epichysium (Pers.) Redhead, Lutzoni, Moncalvo & Vilgalys, *Mycotaxon* **83**: 47, 2002.

≡ *Agaricus epichysium* Pers., 1794.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Calocybe Kühner

Calocybe cyanea Singer ex Redhead & Singer, *Mycotaxon* **6**(3): 501, 1978.

Dist: T, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer & Digilio (1952).

Chaetocalathus Singer

Chaetocalathus liliputianus (Mont.) Singer, *Lilloa* **8**: 527, 1943 [1942].

≡ *Pleurotus liliputianus* Mont., 1855.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1976), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Claudopus Gillet

Claudopus niger Niveiro, Albertó & T.J. Baroni, *New Zealand Journal of Botany*: 3, 2021.

Dist: MNES

Ref: Niveiro et al. (2021b).

Clitocybe (Fr.) Staude

Clitocybe aprilis Singer, *Lilloa* **25**: 27, 1952 [1951].

Dist: T, MNES

Ref: Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1987, 1990a, 1991, 1994c), Singer & Digilio (1952).

Clitocybe asema Singer, *Beih. Sydowia* **7**: 11, 1973.

Dist: T, MNES

Ref: Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1987, 1990a, 1991, 1992a, 2004), Singer (1973b), Singer & Digilio (1952).

Clitocybe melliolens Singer, *Lilloa* **25**: 34, 1952 [1951].

Dist: MNES, BA, LP, RN, TF

Ref: Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1974, 1977, 1987, 1990a, 1991, 1992a, 2004), Singer (1969), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2002).

Clitocybe pruinosa (Lasch) P. Kumm., *Führ. Pilzk.* (Zwickau): 120, 1871.

≡ *Agaricus pruinosus* Lasch, 1874.

Dist: MNES

Ref: Spegazzini (1926b).

Clitocybe subhygrophanoides Singer, *Sydowia* **6**: 181, 1952.

Dist: MNES, N, RN, TF

Ref: Horak (1980), Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1977, 1987, 1990a, 1991, 1992a, 2004),

Singer (1952a, 1954, 1969).

Clitocybula (Singer) Singer ex Métrod

Clitocybula azurea Singer, *Beihefte zur Sydowia* **7**: 18, 1973.

Dist: MNES

Ref: Niveiro et al. (2021a).

Clitopilus (Fr. ex Rabenh.) P. Kumm.

Clitopilus hobsonii (Berk. & Broome) P.D. Orton, *Trans. Brit. Mycol. Soc.* **43**: 174, 1960.

≡ *Agaricus hobsonii* Berk., 1860.

Dist: J, T, FSA, MNES, CTES, BA, N

Ref: Horak (1980), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1969).

Clitopilus septicoides (Henn.) Singer, *Lilloa* **22**: 606, 1951 [1949].

≡ *Pleurotus septicoides* Henn., 1904.

Dist: J, T, MNES, BA

Ref: Singer (1951, 1953a), Singer and Digilio (1952), Wright and Wright (2005).

Collybia (Fr.) Staude

Collybia platensis (Speg.) Singer, *Sydowia* **6**: 185, 1952.

≡ *Marasmius platensis* Speg., 1899 [1898].

Dist: MNES, BA, N, RN, TF

Ref: Farr (1973), Horak (1980), Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1974, 1977, 1987, 1991, 1994a, 2000a), Singer (1951b, 1952a, 1954), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1899a, 1902, 1926b), Wright & Albertó (2002).

Conocybe Fayod

Conocybe filaris (Fr.) Kühner, *Encyclop. Mycol.* **7**: 159, 1935.

≡ *Agaricus togularis* var. *filaris* Fr., 1884.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Conocybe magnispora var. *striatella* Singer, *Lilloa* **25**: 305, 1952 [1951].

Dist: T, MNES

Ref: Singer & Digilio (1952).

Conocybe missionum Singer, *Lilloa* **25**: 308, 1952 [1951].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1988, 1991, 2004), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

***Coprinellus* P. Karst.**

Coprinellus disseminatus (Pers.) J.E. Lange, *Dansk Bot. Ark.* **9**(6): 93, 1938.

≡ *Agaricus disseminatus* Pers., 1801.

Dist: T, MNES, BA, N, RN

Ref: Ramadori (1985a), Raithelhuber (1977, 1988, 1991, 2000a, 2004), Singer (1953b, 1954, 1969), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1880a, 1899, 1908, 1919), Wright & Albertó (2002).

***Coprinus* Pers.**

Coprinus rufopruinatus Romagn., *Bull. Trimestrielle Soc. Mycol. France* **92**(2): 204, 1976.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

***Crepidotus* (Fr.) Staude**

Crepidotus australis Singer, *Beih. Nova Hedwigia* **44**: 478, 1973.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (2004), Singer (1973a), Wright & Wright (2005).

Crepidotus calolepis subsp. ***tigrensis*** (Speg.) Singer, *Beih. Nova Hedwigia* **44**: 471, 1973.

≡ *Agaricus (Crepidotus) tigrensis* Speg., 1881.

Dist: MNES, BA, CBA

Ref: Farr (1973), Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1974, 1988, 1991, 2004), Singer (1947, 1950a, 1973a), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1881, 1926a, 1926b), Wright & Albertó (2002).

Crepidotus nephrodes (Berk. & M.A. Curtis) Sacc., *Syll. fung.* **5**: 882, 1887.

≡ *Agaricus nephrodes* Berk. & M.A. Curtis, 1853.

Dist: T, MNES, ER, N, RN, TF

Ref: Horak (1964a), Raithelhuber (1988, 1991, 2004), Singer (1953b, 1954, 1973a), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2002), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Crepidotus palmarum Singer, *Lilloa* **25**: 406, 1952 [1951].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1988, 1991, 2004), Singer (1953a, 1973a), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Crepidotus quitensis Pat., *Syll. fung.* **11**: 63, 1895.

Dist: S, T, MNES

Ref: Horak (1964a), Raithelhuber (1988, 1991, 2004), Singer (1953a, 1973a), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Crepidotus quitensis f. ***mixta*** Singer, *Lilloa* **25**: 408, 1952 [1951].

Dist: MNES

Ref: Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Crinipellis Pat.

Crinipellis missionensis Singer, *Lilloa* **25**: 226, 1952 [1951].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1976), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Cyclocybe Valen.

Cyclocybe cylindracea (DC.) Vizzini & Angelini, *Index Fungorum* **154**: 1, 2014.

≡ *Agaricus cylindraceus* DC., 1815.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Cyclocybe wrightii (Uhart & Albertó) Uhart, Niveiro & Albertó, *Rodriguesia* **71**(e02272018): 23, 2020.

≡ *Agrocybe wrightii* Uhart & Albertó, 2009.

Dist: MNES.

Ref: Uhart & Albertó (2009), Niveiro et al. (2020b).

Cyptotrama Singer

Cyptotrama asprata (Berk.) Redhead & Ginns, *Can. J. Bot.* **58**(6): 731, 1980.

≡ *Agaricus aspratus* Berk., 1847.

Dist: MNES, BA

Ref: Moreno & Albertó (1996), Niveiro et al. (2010), Wright & Albertó (2002).

Cystolepiota Singer

Cystolepiota adulterina (F.H. Møller) Bon, *Doc. Mycol.* **6**(24): 43, 1976.

≡ *Lepiota adulterina* F.H. Møller, 1959 [1957-58].

Dist: MNES

Ref: Niveiro et al. (2010).

Dactylosporina (Cléménçon) Dörfelt

Dactylosporina steffenii (Rick) Dörfelt, *Feddes Repert. Spec. Nov. Regni Veg.* **96**(3): 237, 1985.

≡ *Tricholoma steffenii* Rick, 1930.

= *Oudemansiella steffenii* (Rick) Singer, 1953.

Dist: T, MNES, BA

Ref: Raithelhuber (1979, 1987, 1991, 2004), Singer (1964), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2002).

Entoloma (Fr.) P. Kumm.

Entoloma howellii (Peck) Dennis, *Bull. trimest. Soc. mycol. Fr.* **69**(2): 159, 1953.

≡ *Nolanea howellii* Peck, 1911 [1910].

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Entoloma olivaesimile E. Horak, *Sydowia* **35**: 87, 1982.

Dist: MNES

Ref: Horak (1982), Raithelhuber (1987, 1991, 2004).

Entoloma pampeanum Speg., *Anales Mus. Nac. Buenos Aires* **6**: 119, 1899 [1898].

Dist: MNES, BA, N, RN, TF

Ref: Farr (1973), Horak (1978, 1980), Raithelhuber (1977, 1987, 1991, 2004), Singer (1969), Spegazzini (1899a).

Entoloma permutatum E. Horak, *Sydowia* **30**(1-6): 62, 1978) [1977].

Dist: MNES

Ref: Grassi et al. (2016).

Entoloma pruinatum E. Horak, *Cryptog. Mycol.* **4**(1): 23, 1983.

Dist: MNES

Ref: Horak (1983), Raithelhuber (1991, 2004).

Galerina Earle

Galerina mycenaeformis B.E. Lechner & J.E. Wright, *Fungal Diversity* **21**: 136, 2006.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008).

Galerina velutipes Singer, *Mon. Gal.*: 284, 1964.

Dist: MNES

Ref: Horak (1992), Raithelhuber (1991, 2004), Smith & Singer (1964).

Gloiocephala Masee

Gloiocephala spathularia Singer, *Sydowia* **14**: 271, 1960.

Dist: S, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1960b, 1976), Wright & Wright (2005).

Gymnopilus P. Karst.

Gymnopilus earlei Murrill, *Mycologia* **5**(1): 22, 1913.

Dist: MNES

Ref: Wright et al. (2008), Wright and Wright (2005).

Gymnopilus lepidotus Hesler, *Mycol. Mem.* **3**: 40, 1969.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Gymnopus (Pers.) Roussel

Gymnopus dryophilus (Bull.) Murrill, *N. Amer. Fl.* (New York) **9**(5): 362, 1916.

≡ *Agaricus dryophilus* Bull., 1790.

Dist: T, MNES, CBA, BA, RN, TF

Ref: Horak (1980), Raithelhuber (1977, 1987, 1991, 1992e, 2004), Singer (1953b, 1969), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2002), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Heliomyces Lév. (= *Marasmius* Fr.)

Heliomyces etrabeculatus Speg., *Bol. Acad. Ci. (Córdoba)* **23**(3-4): 384-386, 1919.

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Singer (1950a, 1951b), Spegazzini (1926b).

Hemimycena Singer

Hemimycena longipleurocystidiata Niveiro, Popoff & Albertó, *Phytotaxa* **177** (1): 50, 2014.

Dist: MNES.

Ref: Niveiro et al. (2014b).

Hiatula (Fr.) Mont. [= *Mycena* (Pers.) Roussel]

Hiatula benzonii (Fr.) Sacc., *Syll. fung.* **5**: 305, 1887.

≡ *Agaricus benzonii* Fr., 1828.

Dist: MNES

Ref: Spegazzini (1909).

Hohenbuehelia Schulzer

Hohenbuehelia angustata (Berk.) Singer, *Lilloa* **22**: 255, 1951.

≡ *Panus angustatus* Berk., 1847.

Dist: J, T, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 1994d, 2004), Singer (1953b), Singer & Digilio (1952), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Hohenbuehelia atrocoerulea f. ***portegna*** (Speg.) Singer, *Lilloa* **25**: 112, 1951.

≡ *Agaricus portegnus* Speg., 1881.

Dist: S, CAT, MNES, BA, TF

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1974, 1987, 1991, 1994d, 2004), Singer (1950a), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1881, 1902, 1912, 1926b), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Hohenbuehelia nigra (Schwein.) Singer, *Lilloa* **22**: 256, 1951 [1949].

≡ *Agaricus niger* Schwein., 1822.

Dist: T, MNES, BA

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 1994d, 2004), Singer (1969), Singer & Digilio (1952), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Hohenbuehelia paraguayensis (Speg.) Singer, *Lilloa* **25**: 467, 1952.

≡ *Pleurotus paraguayensis* Speg., 1922.

Dist: T, MNES

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 1994d, 2004), Singer (1951b), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Hygroaster Singer

Hygroaster iguazuensis B.E. Lechner & J.E. Wright, *Mycotaxon* **91**: 10, 2005.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2005), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Hypholoma (Fr.) P. Kumm. [= *Psilocybe* (Fr.) P. Kumm.]

Hypholoma trinitense (Dennis) Pegler, *Kew Bull., Addit. Ser.* **9**: 509, 1983.

≡ *Pholiota trinitensis* Dennis, 1970.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Laccaria Berk. & Broome

Laccaria cyanolamellata B.E. Lechner & J.E. Wright, *Fungal Diversity* **21**: 132, 2006.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008).

Lactarius Pers.

Lactarius deliciosus (L.) Gray, *Nat. Arr. Brit. Pl.* (London) **1**: 624, 1821.

≡ *Agaricus deliciosus* L., 1753.

Dist: MNES, BA, AP

Ref: Barroetaveña (2006), Niveiro et al. (2009), Raithelhuber (2004), Wright & Albertó (2002).

Lactocollybia Singer

Lactocollybia epia (Berk. & Broome) Pegler, *Kew Bull., Addit. Ser.* **12**: 77, 1986.

≡ *Agaricus epius* Berk. & Broome, 1871.

Dist: S, T, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 1992d, 2004), Singer (1970), Singer & Digilio (1952).

Lactocollybia microspora Singer, *Sydowia* **15**:51, 1962 [1961].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 1992d, 2004), Singer (1961, 1970), Wright & Wright (2005).

Lentinellus P. Karst.

Lentinellus castoreus (Fr.) Kühner & Maire, *Bull. Trimestriel Soc. Mycol. France* **50**: 16, 1934.

≡ *Lentinus castoreus* Fr., 1838 [1836-1838].

Dist: MNES, T, BA

Ref: Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2002).

Lentinus Fr.

Lentinus berteroi (Fr.) Fr., *Syst. Orb. Veg.* (Lundae) **1**: 77, 1825.

≡ *Agaricus bertieri* Fr., 1821.

Dist: S, T, MNES, ER, BA

Ref: Pegler (1983), Raithelhuber (2004), Spegazzini (1909, 1919, 1926b), Wright & Albertó (2002), Wright & Wright (2005).

Lentinus crinitus (L.) Fr., *Syst. Orb. Veg.* (Lundae) **1**: 77, 1825.

≡ *Agaricus crinitus* L., 1763.

Dist: S, MNES, ER, BA

Ref: Pegler (1983), Raithelhuber (1991), Singer (1950a), Singer & Digilio (1952).

Lentinus fasciatus Berk., *J. Bot. (Hooker)* **2**: 146, 1840.

Dist: MNES

Ref: Singer (1951b), Spegazzini (1926b).

Lentinus scleropus (Pers.) Fr., *Syn. generis Lentinus*: 10, 1836.

≡ *Agaricus scleropus* Pers., 1827.

Dist: MNES, FSA

Ref: Raithelhuber (1987, 2004), Singer (1950a), Singer & Digilio (1952).

Lentinus strigellus Berk., *J. Linn. Soc., Bot.* **10**(45): 302, 1868.

Dist: T, MNES, CH

Ref: Farr (1973), Lechner et al. (2006), Pegler (1983), Raithelhuber (1987, 1991), Singer (1951b), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1899a, 1919), Wright & Wright (2005).

Lentinus strigosus (Schwein.) Fr., *Epicr. syst. mycol. (Upsaliae)*: 388, 1838 [1836].

≡ *Agaricus strigosus* Schwein., 1822.

Dist: J, S, T, CAT, MNES, CH, BA

Ref: Pegler (1983), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1951b), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1919, 1926b), Wright & Wright (2005).

Lentinus swartzii Berk., *J. Bot. (Hooker)* **2**: 632, 1843.

Dist: S, T, MNES, BA

Ref: Farr (1973), Pegler (1983), Raithelhuber (1974, 1987, 1991, 2004), Singer (1950a, 1951b), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1880a, 1899a), Wright & Albertó (2002), Wright & Wright (2005).

Lentinus velutinus Fr., *Linnaea* **5**: 510, 1830.

Dist: S, T, MNES, BA

Ref: Moreno & Albertó (1996), Pegler (1983), Raithelhuber (1974, 1987, 1991), Spegazzini (1899a, 1919), Wright & Wright (2005).

Lepiota (Pers.) Gray

Lepiota gigantea Speg., *Anales Mus. Nac. Buenos Aires* **19**(12): 260, 1909.

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Spegazzini (1909).

Lepiota helveola Bres., *Fung. Trident.* **1**(1): 15, 1882 [1881].

Dist: MNES, BA

Ref: Ramarodi (1985), Wright et al (2008), Wright & Wright (2005).

Lepiota sulfureofloccosa Speg., *Anales Mus. Nac. Buenos Aires* **19**(12): 261, 1909.

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Spegazzini (1909).

Lepista (Fr.) W. G. Sm.

Lepista nuda (Bull.) Cooke, *Handbook of British Fungi* **1**: 192 (1871).

≡ *Agaricus nudus* Bull., 1790.

Dist: MNES, ER, BA, N, RN, TF

Ref: Ramarodi (1985a, 1992), Raithelhuber (1974, 1977, 1987, 1991, 1992b, 2004), Singer (1969), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Leucoagaricus Locq. ex Singer

Leucoagaricus rickianus (Speg.) Singer, *Beih. Sydowia* **7**: 68, 1973.

≡ *Lepiota rickiana* Speg., 1919.

Dist: T, MNES

Ref: Farr (1973), Singer (1973), Spegazzini (1899a, 1926b).

Leucoagaricus rubrosquamosus (Rick) Singer, *Lilloa* **22**: 422, 1951 [1949].

≡ *Lepiota rubrosquamosa* Rick, 1920.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al (2008), Wright & Wright (2005).

Leucocoprinus Pat.

Leucocoprinus birnbaumii (Corda) Singer, *Sydowia* **15**: 67. 1962.

≡ *Agaricus birnbaumii* Corda, 1839.

Dist: Ch, CTES, MNES, T, SF, BA.

Ref: Catania (1998), Wright & Albertó (2002), Campi Gaona et al. (2015).

Leucocoprinus cretaceus (Bull.) Locq., *Bull. Mens. Soc. Linn.* **14**: 93, 1945.

≡ *Agaricus cretaceus* Bull., 1788.

Dist: CTES, MNES.

Ref: Niveiro et al. (2012a).

Leucocoprinus fragilissimus (Rav. ex Berk. & M. A. Curtis) Pat., *Essai Taxon.*: 171. 1900.

≡ *Hiatula fragilissima* Rav., 1853.

Dist: CTES, MNES.

Ref: Niveiro et al. (2012a).

Leucocoprinus tenellus (Boud.) Locq., *Bull. mens. Soc. linn. Soc. Bot. Lyon* **12**: 95, 1943.

≡ *Lepiota tenella* Boud., 1905.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Leucopaxillus Boursier

Leucopaxillus gracillimus Singer & A.H. Sm., *Pap. Michigan Acad. Sci.* **28**: 131, 1943 [1942].

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Singer & Digilio (1952), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Lulesia Singer

Lulesia lignicola B.E. Lechner & J.E. Wright, *Fungal Diversity* **21**: 133, 2006.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008).

Macrolepiota Joss.

Macrolepiota mastoidea (Fr.) Singer, *Lilloa* **22**: 417, 1951.

≡ *Agaricus mastoideus* Fr., 1821.

Dist: MNES, BA

Ref: Ramarodi (1995), Wright & Wright (2005).

Macrolepiota gracilentata var. ***goossensiae*** (Beeli) Heinem., *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* **39**:211, 1969.

≡ *Lepiota goossensiae* Beeli, 1927.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008).

Marasmiellus Murrill

Marasmiellus bonaerensis (Speg.) Singer, *Beih. Nova Hedwigia* **44**: 179, 1973.

≡ *Marasmius bonaerensis* Speg., 1899 [1898].

Dist: MNES, BA

Ref: Farr (1973), Raihelhuber (2004), Singer (1951b, 1973a), Spegazzini (1899a), Wright & Wright (2005).

Marasmiellus coilobasis (Berk.) Singer, *Beih. Nova Hedwigia* **44**: 30, 1973.

≡ *Marasmius coilobasis* Berk., 1856.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Marasmiellus concolor (Berk. & M.A. Curtis) Singer ex Singer, *Sydowia* **9**: 392, 1955.

≡ *Marasmius concolor* Berk. & M.A. Curtis, 1868.

Dist: MNES

Ref: Wright & Wright (2005).

Marasmiellus eburneus (Theiss.) Singer, *Sydowia* **15**: 57, 1962 [1961].

≡ *Marasmius eburneus* Theiss., 1909.

Dist: MNES

Ref: Raihelhuber (2004), Singer (1973a).

Marasmiellus gilvus (Pat.) Singer, *Sydowia* **9**: 383, 1955.

≡ *Marasmius gilvus* Pat., 1893.

Dist: MNES

Ref: Raihelhuber (2004), Singer (1973a), Wright & Wright (2005).

Marasmiellus iguazuensis Singer, *Lilloa* **22**: 328, 1973.

Dist: MNES

Ref: Raihelhuber (2004), Singer (1973a), Wright & Wright (2005).

Marasmiellus microscopicus (Speg.) Singer, *Lilloa* **25**: 162, 1951.

≡ *Agaricus microscopicus* Speg., 1883.

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1951b), Singer & Digilio (1952).

Marasmiellus misionensis Singer, *Lilloa* **22**: 329, 1973.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (2004), Singer (1973a).

Marasmiellus oligocinsulae Murrill, *Bull. Torrey Bot. Club* **66**: 160, 1939.

Dist: MNES

Ref: Singer (1951b), Wright & Wright (2005).

Marasmiellus rugulosus (Berk. & M.A. Curtis) Singer, *Pap. Michigan Acad. Sci.* **32**: 130, 1946.

≡ *Marasmius rugulosus* Berk. & M.A. Curtis, 1868.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 2004), Singer (1973a), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Marasmiellus tener Singer, *Beih. Nova Hedwigia* **44**: 333, 1973.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (2004), Singer (1973a).

Marasmiellus umbonifer Singer, *Beih. Nova Hedwigia* **44**: 333, 1973.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (2004), Singer (1973a).

Marasmiellus vinosus Singer, *Rev. Mycol. (Paris)* **18**(1): 10, 1953.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1953a, 1973a), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Marasmiellus volvatus Singer, *Fieldiana Botany* **21**: 37, 1989.

Dist: MNES.

Ref: Niveiro et al. (2015a).

***Marasmius* Fr.**

Marasmius androsaceus* var. *androsaceus (L.) Fr., *Epicr. syst. mycol. (Upsaliae)*: 385, 1838) [1836-1838].

≡ *Agaricus androsaceus* L., 1753.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Marasmius araucariae Singer, *Sydowia* **18**: 319, 1965 [1964].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976).

- Marasmius berteroi* (Lév.) Murrill, *N. Amer. Fl.* (New York) **9**(4): 267, 1915.
 ≡ *Heliomyces berteroi* Lév., 1844.
 Dist: S, T, MNES
 Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1950a, 1965b, 1976), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).
- Marasmius berteroi* var. *major* Singer, *Sydowia* **18**: 249, 1965 [1964].
 Dist: T, MNES
 Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1976).
- Marasmius brevipes* Berk. & Ravenel, *Ann. Mag. Nat. Hist.* **12**: 426, 1853 [1853-1859].
 Dist: MNES
 Ref: Wright & Wright (2005).
- Marasmius caespitosus* Peck, *Syll. fung.* **5**: 507, 1873.
 Dist: MNES
 Ref: Spegazzini (1926b).
- Marasmius caespitosus* var. *hymenorhizus* Speg., *Bol. Acad. Ci.* (Córdoba) **28**: 291, 1926.
 Dist: MNES
 Ref: Farr (1973), Spegazzini (1926b).
- Marasmius cladophyllus* Berk., *Hooker's J. Bot. Kew Gard. Misc.* **8**: 138, 1856.
 Dist: MNES
 Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976).
- Marasmius cohortalis* Berk., *Syll. fung.* **5**: 516, 1887.
 Dist: T, MNES
 Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).
- Marasmius cohortalis* var. *hymeniicephalus* (Speg.) Singer, *Sydowia* **12**: 89, 1959 [1958].
 ≡ *Agaricus hymeniicephalus* Speg., 1883.
 Dist: T, MNES, BA
 Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991), Singer (1965b, 1976).
- Marasmius concolor* Berk. & M.A. Curtis, *J. Linn. Soc., Bot.* **10**(45): 299, 1868.
 Dist: MNES
 Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer & Digilio (1952).
- Marasmius corrugatus* var. *aurantiacus* (Murrill) Singer, *Fl. Neotrop. Monogr.* **17**: 193, 1976.
 ≡ *Gymnopus aurantiacus* Murrill, 1939.
 Dist: MNES
 Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976).

Marasmius corrugatus var. *portonovensis* Singer, *Fl. Neotrop. Monogr.* **17**: 195, 1976.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976), Wright & Wright (2005).

Marasmius crinis-equi F. Muell. ex Kalchbr., *Grevillea* **8**: 153, 1880.

Dist: FSA, MNES

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1951b, 1965b, 1976), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1909), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Marasmius eucladopus Singer, *Sydowia* **18**(1-6): 169, 338, 1965 [1964].

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Marasmius haematocephalus (Mont.) Fr., *Epicr. syst. mycol.* (Upsaliae): 382, 1838.

≡ *Agaricus haematocephalus* Mont., 1837.

Dist: J, T, MNES, CBA

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1909), Wright et al. (2008).

Marasmius haematocephalus var. *atroviolaceus* Singer, *Sydowia* **18**: 300, 1965 [1964].

Dist: S, T, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991), Singer (1965b).

Marasmius haematocephalus var. *leucophyllus* Singer, *Fl. Neotrop. Monogr.* **17**: 214, 1976.

Dist: S, T, MNES

Ref: Singer (1976).

Marasmius haematophilus (Mont.) Singer

Dist: MNES

Ref: Wright & Wright (2005).

Obs. Aparentemente *M. haematophilus* nunca fue publicado, Wright & Wright (2005) probablemente se confundieron al escribir *M. haematocephallus* (Mont.) Fr.

Marasmius leoninus Berk., *Hooker's J. Bot. Kew Gard. Misc.* **8**: 135, 1856.

Dist: MNES, CTES, CBA

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976).

Marasmius marthae Singer, *Sydowia* **12**: 137, 1959 [1958].

Dist: T, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Marasmius misionensis Singer, *Sydowia* **18**: 190, 1965 [1964].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976), Wright & Wright (2005).

- Marasmius neosessilis* Singer, *Sydowia* **9**:392, 1955.
Dist: MNES
Ref: Raithelhuber (1987), Singer (1965b), Wright & Wright (2005).
- Marasmius niveus* Mont., *Ann. Sci. Nat., Bot.* **1**: 117, 1854.
Dist: MNES
Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).
- Marasmius pallenticeps* Singer, *Fl. Neotrop. Monogr.* **17**: 127, 1976.
Dist: MNES
Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1976).
- Marasmius pallipes* Speg., *Anales Soc. Ci. Argent.* **16**(6): 272, 1883.
Dist: S, MNES, BA.
Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1899a, 1909), Wright & Wright (2005).
- Marasmius paucifolius* Murrill, *N. Amer. Fl.* (New York) **9**(4): 262, 1915.
Dist: MNES
Ref: Singer (1965b).
- Marasmius phaeocystis* Singer, *Nova Hedwigia* **29**(1-2): 111, 1976.
Dist: MNES
Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1976).
- Marasmius poromycenoides* Singer, *Sydowia* **18**:226, 1965 [1964].
Dist: MNES
Ref: Raithelhuber (1987, 1991), Singer (1965b, 1976), Wright & Wright (2005).
- Marasmius rhabarberinus* Berk., *Hooker's J. Bot. Kew Gard. Misc.* **8**: 135, 1856.
Dist: MNES
Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1965b, 1976), Wright & Wright (2005).
- Marasmius rhodocephalus* Fr., *Syll. fung.* **5**: 552, 1887.
Dist: MNES, CBA
Ref: Spegazzini (1926a, 1926b).
- Marasmius rotalis* Berk. & Broome, *Journ. Linn. Soc., Bot.* **14**:40, 1875.
Dist: MNES
Ref: Raithelhuber (1991, 2004), Singer (1965b), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).
- Marasmius rotula* (Scop.) Fr., *Epicr. syst. mycol.* (Upsaliae): 385, 1838.
≡ *Agaricus rotula* Scop., 1772.
Dist: MNES, BA
Ref: Ramarodi (1985c), Wright & Wright (2005).

Marasmius sanguirota var. *paucilarnellatus* (Singer) Singer, *Fl. Neotrop. Monogr.* **17**: 137, 1976.

≡ *Marasmius marthae* var. *paucilamellatus* Singer, 1959.

Dist: T, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1976), Wright & Wright (2005).

Marasmius spaniophyllus var. *iguazuensis* (Singer) Singer, *Sydowia* **18**: 210, 1965.

≡ *Marasmius iguazuensis* Singer, 1952 [1951].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991), Singer (1965b, 1976), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Marasmius spegazzinii Sacc. & P. Syd., *Syll. fung.* **14**: 117, 1899.

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1951b, 1965b, 1976), Singer & Digilio (1952), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Marasmius tenuissimus (Jungh.) Singer, *Fl. Neotrop. Monogr.* **17**: 258, 1976.

≡ *Pleurotus tenuissimus* Jungh., 1887.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1991, 2004).

Marasmius trichorhizus var. *pallenticeps* Singer, *Sydowia* **18**: 178, 1965 [1964].

Dist: MNES

Ref: Singer (1965b).

Obs: *Marasmius trichorhizus* es un sinónimo de *M. crinis-equis*.

Marasmius viegasii Singer, *Bol. Supta Serv. Café S. Paulo* **32**: 369, 1957.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Melanoleuca Pat.

Melanoleuca balansae (Speg.) Singer, *Lilloa* **23**: 177, 1950.

≡ *Agaricus balansae* Speg., 1883.

Dist: MNES, FSA

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 1992e, 2004), Singer (1950a).

Melanotus Pat. [= *Psilocybe* (Fr.) P. Kumm.]

Melanotus eccentricus (Murrill) Singer, *Lilloa* **13**: 87, 1947.

≡ *Crepidotus eccentricus* Murrill, 1917.

Dist: MNES

Ref: Wright & Wright (2005).

Micropsalliota Höhn.

Micropsalliota cardinalis Heinem., *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.* **59**(3-4): 459, 1989. Dist: MNES

Ref: Heinemann (1993).

Mycena (Pers.) Roussel

Mycena alphetophora (Berk.) Sacc., *Syll. fung.* (Abellini) **5**: 290, 1887.

≡ *Agaricus alphetophorus* Berk., 1876 [1877].

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Mycena granulifera Maas Geest. & de Meijer, *Verh. KonNed. Akad. Wetensch., Afd. Natuurk., Sect. 2*, **97**: 122, 1997.

Dist: MNES

Ref: Wright et al. (2008).

Mycena holoporphyra (Berk. & M.A. Curtis) Singer, *Sydowia* **15**: 64, 1962.

≡ *Agaricus holoporphyrus* Berk. & M.A. Curtis, 1869.

Dist: MNES

Ref: Niveiro et al (2011).

Mycena moconensis Niveiro, Albertó & Desjardin, *Mycotaxon* **119**: 168, 2012

Dist: MNES.

Ref: Niveiro et al. (2012b).

Mycena niveipes (Murrill) Murrill, *Mycologia* **8**(4): 221, 1916.

≡ *Prunulus niveipes* Murrill, 1916.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright & Wright (2005).

Mycena paraguariensis (Speg.) Niveiro, Popoff & Albertó, *Cryptog. Mycol.* **38**(1): 128, 2017.

≡ *Agaricus paraguariensis* Sing., 1883.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005), Buyck et al. (2017).

Mycena paranaensis Maas Geest. & de Meijer, *Verh. Kon. Ned. Akad. Wetensch., Afd. Natuurk., Sect. 2*, **97**: 93, 1997.

Dist: MNES, BA

Ref: Moreno & Albertó (1996), Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (2004), Wright & Albertó (2002), Niveiro et al (2015b).

Mycena plectophylla (Mont.) Dennis, *Kew Bull., Addit. Ser.* **3**: 39, 1970.

≡ *Marasmius plectophyllus* Mont., 1854.

Dist: T, MNES, N

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 1992e), Singer (1950a), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1926b).

Mycena sosarum Singer, *Mycologia* **51**(3): 389, 1959.

Dist: T, MNES

Ref: Singer (1959), Wright & Wright (2005).

Mycena spinosissima (Singer) Desjardin, *Bibliotheca Mycol.* **159**: 15, 1995.

≡ *Marasmius spinosissimus* Singer, 1951.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Mycena subtenerrima Rick, *Brotéria* **24**: 100, 1930.

Dist: MNES

Ref: Niveiro et al. (2010).

Mycena vinosella Speg., *Bol. Acad. Ci. (Córdoba)* **28**: 285, 1926.

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Spegazzini (1926b).

Naucoria (Fr.) P. Kumm.

Naucoria microsperma Speg., *Bol. Acad. Ci. (Córdoba)* **28**: 322, 1926.

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Spegazzini (1926b).

Nothopanus Singer

Nothopanus eugrammus (Mont.) Singer, *Mycologia* **36**(4): 365, 1944.

≡ *Agaricus eugrammus* Mont., 1837.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004).

Oudemansiella Speg.

Oudemansiella canarii (Jungh.) Höhn., *Sitzungsber. Kaiserl. Akad. Wiss., Wien, Math.-Naturwiss. Cl., Abt. 1* **118**: 276, 1909.

≡ *Agaricus canarii* Jungh., 1838.

Dist: S, T, MNES, FSA, CH, ER, BA, "Patagonia".

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1979, 1987, 1991, 1995, 2004), Singer (1950a, 1964), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1880a, 1881, 1899a, 1926b), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Oudemansiella cubensis (Berk. & M. A. Curtis) R. H. Petersen, *Nova Hedwigia, Beih.* **137**: 283, 2010.

≡ *Agaricus (Amanita) cubensis* Berk. & M.A. Curtis, 1869.

= *Oudemansiella platensis* (Speg.) Speg., 1881.

Dist: BA, CTES, MNES.

Ref: Alberti et al. (2020b).

Panaeolus (Fr.) Quél

Panaeolus subbalteatus (Berk. & Broome) Sacc., *Syll. fung.* **5**: 1124, 1887.

≡ *Agaricus subbalteatus* Berk. & Broome, 1861.

Dist: MNES

Ref: Niveiro et al. (2010), Singer & Digilio (1952).

Panellus P. Karst.

Panellus pusillus (Pers. ex Lév.) Burds. & O.K. Mill., *Beih. Nova Hedwigia* **51**: 85, 1975.
≡ *Gloeoporus pusillus* Pers. ex Lév., 1844.

Dist: T, BA, MNES

Ref: Moreno & Albertó (1996), Singer (1950a, 1953a, 1953b), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2006), Wright & Wright (2005).

Panus Fr.

Panus similis (Berk. & Broome) T.W. May & A.E. Wood, *Mycotaxon* **54**: 148, 1995.
≡ *Lentinus similis* Berk. & Broome, 1875.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2005a), Wright & Wright (2005).

Panus tephroleucus (Mont.) T.W. May & A.E. Wood, *Mycotaxon* **54**: 148, 1995.
≡ *Lentinus tephroleucus* Mont., 1851.

Dist: S, T, MNES

Ref: Raithelhuber (1991, 2004), Singer (1950a), Singer & Digilio (1952).

Phaeomarasmius Scherff.

Phaeomarasmius ciliatus Singer, *Sydowia* **7**: 250, 1953.

Dist: MNES, N, RN, TF

Ref: Horak (1980), Raithelhuber (1988, 1991, 2004), Singer (1953a, 1954, 1969), Singer & Digilio (1952), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Pholiotina Fayod

Pholiotina septentrionalis (A.H. Sm.) Singer, *Sydowia* **4**: 143, 1950.

≡ *Pholiota septentrionalis* A.H. Sm., 1935.

Dist: MNES

Ref: Wright & Wright (2005).

Pleurocollybia Singer

Pleurocollybia praemultifolia (Murrill) Singer, *Mycologia* **39**(1): 80, 1947.

≡ *Gymnopus praemultifolius* Murrill, 1945 [1944].

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006).

Pleurotus (Fr.) P. Kumm.

Pleurotus albidus (Berk.) Pegler, *Kew Bull., Addit. Ser.* **10**: 219, 1983.

≡ *Lentinus albidus* Berk., 1843.

Dist: S, T, MNES, CBA, BA

Ref: Albertó et al. (2002), Farr (1973), Lechner et al. (2004, 2005b), Raithelhuber (1974, 1987, 1991, 2000a, 2004), Singer (1950a, 1951b), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1880a, 1880b, 1880c, 1899a, 1919, 1926b), Wright & Albertó (2002), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Pleurotus djamor (Rumph. ex Fr.) Boedijn, *Rumphius Memorial Volume*: 292, 1959.

≡ *Agaricus djamor* Rumph. ex Fr., 1821.

Dist: MNES, BA

Ref: Lechner et al. (2004, 2005b), Spegazzini (1880c), Wright & Wright (2005).

Pleurotus djamor var. *cyathiformis* Corner, *Beih. Nova Hedwigia* **69**: 123, 1981.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2004).

Pleurotus djamor var. *roseus* Corner, *Beih. Nova Hedwigia* **69**: 124, 1981.

Dist: MNES, BA

Ref: Lechner et al. (2004, 2005b), Wright et al. (2008).

Pleurotus pulmonarius (Fr.) Quéf., *Mém. Soc. Émul. Montbéliard*, Sér. 2 **5**: 11, 1872.

≡ *Agaricus pulmonarius* Fr., 1821.

Dist: MNES, BA

Ref: Lechner et al. (2003, 2004, 2005b), Raithelhuber (1991, 2004), Spegazzini (1899a), Wright & Albertó (2002).

Pluteus Fr.

Pluteus aethalus (Berk. & M.A. Curtis) Sacc., *Syll. fung.* **5**: 674, 1887.

≡ *Agaricus aethalus* Berk. & M.A. Curtis, 1868.

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer & Digilio (1952), Wright & Wright (2005).

Pluteus caldariorum Henn., *Verh. Bot. Vereins. Prov. Brandenburg* **40**: 139, 1899 [1898].

Dist: MNES

Ref: Wright & Wright (2005).

Pluteus polycystis Singer, *Lloydia* **21**: 271, 1959 [1958].

Dist: MNES

Ref: Singer (1959a), Wright & Wright (2005).

Pluteus riberalensis var. *missionensis* Singer, *Sydowia* **15**: 131, 1962 [1961].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1991, 2004), Singer (1962), Wright & Wright (2005).

Pluteus rimosellus Singer, *Lilloa* **25**: 262, 1952 [1951].

Dist: MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1959a), Singer & Digilio (1952).

Pluteus subcervinus (Berk. & Broome) Sacc., *Syll. fung.* **5**: 666, 1887.

≡ *Agaricus subcervinus* Berk. & Broome 1871.

Dist: MNES

Ref: Lechner et al. (2006), Wright & Wright (2005).

Pluteus xylophilus (Speg.) Singer, *Lilloa* 22: 405, 1951 [1949].

≡ *Entoloma xylophilum* Speg., 1926.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Pouzarella Mazzer

Pouzarella sepiaceobasalis (E. Horak) T.J. Baroni, *N. Amer. Fung.* 3(7): 260, 2008.

≡ *Pouzaromyces sepiaceobasalis* E. Horak, 1983.

Dist: MNES

Ref: Horak (1983).

Psathyrella (Fr.) Quél.

Psathyrella candolleana (Fr.) Maire, *Bull. Soc. Mycol. France* 29: 185, 1913.

≡ *Agaricus candolleanus* Fr., 1818.

Dist: T, MNES, CBA, BA, TF, AP

Ref: Horak (1967), Ramadori (1992, 1995), Raithelhuber (1974, 1988, 1991, 2000a, 2004), Singer (1969), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1880c, 1887a, 1887b, 1919, 1926a, 1926b), Wright & Albertó (2002).

Psilocybe (Fr.) P. Kumm.

Psilocybe coronilla (Bull.) Noordel., *Persoonia* 16(1): 128, 1995.

≡ *Agaricus coronilla* Bull., 1792.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Psilocybe cubensis (Earle) Singer, *Sydowia* 2(1-6): 37, 1948.

≡ *Stropharia cubensis* Earle, 1906.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Psilocybe squalens (Fr.) P. Karst., *Syll. fung.* 5: 1054, 1887.

≡ *Agaricus squalens* Fr., 1838.

Dist: MNES

Ref: Spegazzini (1926b).

Resupinatus Nees ex Gray

Resupinatus applicatus (Batsch) Gray, *Nat. Arr. Brit. Pl.* (London) 1: 617, 1821.

≡ *Agaricus applicatus* Batsch, 1786.

Dist: T, MNES, BA, N, RN, TF

Ref: Horak (1967, 1980), Niveiro et al. (2010), Raithelhuber (1987, 1991, 1994d, 2004), Singer (1954), Spegazzini (1880b, 1887a, 1887b, 1909, 1919, 1926b), Wright & Albertó (2002).

Resupinatus striatulus (Pers.) Murrill, *N. Amer. Fl.* (New York) 9(4): 242, 1915.

≡ *Agaricus striatulus* Pers., 1801.

Dist: MNES, TF

Ref: Niveiro et al. (2010), Singer (1969).

Russula Pers.

Russula puiggarii (Speg.) Singer, *Lilloa* **23**: 239, 1950.

≡ *Clitocybe puiggarii* Speg. (1889).

Dist: MNES

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer (1950a, 1950b), Singer & Digilio (1952).

Schizophyllum Fr.

Schizophyllum commune Fr., *Observ. mycol.* (Havniae) **1**: 103, 1815.

Dist: J, S, T, CAT, MNES, CH, CTES, ER, MZA, CBA, BA, N, RN

Ref: Horak (1967), Raithelhuber (1974, 1987, 1991), Singer (1950a, 1953b, 1954), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1880c, 1887a, 1899a, 1919, 1926a, 1926b), Wright & Albertó (2002).

Stropharia (Fr.) Quél.

Stropharia rugosoannulata Farl. ex Murrill, *Mycologia* **14**(3): 139, 1922.

Dist: T, MNES, BA

Ref: Raithelhuber (1974, 1988, 2004), Singer & Digilio (1952), Wright & Albertó (2002), Wright et al. (2008), Wright & Wright (2005).

Stropharia semiglobata (Batsch) Quél., *Mém. Soc. Émul. Montbéliard*, Sér. 2 **5**: 143, 1872.

≡ *Agaricus semiglobatus* Batsch, 1786.

Dist: S, T, MNES, CBA, BA, MZA, N, RN, TF, IM

Ref: Horak (1967, 1980), Niveiro et al. (2010), Ramadori (1985b, 1992), Raithelhuber (1991, 2004), Singer (1954, 1969), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1887a, 1887b, 1899, 1919, 1926a, 1926b), Watling & Richardson (2010), Wright & Albertó (2002).

Tephrocye Donk

Tephrocye fibrillosa (Singer) Raithelh., *Metrodiana* **19**(2): 58, 1992.

≡ *Calocybe fibrillosa* Singer, 1950.

Dist: T, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 1992a, 2004), Singer (1950b), Singer & Digilio (1952).

Tetrapyrgos E. Horak

Tetrapyrgos alba (Berk. & M.A. Curtis) E. Horak, *Sydowia* **39**: 101, 1987 [1986].

≡ *Laschia alba* Berk. & M.A. Curtis, 1868.

= *Campanella alba* (Berk. & M.A. Curtis) Singer, 1945.

Dist: MNES, AP

Ref: Raithelhuber (1991, 2004), Singer (1969, 1975), Wright & Wright (2005).

Tetrapyrgos nigripes (Schwein.) E. Horak, *Sydowia* **39**: 102, 1987 [1986].

≡ *Agaricus nigripes* Schwein., 1822.

Dist: S, T, MNES, BA, CH

Ref: Farr (1973), Horak (1983), Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Ramirez et al. (2013), Singer (1951b, 1973), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1926b), Wright & Wright (2005).

Tetrapyrgos subdendrophora (Redhead) E. Horak, *Sydowia* **39**: 103, 1987 [1986].

≡ *Campanella subdendrophora* Redhead, 1974.

Dist: MNES.

Ref: Grassi et al. (2016).

Trogia Fr.

Trogia icterina (Singer) Corner, *Monogr. Cantharelloid Fungi*: 218, 1966.

≡ *Marasmiellus icterinus* Singer, 1948.

Dist: S, T, CAT, MNES

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 1992c, 2004), Singer (1959, 1970), Singer & Digilio (1952), Wright et al. (2008).

Volvariella Speg.

Volvariella bombycina (Schaeff.) Singer, *Lilloa* **22**: 401, 1951 [1949].

≡ *Agaricus bombycinus* Schaeff. 1774.

Dist: T, MNES, BA

Ref: Raithelhuber (1987, 1991, 2004), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1880, 1908, 1926b).

Volvariella taylorii (Berk. & Broome) Singer, *Lilloa* **22**: 401. 1951 [1949].

≡ *Agaricus taylorii* Berk. & Broome, 1854.

Dist: S, T, J, MNES.

Ref: Niveiro et al. (2017).

Xeromphalina Kühner & Maire

Xeromphalina tenuipes (Schwein.) A.H. Sm., *Pap. Michigan Acad. Sci.* **38**: 84, 1953.

≡ *Collybia tenuipes* Schwein., 1887.

Dist: T, CAT, MNES

Ref: Farr (1973), Raithelhuber (1991), Ramirez et al. (2013), Singer (1950a, 1953b, 1965a), Singer & Digilio (1952), Spegazzini (1926b).

Anexo 2. Lista de ejemplares de hongos agaricoides a partir de los que se realizó la extracción de ADN, amplificación de la región ITS y posterior secuenciación, indicando aquellos materiales de los cuales se obtuvieron secuencias.

Voucher	Localidad	Familia	Género o especie	Secuencia
CTES_IG1_4_7	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	—
CTES_IG1_3_2	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena</i> aff. <i>straminella</i>	Si
CTES_IG1_3_4	PN Iguazú	Psathyrellaceae	<i>Psathyrella</i>	—
CTES_IG1_3_5	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Collybia</i>	—
CTES_IG1_4_8	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Xeromphalina tenuipes</i>	—
CTES_IG2_2_1	PN Iguazú	Strophariaceae	<i>Stropharia</i>	—
CTES_IG2_2_11	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG2_2_12	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Pleurotus albidus</i>	—
CTES_IG2_2_13	PN Iguazú	Panaceae	<i>Panus</i>	Si
CTES_IG3_1_1	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Tetrapyrgos</i>	—
CTES_IG3_1_6	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	—
CTES_IG3_1_11	PN Iguazú	Omphalotaceae	<i>Gymnopus</i>	Si
CTES_IG3_1_13	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	Si
CTES_IG3_3_8	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG3_2_2	PN Iguazú	Entolomataceae	<i>Clitopilus</i>	Si
CTES_IG3_2_7	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	Si
CTES_IG3_2_16	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Gerronema</i>	Si
CTES_IG3-2-22	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Leucoagaricus</i>	—
CTES_IG3_4_1	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	—
CTES_IG3_4_14	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius spgazzinii</i>	Si
CTES_IG4_1_7	PN Iguazú	Strophariaceae	<i>Panaeolus</i> aff. <i>antillarum</i>	Si
CTES_IG4_1_8	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmiellus</i>	—
CTES_IG4_2_1	PN Iguazú	Callistosporaceae	<i>Callistosporium imbricatum</i>	Si
CTES_IG4_2_3	PN Iguazú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	Si
CTES_IG4_2_5	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	—
CTES_IG4_4_3	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	Si
CTES_IG4_4_8	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG4_4_9	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	Si
CTES_IG4_4_12	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG5_1_2	PN Iguazú	Omphalotaceae	<i>Gymnopus atlanticus</i>	—
CTES_IG5_1_11	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	—
CTES_IG5_3_7	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG5_4_1	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	—
CTES_IG5_4_3	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Neopaxillus</i>	—
CTES_IG5_4_9	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Gerronema</i>	Si
CTES_IG5_4_19	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Trogia cantharelloides</i>	Si
CTES_IG5_4_32	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius cladophyllus</i>	—
CTES_OS1_1_6	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius hygrophanus</i>	—
CTES_OS1_1_35	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius leucorotalis</i>	Si
CTES_OS1_3_13	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_OS1_3_14	RP Osununú	Omphalotaceae	<i>Gymnopus atlanticus</i>	Si
CTES_OS1_4_3	RP Osununú	Tricholomataceae	<i>Lepista</i>	—

CTES_OS1_4_8	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Gerronema</i>	–
CTES_OS1_4_14	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius hygrophanus</i>	–
CTES_OS1_4_22	RP Osununú	Entolomataceae	<i>Clitopilus</i>	Si
CTES_OS1_1_13	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Lactocollybia</i>	–
CTES_OS1_1_11	RP Osununú	Omphalotaceae	<i>Gymnopus</i>	Si
CTES_IG11_1_5	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius guaraniticus</i>	Si
CTES_IG11_1_6	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius guaraniticus</i>	Si
CTES_IG11_3_25	PN Iguazú	Strophariaceae	<i>Galerina</i>	Si
CTES_IG11_2_1	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Leucopaxillus gracillimus</i>	–
CTES_OS13_1_12	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Lepiota</i>	Si
CTES_IG11_2_6	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Leucoagaricus lilaceus</i>	Si
CTES_OS12_2_13	RP Osununú	Entolomataceae	<i>Clitocella</i>	Si
CTES_IG13_4_10	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	–
CTES_IG11_2_4	PN Iguazú	Lyophyllaceae	<i>Calocybe</i>	Si
CTES_IG6_3_3	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Hohenbuehelia portegna</i>	–
CTES_IG7_2_3	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Clitopilus scyphoides</i>	Si
CTES_OS14_2_2	RP Osununú	Hygrophoraceae	<i>Hygrocybe</i>	Si
CTES_IG11_3_17	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Pleurotus djamor</i>	–
CTES_IG15_3_5	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	–
CTES_IG11_4_1	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius tricystidiatus</i>	–
CTES_IG3_3_11	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	–
CTES_IG5_1_12	PN Iguazú	Omphalotaceae	<i>Gymnopus atlanticus</i>	–
CTES_IG11_1_1	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG11_1_2	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius ferruginoides</i>	–
CTES_IG11_2_3	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius cohortalis</i>	Si
CTES_IG13_4_11	PN Iguazú	Entolomataceae	<i>Pouzarella</i>	Si
CTES_IG14_2_8	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	–
CTES_IG15_1_2	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena holoporphyra</i>	Si
CTES_IG15_2_7	PN Iguazú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	–
CTES_IG15_4_7	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Lepiota</i>	Si
CTES_OS17_2_7	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Moniliophthora atlantica</i>	Si
CTES_OS3_2_16	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Leucoagaricus lilaceus</i>	–
CTES_OS3_4_1	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Leucoagaricus</i>	–
CTES_OS3_4_8	RP Osununú	Entolomataceae	<i>Clitopilus</i>	Si
CTES_OS10_2_2	RP Osununú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	–
CTES_OS12_1_12	RP Osununú	Mycenaceae	<i>Mycena holoporphyra</i>	–
CTES_OS12_1_13	RP Osununú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	Si
CTES_OS12_3_13	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius leoninus</i>	–
CTES_OS12_3_14	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	–
CTES_OS12_3_20	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius hygrophanus</i>	Si
CTES_OS12_3_23	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Leucoagaricus</i>	–
CTES_OS12_4_1	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	Si
CTES_OS12_4_16	RP Osununú	Physalacriaceae	<i>Xerula</i>	Si
CTES_OS12_4_17	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	–
CTES_OS12_4_22	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	–
CTES_OS13_1_5	RP Osununú	Tricholomataceae	<i>Tricholoma</i>	–
CTES_OS13_1_14	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	–
CTES_OS13_1_15	RP Osununú	Omphalotaceae	<i>Gymnopus</i>	–

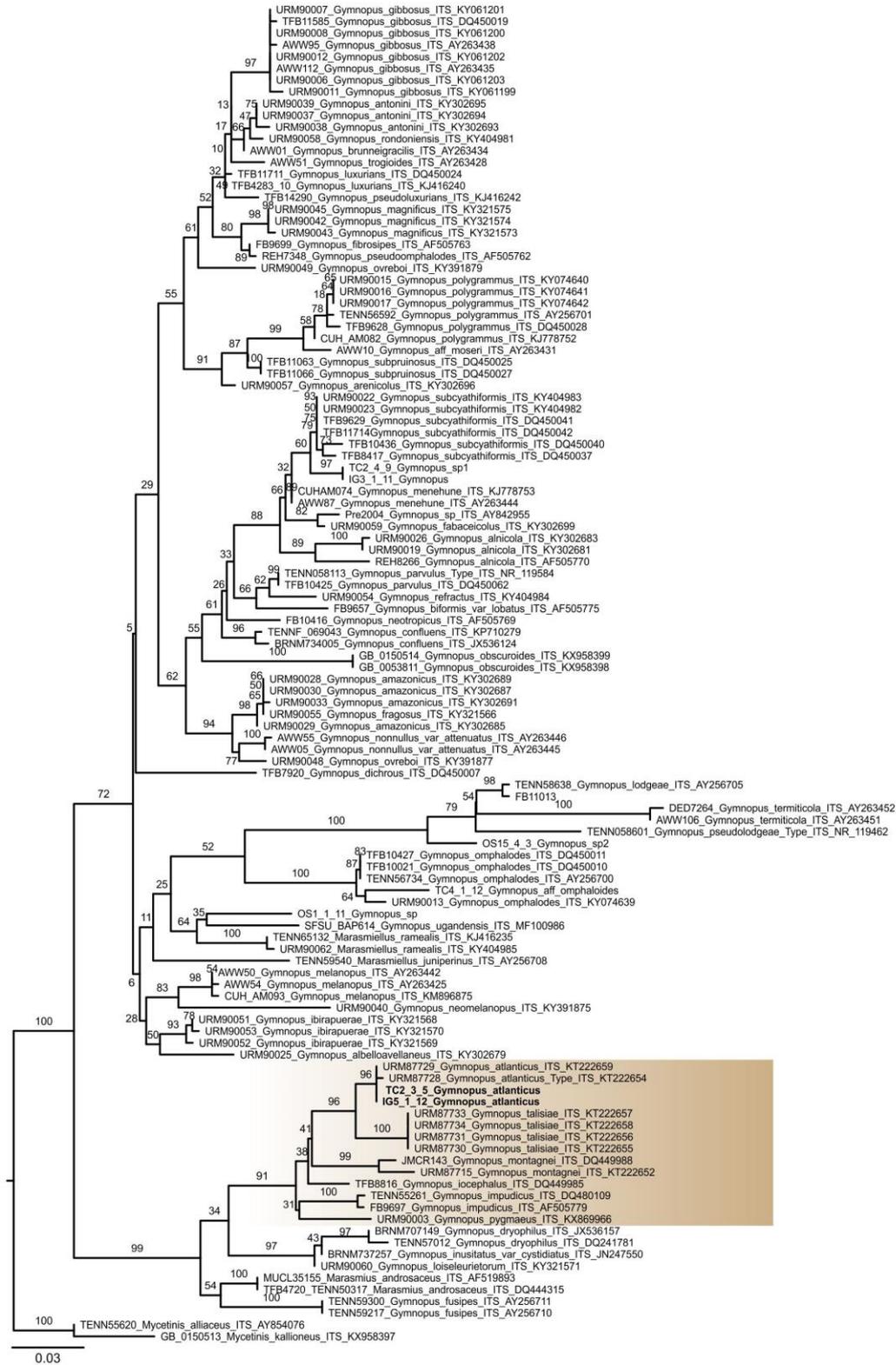
CTES_OS13_2_1	RP Osununú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	—
CTES_OS13_3_7	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_OS13_3_10	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Lepiota</i>	Si
CTES_OS13_3_11	RP Osununú	Strophariaceae	<i>Stropharia</i>	Si
CTES_OS13_3_13	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Rugosopora pseudorubiginosa</i>	Si
CTES_OS13_3_15	RP Osununú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	—
CTES_OS13_4_24	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Maramius</i>	Si
CTES_OS13_4_26	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Maramius silvicola</i>	Si
CTES_OS14_4_22	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Gerronema</i>	Si
CTES_OS15_1_7	RP Osununú	Lyophyllaceae	<i>Calocybe</i>	Si
CTES_OS15_1_9	RP Osununú	Tricholomataceae	<i>Lepista</i>	Si
CTES_OS15_4_2	RP Osununú	Strophariaceae	<i>Gymnopilus rhyzopalmus</i>	Si
CTES_OS15_4_3	RP Osununú	Omphalotaceae	<i>Gymnopus</i>	Si
CTES_OS15_4_10	RP Osununú	Strophariaceae	<i>Gymnopilus chrysopellus</i>	—
CTES_OS15_4_13	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Macrolepiota</i>	—
CTES_PF5_1_9	PP Profundidad	Mycenaceae	<i>Mycena holoporphyra</i>	—
CTES_PF5_3_6	PP Profundidad	Omphalotaceae	<i>Gymnopus</i>	—
CTES_PF5_4_4	PP Profundidad	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	Si
CTES_PF5_4_5	PP Profundidad	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	Si
CTES_PF11_1_6	PP Profundidad	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	Si
CTES_PF11_1_9	PP Profundidad	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_OS15_4_1	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Macrolepiota gracilentia</i>	—
CTES_PF11_2_8	PP Profundidad	Mycenaceae	<i>Mycena niveipes</i>	—
CTES_PF11_3_1	PP Profundidad	Mycenaceae	<i>Mycena paraguariensis</i>	—
CTES_PF11_3_13	PP Profundidad	Agaricaceae	<i>Cyclocybe wrightii</i>	—
CTES_PF11_3_21	PP Profundidad	Agaricaceae	<i>Lepiota</i>	—
CTES_PF11_4_1	PP Profundidad	Rickenellaceae	<i>Rickenella</i>	—
CTES_TC2_2_7	PP Teyú Cuaré	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	—
CTES_TC2_3_5	PP Teyú Cuaré	Omphalotaceae	<i>Gymnopus atlanticus</i>	Si
CTES_TC2_2_19	PP Teyú Cuaré	Marasmiaceae	<i>Tetrapyrgos atrocyanea</i>	—
CTES_TC2_3_12	PP Teyú Cuaré	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_TC2_3_32	PP Teyú Cuaré	Marasmiaceae	<i>Marasmius cohortalis</i>	—
CTES_TC2_4_9	PP Teyú Cuaré	Omphalotaceae	<i>Gymnopus</i>	Si
CTES_TC2_4_14	PP Teyú Cuaré	Tricholomataceae	<i>Leucopaxillus gracillimus</i>	—
CTES_TC2_4_27	PP Teyú Cuaré	Omphalotaceae	<i>Rhodocollybia</i>	Si
CTES_TC4_1_12	PP Teyú Cuaré	Omphalotaceae	<i>Gymnopus</i>	Si
CTES_TC4_3_24	PP Teyú Cuaré	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	—
CTES_TC8_1_3	PP Teyú Cuaré	Marasmiaceae	<i>Hydropus</i>	Si
CTES_TC8_2_5	PP Teyú Cuaré	Polyporaceae	<i>Lentinus</i>	—
CTES_IG11_2_2	PN Iguazú	Panaceae	<i>Panus</i>	Si
CTES_OS3_1_5	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_OS12_2_18	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Macrolepiota gracilentia</i>	Si
CTES_IG6_4_4	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG11_3_15	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius haematocephalus</i>	Si
CTES_IG14_1_5	PN Iguazú	Omphalotaceae	<i>Neonothopanus</i>	Si
CTES_OS3_2_3	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius haematocephalus</i>	—
CTES_IG19_1_3	PN Iguazú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	Si
CTES_OS10_2_4	RP Osununú	Omphalotaceae	<i>Marasmiellus</i>	—

CTES_IG15_1_1	PN Iguazú	Marasmius	<i>Marasmius cohortalis</i>	—
CTES_OS18_2_7	RP Osununú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	Si
CTES_IG16_1_11	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	Si
CTES_IG19_3_12	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	—
CTES_TC20_2_6	PP Teyú Cuaré	Psathyrellaceae	<i>Panaeolus</i>	—
CTES_TC20_4_3	PP Teyú Cuaré	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG4_2_8	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Inocybe</i>	—
CTES_IG6_1_1	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Chaetocalathus liliputianus</i>	—
CTES_IG6_1_3	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG9_1_1	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Crepidotus</i>	Si
CTES_IG10_1_2	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius ypyrangensis</i>	Si
CTES_TC20_1_1	PP Teyú Cuaré	Inocybaceae	<i>Crepidotus</i>	—
CTES_IG10_3_2	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Pleurotus</i>	—
CTES_IG11_3_6	PN Iguazú	Omphalotaceae	<i>Marasmiellus</i>	Si
CTES_IG11_3_27	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG11_4_6	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Inocybe</i>	Si
CTES_IG13_4_14	PN Iguazú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	—
CTES_IG16_1_8	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	—
CTES_IG16_1_10	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG16_2_4	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG16_3_1	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius ypyrangensis</i>	Si
CTES_IG16_3_2	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG16_3_3	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius silvicola</i>	—
CTES_IG16_3_7	PN Iguazú	Entolomataceae	<i>Clitopilus scyphoides</i>	Si
CTES_IG16_3_11	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Moniliophthora atlantica</i>	Si
CTES_IG16_3_17	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Lepiota</i>	—
CTES_IG16_3_19	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius silvicola</i>	—
CTES_IG16_3_26	PN Iguazú	Entolomataceae	<i>Clitopilus scyphoides</i>	Si
CTES_IG16_4_6	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG16_4_9	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG16_4_16	PN Iguazú	Psathyrellaceae	<i>Psathyrella</i>	Si
CTES_IG17_1_13	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Gerronema</i>	—
CTES_IG17_3_21	PN Iguazú	Strophariaceae	<i>Deconica</i>	Si
CTES_IG17_3_22	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Lepista</i>	Si
CTES_IG17_3_26	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG17_4_2	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Chlorophyllum</i>	Si
CTES_IG18_1_11	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius longisporus</i>	Si
CTES_IG18_1_14	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Crepidotus</i>	—
CTES_IG18_2_1	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius ferruginoides</i>	Si
CTES_IG18_2_2	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Trogia icterina</i>	Si
CTES_IG18_2_4	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Resupinatus</i>	Si
CTES_IG18_3_5	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Calyprella</i>	Si
CTES_IG18_3_21	PN Iguazú	Omphalotaceae	<i>Marasmiellus</i>	Si
CTES_IG18_4_25	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Lepiota</i>	Si
CTES_IG19_1_10	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Leucoagaricus</i>	Si
CTES_IG19_1_11	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Lepiota</i>	Si
CTES_IG19_1_16	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Inocybe</i>	—
CTES_IG19_1_17	PN Iguazú	Marasmius	<i>Marasmius</i>	Si

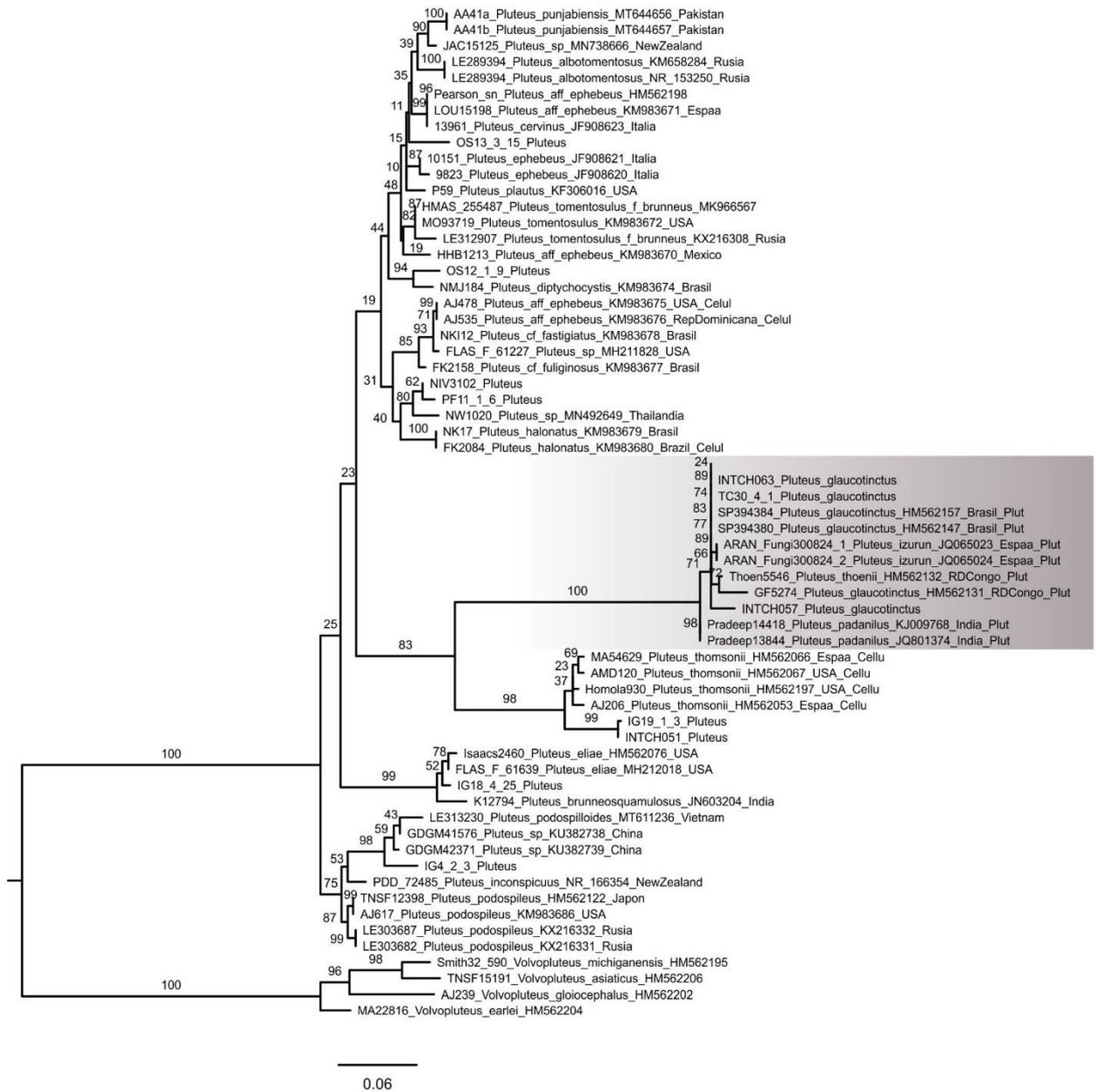
CTES_IG19_2_4	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Crinipellis carecomois</i>	—
CTES_IG19_2_11	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG19_2_13	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Gerronema</i>	Si
CTES_IG19_3_28	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena moconensis</i>	—
CTES_IG19_3_42	PN Iguazú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	—
CTES_IG19_4_13	PN Iguazú	Mycenaceae	<i>Mycena moconensis</i>	Si
CTES_IG19_4_15	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG19_4_16	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG20_1_8	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius cohortalis</i>	—
CTES_IG20_2_1	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Leucoagaricus</i>	Si
CTES_IG20_2_3	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Agaricus</i>	Si
CTES_IG21_1_4	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Crepidotus</i>	Si
CTES_IG21_3_15	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Campanella</i>	Si
CTES_IG21_4_3	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius longisporus</i>	Si
CTES_IG21_4_9	PN Iguazú	Psathyrellaceae	<i>Psathyrella</i>	—
CTES_IG21_4_10	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG22_3_8	PN Iguazú	Agaricaceae	<i>Cystolepiota</i>	Si
CTES_IG22_3_13	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	—
CTES_IG23_1_1	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Singerocybe</i>	Si
CTES_IG23_2_14	PN Iguazú	Inocybaceae	<i>Crepidotus</i>	—
CTES_TC30_3_14	PP Teyú Cuaré	Tricholomataceae	<i>Resupinatus</i>	Si
CTES_IG23_4_20	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Campanella</i>	Si
CTES_IG23_4_27	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_IG24_3_18	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_IG24_3_26	PN Iguazú	Marasmiaceae	<i>Marasmius ypyrangensis</i>	—
CTES_TC30_4_1	PP Teyú Cuaré	Pluteaceae	<i>Pluteus meridionalis</i>	Si
CTES_IG26_2_3	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Hohenbuehelia petaloides</i>	Si
CTES_IG26_3_1	PN Iguazú	Pleurotaceae	<i>Resupinatus</i>	—
CTES_IG27_1_5	PN Iguazú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	—
CTES_IG28_1_2	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Resupinatus</i>	Si
CTES_IG28_4_8	PN Iguazú	Tricholomataceae	<i>Clitocybe</i>	—
CTES_OS1_3_23	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius cohortalis</i>	—
CTES_OS10_2_3	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	—
CTES_OS12_1_7	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_OS12_1_9	RP Osununú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	—
CTES_OS12_1_16	RP Osununú	Mycenaceae	<i>Mycena niveipes</i>	—
CTES_OS12_2_7	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_OS17_1_3	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius ypyrangensis</i>	Si
CTES_OS17_2_1	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius spaniophyllus</i>	Si
CTES_OS17_4_10	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Marasmius leucorotalis</i>	Si
CTES_OS18_1_5	RP Osununú	Tricholomataceae	<i>Resupinatus</i>	Si
CTES_OS22_1_2	RP Osununú	Marasmiaceae	<i>Calyprella</i>	—
CTES_OS22_2_8	RP Osununú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	Si
CTES_OS23_1_1	RP Osununú	Mycenaceae	<i>Mycena</i>	Si
CTES_PF5_3_4	PP Profundidad	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si
CTES_PF5_3_8	PP Profundidad	Marasmiaceae	<i>Marasmius haematocephalus</i>	Si
CTES_IG26_3_3	PN Iguazú	Pluteaceae	<i>Pluteus</i>	Si
CTES_PF11_3_22	PP Profundidad	Marasmiaceae	<i>Marasmius</i>	Si

CTES_PF21_1_7	PP Profundidad	Agaricaceae	<i>Melanophyllum</i>	—
CTES_PF21_2_1	PP Profundidad	Entolomataceae	<i>Clitopilus</i>	—
CTES_PF21_2_5	PP Profundidad	Omphalotaceae	<i>Marasmiuellus</i>	—

Anexo 3. Árbol obtenido del Análisis de Máxima Verosimilitud basado en secuencias de ITS de especies del género *Gymnopus*. Las especies pertenecientes a la sección *Impudicae* se muestran en el recuadro sombreado. Los valores de soporte consisten en el bootstrap (BS).



Anexo 4. Árbol obtenido del Análisis de Máxima Verosimilitud basado en secuencias de ITS de especies del género *Pluteus*. Las especies del complejo *P. glaucotinctus* se muestran en el recuadro sombreado. Los valores de soporte consisten en el bootstrap (BS).



Anexo 5. Lista de especies/morfoespecies de hongos agaricoides registradas para el Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) y el Distrito de los Campos (DC), ordenadas de manera decreciente según su abundancia total en la SAA.

Especie / Morfoespecie	Familia	Total DSM	Total DC	Total SAA
<i>Marasmius haematocephalus</i>	Marasmiaceae	56	22	78
<i>Trogia cantharelloides</i>	Marasmiaceae	27	39	66
<i>Marasmius ypyrangensis</i>	Marasmiaceae	45	20	65
<i>Clitopilus aff. scyphoides</i>	Entolomataceae	41	21	62
<i>Marasmius longisporus</i>	Marasmiaceae	50	8	58
<i>Marasmius spagazzinii</i>	Marasmiaceae	29	22	51
<i>Crinipellis carecomoeis</i>	Marasmiaceae	34	14	48
<i>Mycena holoporphyra</i>	Mycenaceae	13	34	47
<i>Marasmius leoninus</i>	Marasmiaceae	0	43	43
<i>Gymnopus atlanticus</i>	Omphalotaceae	7	27	34
<i>Marasmius cohortalis</i>	Marasmiaceae	20	12	32
<i>Marasmius cladophyllus</i>	Marasmiaceae	30	0	30
<i>Rugosopora pseudorubiginosa</i>	Agaricaceae	14	14	28
<i>Marasmius crinis-equi</i>	Marasmiaceae	17	10	27
<i>Xeromphalina tenuipes</i>	Mycenaceae	9	17	26
<i>Mycena sp1</i>	Mycenaceae	16	7	23
<i>Gymnopus aff. subcyathiformis</i>	Omphalotaceae	7	16	23
<i>Coprinellus disseminatus</i>	Psathyrellaceae	12	11	23
<i>Clitocybe sp2</i>	Tricholomataceae	12	11	23
<i>Lepiota sp3</i>	Agaricaceae	11	11	22
<i>Calyptella sp1</i>	Marasmiaceae	10	11	21
<i>Marasmius sp4</i>	Marasmiaceae	12	9	21
<i>Leucopaxillus gracillimus</i>	Tricholomataceae	12	8	20
<i>Agaricus sp3</i>	Agaricaceae	8	11	19
<i>Marasmius ferruginoides</i>	Marasmiaceae	5	14	19
<i>Marasmius sp21</i>	Marasmiaceae	16	3	19
<i>Oudemansiella canarii</i>	Physalacriaceae	11	8	19
<i>Mycena sp9</i>	Mycenaceae	5	13	18
<i>Lentinus crinitus</i>	Polyporaceae	3	15	18
<i>Lepiota sp2</i>	Agaricaceae	5	12	17
<i>Marasmius spaniophyllus</i>	Marasmiaceae	9	8	17
<i>Moniliophthora atlantica</i>	Marasmiaceae	7	10	17
<i>Hohenbuehelia portegna</i>	Pleurotaceae	15	2	17
<i>Pluteus sp2</i>	Pluteaceae	15	2	17
<i>Pluteus sp8</i>	Pluteaceae	7	10	17
<i>Agaricus sp8</i>	Agaricaceae	3	13	16
<i>Campanella sp1</i>	Marasmiaceae	13	3	16
<i>Chaetocalathus liliputianus</i>	Marasmiaceae	11	5	16
<i>Hemimycena sp2</i>	Mycenaceae	16	0	16
<i>Parasola sp1</i>	Psathyrellaceae	15	1	16
<i>Mycena aff. straminella</i>	Mycenaceae	15	0	15
<i>Mycena sp11</i>	Mycenaceae	10	5	15

<i>Gymnopus</i> sp7	Omphalotaceae	5	10	15
Agaricaceae sp5	Agaricaceae	2	12	14
<i>Marasmius</i> sp28	Marasmiaceae	12	2	14
<i>Marasmius</i> sp35	Marasmiaceae	2	12	14
<i>Marasmius</i> sp40	Marasmiaceae	14	0	14
<i>Mycena</i> sp2	Mycenaceae	1	13	14
<i>Leucoagaricus lilaceus</i>	Agaricaceae	3	10	13
<i>Marasmius</i> sp12	Marasmiaceae	4	9	13
<i>Mycena niveipes</i>	Mycenaceae	1	12	13
<i>Marasmiellus</i> sp17	Omphalotaceae	10	3	13
<i>Rhodocollybia</i> sp1	Omphalotaceae	0	13	13
<i>Psathyrella</i> sp8	Psathyrellaceae	12	1	13
<i>Campanella</i> sp4	Marasmiaceae	12	0	12
<i>Marasmius</i> sp36	Marasmiaceae	2	10	12
<i>Mycena</i> sp7	Mycenaceae	2	10	12
<i>Lentinus velutinus</i>	Polyporaceae	6	6	12
<i>Marasmius</i> sp46	Marasmiaceae	6	5	11
<i>Tetrapyrgos atrocyanea</i>	Marasmiaceae	4	7	11
<i>Tetrapyrgos nigripes</i>	Marasmiaceae	5	6	11
<i>Stropharia</i> sp1	Strophariaceae	11	0	11
<i>Agaricus</i> sp2	Agaricaceae	0	10	10
<i>Leucocoprinus</i> sp3	Agaricaceae	6	4	10
<i>Macrolepiota gracilentata</i>	Agaricaceae	3	7	10
<i>Campanella</i> sp2	Marasmiaceae	10	0	10
<i>Crinipellis</i> sp3	Marasmiaceae	4	6	10
<i>Marasmius teyucuaensis</i>	Marasmiaceae	0	10	10
<i>Mycena</i> sp5	Mycenaceae	3	7	10
<i>Marasmiellus</i> sp5	Omphalotaceae	1	9	10
<i>Hohenbuehelia paraguayensis</i>	Pleurotaceae	1	9	10
<i>Lentinus</i> sp3	Polyporaceae	1	9	10
<i>Cystolepiota</i> sp1	Agaricaceae	4	5	9
Agaricaceae sp6	Agaricaceae	2	7	9
<i>Trogia icterina</i>	Marasmiaceae	7	2	9
<i>Marasmius hygrophanus</i>	Marasmiaceae	0	9	9
<i>Marasmius</i> sp30	Marasmiaceae	4	5	9
<i>Hydropus riograndensis</i>	Mycenaceae	4	5	9
<i>Mycena moconensis</i>	Mycenaceae	3	6	9
<i>Marasmiellus</i> sp19	Omphalotaceae	9	0	9
<i>Dactylosporina steffenii</i>	Physalacriaceae	3	6	9
<i>Psathyrella</i> sp7	Psathyrellaceae	6	3	9
Indeterminado 20		1	8	9
Agaricaceae sp19	Agaricaceae	0	8	8
<i>Crinipellis</i> sp1	Marasmiaceae	4	4	8
<i>Marasmius</i> sp20	Marasmiaceae	4	4	8
<i>Marasmius</i> sp43	Marasmiaceae	8	0	8
<i>Mycena</i> sp16	Mycenaceae	1	7	8
<i>Hemimycena</i> sp1	Mycenaceae	4	4	8
<i>Gymnopus</i> sp4	Omphalotaceae	0	8	8

<i>Pluteus</i> sp3	Pluteaceae	0	8	8
<i>Pluteus</i> sp16	Pluteaceae	4	4	8
<i>Coprinellus domesticus</i>	Psathyrellaceae	8	0	8
<i>Psathyrella</i> sp2	Psathyrellaceae	6	2	8
<i>Leucocoprinus fragilisimus</i>	Agaricaceae	2	5	7
Agaricaceae sp2	Agaricaceae	0	7	7
Agaricaceae sp3	Agaricaceae	3	4	7
Agaricaceae sp18	Agaricaceae	1	6	7
<i>Gerronema</i> sp2	Marasmiaceae	4	3	7
<i>Lactocollybia</i> sp2	Marasmiaceae	3	4	7
<i>Marasmius</i> sp26	Marasmiaceae	3	4	7
<i>Marasmius</i> sp29	Marasmiaceae	1	6	7
<i>Marasmius</i> sp50	Marasmiaceae	7	0	7
<i>Marasmius</i> sp51	Marasmiaceae	7	0	7
<i>Mycena paraguariensis</i>	Mycenaceae	2	5	7
<i>Mycena</i> sp6	Mycenaceae	5	2	7
<i>Mycena</i> sp26	Mycenaceae	6	1	7
<i>Mycena</i> sp28	Mycenaceae	6	1	7
<i>Marasmiellus</i> sp2	Omphalotaceae	3	4	7
<i>Marasmiellus</i> sp11	Omphalotaceae	3	4	7
<i>Marasmiellus</i> sp15	Omphalotaceae	6	1	7
<i>Cyptotrama asprata</i>	Physalacriaceae	1	6	7
<i>Pleurotus albidus</i>	Pleurotaceae	6	1	7
<i>Coprinus</i> sp1	Psathyrellaceae	1	6	7
<i>Collybia</i> sp3	Tricholomataceae	0	7	7
Indeterminado 48		1	6	7
<i>Leucoagaricus</i> sp2	Agaricaceae	4	2	6
<i>Marasmius silvicola</i>	Marasmiaceae	3	3	6
<i>Marasmius</i> sp38	Marasmiaceae	5	1	6
<i>Marasmius</i> sp54	Marasmiaceae	6	0	6
<i>Mycena</i> sp14	Mycenaceae	5	1	6
<i>Gymnopus</i> sp6	Omphalotaceae	0	6	6
<i>Hohenbuehelia</i> sp2	Pleurotaceae	4	2	6
<i>Lepista</i> sp2	Tricholomataceae	5	1	6
<i>Clitocybe</i> sp1	Tricholomataceae	3	3	6
<i>Clitocybe</i> sp8	Tricholomataceae	1	5	6
<i>Collybia platensis</i>	Tricholomataceae	6	0	6
Indeterminado 21		0	6	6
Indeterminado 33		3	3	6
<i>Cystolepiota seminuda</i>	Agaricaceae	1	4	5
<i>Lepiota</i> sp7	Agaricaceae	5	0	5
<i>Lepiota</i> sp12	Agaricaceae	3	2	5
<i>Lepiota</i> sp14	Agaricaceae	0	5	5
<i>Crepidotus</i> sp1	Crepidotaceae	3	2	5
<i>Calocybe</i> sp1	Lyophyllaceae	4	1	5
<i>Marasmius leucorotalis</i>	Marasmiaceae	1	4	5
<i>Marasmius guaraniticus</i>	Marasmiaceae	5	0	5
<i>Marasmius</i> sp34	Marasmiaceae	0	5	5

<i>Marasmius</i> sp37	Marasmiaceae	5	0	5
<i>Marasmiellus</i> aff. <i>rhizomorphigenus</i>	Omphalotaceae	4	1	5
<i>Marasmiellus</i> sp1	Omphalotaceae	4	1	5
<i>Marasmiellus</i> sp13	Omphalotaceae	0	5	5
<i>Marasmiellus</i> sp21	Omphalotaceae	0	5	5
<i>Resupinatus</i> sp2	Tricholomataceae	2	3	5
<i>Psathyrella</i> sp3	Psathyrellaceae	0	5	5
<i>Gymnopilus lepidotus</i>	Strophariaceae	0	5	5
<i>Clitocybe</i> sp7	Tricholomataceae	2	3	5
<i>Singerocybe</i> sp1	Tricholomataceae	4	1	5
Indeterminado 15		2	3	5
Indeterminado 22		0	5	5
<i>Agaricus subrufescens</i>	Agaricaceae	0	4	4
<i>Lepiota</i> sp6	Agaricaceae	4	0	4
<i>Lepiota</i> sp8	Agaricaceae	0	4	4
<i>Leucoagaricus</i> sp14	Agaricaceae	4	0	4
<i>Leucocoprinus birnbaumii</i>	Agaricaceae	1	3	4
<i>Leucocoprinus cepistipes</i>	Agaricaceae	2	2	4
<i>Leucocoprinus</i> sp5	Agaricaceae	0	4	4
Agaricaceae sp4	Agaricaceae	1	3	4
Agaricaceae sp15	Agaricaceae	4	0	4
<i>Crepidotus</i> sp3	Crepidotaceae	1	3	4
<i>Crepidotus</i> sp9	Crepidotaceae	2	2	4
<i>Clitopilus</i> sp1	Entolomataceae	3	1	4
<i>Gerronema</i> sp4	Marasmiaceae	3	1	4
<i>Lactocollybia</i> sp1	Marasmiaceae	0	4	4
<i>Marasmius</i> sp18	Marasmiaceae	0	4	4
<i>Marasmius</i> sp22	Marasmiaceae	0	4	4
<i>Marasmius</i> sp25	Marasmiaceae	2	2	4
<i>Marasmius</i> sp27	Marasmiaceae	2	2	4
<i>Marasmius</i> sp33	Marasmiaceae	0	4	4
<i>Tetrapyrgos</i> sp4	Marasmiaceae	3	1	4
<i>Mycena</i> sp25	Mycenaceae	0	4	4
<i>Mycena</i> sp30	Mycenaceae	4	0	4
<i>Hemimycena longipleurocystidiata</i>	Mycenaceae	2	2	4
<i>Marasmiellus</i> sp6	Omphalotaceae	2	2	4
<i>Hohenbuehelia petaloides</i>	Pleurotaceae	2	2	4
<i>Hohenbuehelia</i> sp1	Pleurotaceae	1	3	4
<i>Pleurotus djamor</i>	Pleurotaceae	3	1	4
<i>Pleurotus</i> sp1	Pleurotaceae	2	2	4
<i>Pluteus</i> sp15	Pluteaceae	2	2	4
<i>Coprinellus rufopruinatus</i>	Psathyrellaceae	3	1	4
<i>Coprinus</i> sp7	Psathyrellaceae	4	0	4
<i>Panaeolus antillarum</i>	Psathyrellaceae	3	1	4
<i>Galerina</i> sp2	Strophariaceae	4	0	4
<i>Gloeophyllum erubescens</i>	Polyporaceae	3	1	4
Indeterminado 9		0	4	4
Indeterminado 10		0	4	4

Indeterminado 14		0	4	4
Indeterminado 35		4	0	4
<i>Agaricus</i> sp1	Agaricaceae	0	3	3
<i>Cystolepiota hemisclera</i>	Agaricaceae	2	1	3
<i>Lepiota</i> sp10	Agaricaceae	1	2	3
<i>Lepiota</i> sp11	Agaricaceae	0	3	3
<i>Leucoagaricus</i> sp9	Agaricaceae	3	0	3
<i>Leucocoprinus cretaceus</i>	Agaricaceae	1	2	3
<i>Leucocoprinus</i> sp2	Agaricaceae	1	2	3
Agaricaceae sp1	Agaricaceae	0	3	3
Agaricaceae sp21	Agaricaceae	0	3	3
<i>Conocybe</i> sp1	Bolbitiaceae	2	1	3
<i>Conocybe</i> sp3	Bolbitiaceae	0	3	3
<i>Simocybe</i> sp1	Crepidotaceae	0	3	3
<i>Crepidotus crocophyllus</i>	Crepidotaceae	2	1	3
<i>Crepidotus</i> sp7	Crepidotaceae	3	0	3
<i>Pouzarella ferreri</i>	Entolomataceae	3	0	3
<i>Lyophyllum</i> sp1	Lyophyllaceae	0	3	3
Lyophyllaceae sp1	Lyophyllaceae	3	0	3
<i>Campanella</i> sp3	Marasmiaceae	3	0	3
<i>Marasmius tricystidiatus</i>	Marasmiaceae	1	2	3
<i>Marasmius</i> sp7	Marasmiaceae	3	0	3
<i>Marasmius</i> sp16	Marasmiaceae	1	2	3
<i>Mycena</i> sp29	Mycenaceae	3	0	3
<i>Marasmiuellus volvatus</i>	Omphalotaceae	1	2	3
<i>Marasmiellus</i> sp7	Omphalotaceae	0	3	3
<i>Gymnopus</i> aff. <i>omphalodes</i>	Omphalotaceae	0	3	3
<i>Gymnopus</i> sp5	Omphalotaceae	0	3	3
<i>Resupinatus</i> sp1	Tricholomataceae	3	0	3
<i>Pluteus cervinus</i>	Pluteaceae	1	2	3
<i>Pluteus meridionalis</i>	Pluteaceae	2	1	3
<i>Pluteus</i> sp11	Pluteaceae	0	3	3
<i>Coprinus</i> sp6	Psathyrellaceae	0	3	3
<i>Psathyrella</i> sp1	Psathyrellaceae	2	1	3
<i>Psathyrella</i> sp4	Psathyrellaceae	3	0	3
<i>Psathyrella</i> sp6	Psathyrellaceae	3	0	3
<i>Leucopaxillus brasiliensis</i>	Tricholomataceae	3	0	3
<i>Collybia</i> sp2	Tricholomataceae	2	1	3
<i>Lentinus similis</i>	Polyporaceae	3	0	3
Indeterminado 1		0	3	3
Indeterminado 12		0	3	3
Indeterminado 16		2	1	3
Indeterminado 43		1	2	3
Indeterminado 56		0	3	3
Indeterminado 61		1	2	3
Indeterminado 75		0	3	3
<i>Agaricus</i> sp4	Agaricaceae	2	0	2
<i>Agaricus</i> sp6	Agaricaceae	0	2	2

<i>Cystolepiota</i> sp3	Agaricaceae	2	0	2
<i>Lepiota</i> sp13	Agaricaceae	1	1	2
<i>Lepiota</i> sp18	Agaricaceae	2	0	2
<i>Lepiota</i> sp19	Agaricaceae	2	0	2
<i>Leucoagaricus</i> sp5	Agaricaceae	0	2	2
<i>Leucoagaricus</i> sp11	Agaricaceae	0	2	2
<i>Leucoagaricus</i> sp12	Agaricaceae	0	2	2
<i>Leucoagaricus</i> sp16	Agaricaceae	2	0	2
<i>Leucocoprinus</i> sp7	Agaricaceae	1	1	2
<i>Leucocoprinus</i> sp8	Agaricaceae	2	0	2
<i>Leucocoprinus</i> sp9	Agaricaceae	2	0	2
Agaricaceae sp7	Agaricaceae	0	2	2
Agaricaceae sp9	Agaricaceae	0	2	2
Agaricaceae sp10	Agaricaceae	2	0	2
Agaricaceae sp12	Agaricaceae	2	0	2
Agaricaceae sp22	Agaricaceae	1	1	2
<i>Macrolepiota</i> sp2	Agaricaceae	0	2	2
<i>Conocybe</i> sp2	Bolbitiaceae	1	1	2
<i>Crepidotus</i> sp4	Crepidotaceae	0	2	2
<i>Crepidotus</i> sp5	Crepidotaceae	2	0	2
<i>Citocella</i> sp1	Entolomataceae	0	2	2
<i>Clitopilus</i> sp3	Entolomataceae	0	2	2
<i>Pouzarella</i> sp1	Entolomataceae	2	0	2
Entolomataceae sp4	Entolomataceae	1	1	2
<i>Hygrocybe</i> sp1	Hygrophoraceae	0	2	2
<i>Hygrocybe</i> sp2	Hygrophoraceae	2	0	2
<i>Marasmius</i> sp8	Marasmiaceae	2	0	2
<i>Marasmius</i> sp14	Marasmiaceae	0	2	2
<i>Marasmius</i> sp17	Marasmiaceae	0	2	2
<i>Marasmius</i> sp23	Marasmiaceae	0	2	2
<i>Marasmius</i> sp24	Marasmiaceae	0	2	2
<i>Marasmius</i> sp31	Marasmiaceae	1	1	2
<i>Marasmius</i> sp32	Marasmiaceae	0	2	2
<i>Marasmius</i> sp39	Marasmiaceae	1	1	2
<i>Marasmius</i> sp44	Marasmiaceae	2	0	2
<i>Marasmius</i> sp48	Marasmiaceae	2	0	2
<i>Marasmius</i> sp49	Marasmiaceae	2	0	2
<i>Marasmius</i> sp55	Marasmiaceae	2	0	2
<i>Marasmius</i> sp59	Marasmiaceae	2	0	2
<i>Marasmius</i> sp60	Marasmiaceae	2	0	2
<i>Mycena</i> sp4	Mycenaceae	2	0	2
<i>Mycena</i> sp15	Mycenaceae	0	2	2
<i>Mycena</i> sp21	Mycenaceae	1	1	2
<i>Mycena</i> sp23	Mycenaceae	2	0	2
<i>Neonothopanus</i> sp1	Omphalotaceae	2	0	2
<i>Marasmiellus</i> sp3	Omphalotaceae	0	2	2
<i>Marasmiellus</i> sp9	Omphalotaceae	1	1	2
<i>Marasmiellus</i> sp14	Omphalotaceae	0	2	2

<i>Marasmiellus</i> sp16	Omphalotaceae	2	0	2
<i>Marasmiellus</i> sp18	Omphalotaceae	1	1	2
<i>Marasmiellus</i> sp20	Omphalotaceae	0	2	2
<i>Gymnopus</i> sp3	Omphalotaceae	0	2	2
<i>Gymnopus</i> sp9	Omphalotaceae	2	0	2
<i>Hymenopellis radicata</i>	Physalacriaceae	1	1	2
<i>Xerula</i> sp2	Physalacriaceae	0	2	2
<i>Hohenbuehelia angustata</i>	Pleurotaceae	1	1	2
<i>Hohenbuehelia nigra</i>	Pleurotaceae	1	1	2
<i>Resupinatus</i> sp3	Tricholomataceae	0	2	2
<i>Resupinatus</i> sp4	Tricholomataceae	2	0	2
<i>Pluteus</i> sp1	Pluteaceae	1	1	2
<i>Pluteus</i> sp6	Pluteaceae	1	1	2
<i>Pluteus</i> sp9	Pluteaceae	2	0	2
<i>Pluteus</i> sp10	Pluteaceae	0	2	2
<i>Pluteus</i> sp12	Pluteaceae	0	2	2
<i>Pluteus</i> sp13	Pluteaceae	1	1	2
<i>Pluteus</i> sp17	Pluteaceae	0	2	2
<i>Pluteus</i> sp18	Pluteaceae	2	0	2
<i>Pluteus</i> sp19	Pluteaceae	2	0	2
<i>Pluteus</i> sp22	Pluteaceae	2	0	2
<i>Coprinus</i> sp4	Psathyrellaceae	1	1	2
<i>Galerina</i> sp1	Strophariaceae	2	0	2
<i>Gymnopilus chrysopellus</i>	Strophariaceae	1	1	2
<i>Gymnopilus</i> sp1	Strophariaceae	0	2	2
<i>Gymnopilus</i> sp2	Strophariaceae	2	0	2
<i>Lepista</i> sp1	Tricholomataceae	0	2	2
<i>Clitocybe</i> sp3	Tricholomataceae	2	0	2
<i>Clitocybe</i> sp6	Tricholomataceae	1	1	2
<i>Rickenella</i> sp1	Rickenellaceae	0	2	2
<i>Rickenella</i> sp2	Rickenellaceae	1	1	2
Indeterminado 6		0	2	2
Indeterminado 18		0	2	2
Indeterminado 19		0	2	2
Indeterminado 26		1	1	2
Indeterminado 34		2	0	2
Indeterminado 41		2	0	2
Indeterminado 44		2	0	2
Indeterminado 53		1	1	2
Indeterminado 60		0	2	2
Indeterminado 65		2	0	2
Indeterminado 67		0	2	2
<i>Agaricus</i> sp7	Agaricaceae	0	1	1
<i>Agaricus</i> sp9	Agaricaceae	0	1	1
<i>Agaricus</i> sp10	Agaricaceae	0	1	1
<i>Agaricus</i> sp11	Agaricaceae	1	0	1
<i>Agaricus</i> sp12	Agaricaceae	1	0	1
<i>Agaricus</i> sp13	Agaricaceae	1	0	1

<i>Chlorophyllum</i> sp1	Agaricaceae	1	0	1
<i>Cystolepiota</i> sp2	Agaricaceae	1	0	1
<i>Cystolepiota</i> sp4	Agaricaceae	1	0	1
<i>Lepiota</i> aff. <i>besseyi</i>	Agaricaceae	0	1	1
<i>Lepiota</i> sp1	Agaricaceae	0	1	1
<i>Lepiota</i> sp5	Agaricaceae	1	0	1
<i>Lepiota</i> sp15	Agaricaceae	1	0	1
<i>Lepiota</i> sp16	Agaricaceae	1	0	1
<i>Lepiota</i> sp17	Agaricaceae	1	0	1
<i>Leucoagaricus rubrosquamosus</i>	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucoagaricus</i> sp3	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucoagaricus</i> sp4	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucoagaricus</i> sp6	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucoagaricus</i> sp7	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucoagaricus</i> sp8	Agaricaceae	1	0	1
<i>Leucoagaricus</i> sp10	Agaricaceae	1	0	1
<i>Leucoagaricus</i> sp13	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucoagaricus</i> sp15	Agaricaceae	1	0	1
<i>Leucoagaricus</i> sp17	Agaricaceae	1	0	1
<i>Leucoagaricus</i> sp18	Agaricaceae	1	0	1
<i>Leucocoprinus</i> sp4	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucocoprinus</i> sp6	Agaricaceae	0	1	1
<i>Leucocoprinus</i> sp10	Agaricaceae	1	0	1
<i>Melanophyllum</i> sp1	Agaricaceae	0	1	1
Agaricaceae sp8	Agaricaceae	1	0	1
Agaricaceae sp11	Agaricaceae	1	0	1
Agaricaceae sp13	Agaricaceae	1	0	1
Agaricaceae sp14	Agaricaceae	1	0	1
Agaricaceae sp16	Agaricaceae	1	0	1
Agaricaceae sp17	Agaricaceae	1	0	1
Agaricaceae sp20	Agaricaceae	0	1	1
<i>Macrolepiota</i> sp1	Agaricaceae	0	1	1
<i>Conocybe</i> sp4	Bolbitiaceae	0	1	1
<i>Pholiotina</i> sp1	Bolbitiaceae	1	0	1
<i>Callistosporium imbricatum</i>	Callistosporaceae	1	0	1
<i>Crepidotus</i> sp6	Crepidotaceae	1	0	1
<i>Crepidotus</i> sp8	Crepidotaceae	1	0	1
<i>Clitopilus scyphoides</i>	Entolomataceae	1	0	1
<i>Clitopilus</i> sp2	Entolomataceae	1	0	1
<i>Clitopilus</i> sp4	Entolomataceae	0	1	1
<i>Entoloma</i> sp1	Entolomataceae	1	0	1
<i>Entoloma</i> sp2	Entolomataceae	1	0	1
<i>Pouzarella olivacea</i>	Entolomataceae	1	0	1
<i>Pouzarella parvispora</i>	Entolomataceae	1	0	1
Entolomataceae sp1	Entolomataceae	0	1	1
Entolomataceae sp2	Entolomataceae	0	1	1
Entolomataceae sp3	Entolomataceae	1	0	1
Entolomataceae sp5	Entolomataceae	0	1	1

<i>Inocybe</i> sp1	Inocybaceae	0	1	1
<i>Inocybe</i> sp2	Inocybaceae	0	1	1
<i>Inocybe</i> sp3	Inocybaceae	1	0	1
<i>Inocybe</i> sp4	Inocybaceae	1	0	1
<i>Inocybe</i> sp5	Inocybaceae	1	0	1
<i>Inocybe</i> sp6	Inocybaceae	1	0	1
<i>Inocybe</i> sp7	Inocybaceae	1	0	1
<i>Inocybe</i> sp8	Inocybaceae	1	0	1
<i>Rugosomyces</i> sp1	Lyophyllaceae	1	0	1
<i>Macrocystidia</i> sp1	Macrocystidiaceae	1	0	1
<i>Crinipellis</i> sp2	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Crinipellis</i> sp4	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Crinipellis</i> sp5	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Gerronema xanthophyllum</i>	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Gerronema</i> sp3	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Gerronema</i> sp5	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Gerronema</i> sp6	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Lactocollybia</i> sp3	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Marasmius chrysoblepharioides</i>	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Marasmius magnus</i>	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Marasmius</i> sp5	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp6	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp10	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp41	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp42	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp45	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp47	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Marasmius</i> sp52	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp53	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Marasmius</i> sp56	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp57	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Marasmius</i> sp58	Marasmiaceae	0	1	1
<i>Marasmius</i> sp61	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Tetrapyrgos</i> sp3	Marasmiaceae	1	0	1
Marasmiaceae sp1	Marasmiaceae	1	0	1
<i>Hydropus</i> sp1	Mycenaceae	0	1	1
<i>Mycena februarua</i>	Mycenaceae	1	0	1
<i>Mycena papyraceae</i>	Mycenaceae	0	1	1
<i>Mycena</i> sp10	Mycenaceae	0	1	1
<i>Mycena</i> sp13	Mycenaceae	1	0	1
<i>Mycena</i> sp17	Mycenaceae	1	0	1
<i>Mycena</i> sp18	Mycenaceae	0	1	1
<i>Mycena</i> sp19	Mycenaceae	0	1	1
<i>Mycena</i> sp20	Mycenaceae	1	0	1
<i>Mycena</i> sp22	Mycenaceae	1	0	1
<i>Mycena</i> sp24	Mycenaceae	1	0	1
<i>Mycena</i> sp27	Mycenaceae	1	0	1
<i>Mycena</i> sp31	Mycenaceae	1	0	1

<i>Mycena</i> sp32	Mycenaceae	1	0	1
<i>Marasmiellus</i> sp4	Omphalotaceae	0	1	1
<i>Marasmiellus</i> sp8	Omphalotaceae	0	1	1
<i>Marasmiellus</i> sp10	Omphalotaceae	1	0	1
<i>Marasmiellus</i> sp12	Omphalotaceae	0	1	1
<i>Marasmiellus</i> sp22	Omphalotaceae	0	1	1
<i>Gymnopus</i> sp2	Omphalotaceae	0	1	1
<i>Gymnopus</i> sp8	Omphalotaceae	0	1	1
<i>Rhodocollybia</i> sp2	Omphalotaceae	1	0	1
<i>Oudemansiella</i> sp1	Physalacriaceae	1	0	1
<i>Xerula</i> sp3	Physalacriaceae	0	1	1
<i>Pleurotus ostreatus</i>	Pleurotaceae	1	0	1
<i>Pluteus</i> aff. <i>eliae</i>	Pluteaceae	1	0	1
<i>Pluteus</i> sp4	Pluteaceae	0	1	1
<i>Pluteus</i> sp5	Pluteaceae	0	1	1
<i>Pluteus</i> sp7	Pluteaceae	0	1	1
<i>Pluteus</i> sp20	Pluteaceae	0	1	1
<i>Pluteus</i> sp21	Pluteaceae	1	0	1
<i>Volvariella pusilla</i>	Pluteaceae	1	0	1
<i>Volvariella</i> sp1	Pluteaceae	0	1	1
<i>Volvariella</i> sp2	Pluteaceae	1	0	1
<i>Coprinus</i> sp2	Psathyrellaceae	1	0	1
<i>Psathyrella</i> sp5	Psathyrellaceae	0	1	1
<i>Psathyrella</i> sp9	Psathyrellaceae	1	0	1
<i>Psathyrella</i> sp10	Psathyrellaceae	1	0	1
<i>Panaeolus</i> sp2	Psathyrellaceae	1	0	1
<i>Panaeolus</i> sp3	Psathyrellaceae	0	1	1
<i>Cyclocybe wrightii</i>	Strophariaceae	0	1	1
<i>Deconica</i> sp1	Strophariaceae	1	0	1
<i>Gymnopilus dilepis</i>	Strophariaceae	0	1	1
<i>Gymnopilus rhyzopalmus</i>	Strophariaceae	0	1	1
<i>Gymnopilus</i> sp5	Strophariaceae	1	0	1
<i>Psilocybe</i> sp1	Strophariaceae	1	0	1
<i>Psilocybe</i> sp2	Strophariaceae	1	0	1
<i>Stropharia</i> sp2	Strophariaceae	0	1	1
<i>Stropharia</i> sp3	Strophariaceae	1	0	1
<i>Baeospora</i> sp1	Tricholomataceae	1	0	1
<i>Tricholoma</i> sp1	Tricholomataceae	0	1	1
<i>Lepista</i> sp3	Tricholomataceae	1	0	1
<i>Clitocybe</i> sp4	Tricholomataceae	1	0	1
<i>Clitocybe</i> sp5	Tricholomataceae	1	0	1
<i>Clitocybe</i> sp9	Tricholomataceae	1	0	1
<i>Collybia</i> sp1	Tricholomataceae	1	0	1
<i>Collybia</i> sp4	Tricholomataceae	0	1	1
<i>Collybia</i> sp5	Tricholomataceae	0	1	1
<i>Collybia</i> sp6	Tricholomataceae	0	1	1
<i>Panus</i> sp1	Panaceae	1	0	1
<i>Panus</i> sp2	Panaceae	1	0	1

<i>Lentinus</i> sp4	Polyporaceae	1	0	1
Indeterminado 2		0	1	1
Indeterminado 3		0	1	1
Indeterminado 4		0	1	1
Indeterminado 5		1	0	1
Indeterminado 7		0	1	1
Indeterminado 8		0	1	1
Indeterminado 11		0	1	1
Indeterminado 13		0	1	1
Indeterminado 17		1	0	1
Indeterminado 23		0	1	1
Indeterminado 24		0	1	1
Indeterminado 25		0	1	1
Indeterminado 27		0	1	1
Indeterminado 28		0	1	1
Indeterminado 29		1	0	1
Indeterminado 30		1	0	1
Indeterminado 31		1	0	1
Indeterminado 32		0	1	1
Indeterminado 36		1	0	1
Indeterminado 37		1	0	1
Indeterminado 38		1	0	1
Indeterminado 39		1	0	1
Indeterminado 40		1	0	1
Indeterminado 42		1	0	1
Indeterminado 45		1	0	1
Indeterminado 46		1	0	1
Indeterminado 47		1	0	1
Indeterminado 49		1	0	1
Indeterminado 50		1	0	1
Indeterminado 51		1	0	1
Indeterminado 52		1	0	1
Indeterminado 54		1	0	1
Indeterminado 55		1	0	1
Indeterminado 57		1	0	1
Indeterminado 58		0	1	1
Indeterminado 59		0	1	1
Indeterminado 62		0	1	1
Indeterminado 63		1	0	1
Indeterminado 64		1	0	1
Indeterminado 66		0	1	1
Indeterminado 68		0	1	1
Indeterminado 69		0	1	1
Indeterminado 70		0	1	1
Indeterminado 71		1	0	1
Indeterminado 72		1	0	1
Indeterminado 73		1	0	1
Indeterminado 74		1	0	1

Indeterminado 76	1	0	1
Indeterminado 77	1	0	1
Indeterminado 78	1	0	1
Indeterminado 79	1	0	1
Indeterminado 80	0	1	1
Indeterminado 81	0	1	1
TOTAL	1407	1339	2746

Anexo 6. Resultados del análisis de correlación entre la riqueza y abundancia de hongos agaricoides del Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) y variables ambientales.

Variable (1)	Variable (2)	n	Spearman	p-valor
Riqueza (S)	Temp. micro (°C)	30	-0,48	0,0074
	Hum. micro (%)	30	0,37	0,0459
	Temp. macro (°C)	30	-0,45	0,0119
	Hum. macro (%)	30	0,25	0,1772
	Amp. term. (°C)	30	-0,37	0,0414
	Prec. 5 días (mm)	30	-0,13	0,4988
	Prec. 3 días (mm)	30	-0,20	0,2818
	Árb>10	30	0,02	0,9294
	MG>10	30	0,03	0,8738
Abundancia (n)	Temp. micro (°C)	30	-0,55	0,0018
	Hum. micro (%)	30	0,51	0,0040
	Temp. macro (°C)	30	-0,57	0,0011
	Hum. macro (%)	30	0,36	0,0478
	Amp. term. (°C)	30	-0,52	0,0035
	Prec. 5 días (mm)	30	-0,03	0,8631
	Prec. 3 días (mm)	30	-0,08	0,6643
	Árb>10	30	0,22	0,2328
	MG>10	30	-0,04	0,8467

Referencias: **n:** número de datos obtenidos para cada variable, **p-valor:** probabilidad asociada, **Riqueza sp.:** riqueza de especies/morfoespecies, **Temp. micro:** temperatura medida en el punto de muestreo, **Hum. micro:** humedad ambiental medida en el punto de muestreo, **Temp. macro:** temperatura promedio medida en la estación meteorológica mas cercana, **Hum. macro:** humedad promedio medida en la estación meteorológica mas cercana, **Amp. term:** diferencia entre la temperatura máxima y mínima registrada, **Prec. 5 días:** precipitaciones acumuladas los 5 días previos al muestreo, **Prec. 3 días:** precipitaciones acumuladas 3 días previos al muestreo, **Árb>10:** árboles mayores a 10 cm de DAP, **MG>10:** ramas caídas mayores a 10 cm de diámetro o 1 m de longitud. En negrita se señalan los valores estadísticamente significativos.

Anexo 7. Resultados del análisis de correlación entre la riqueza y abundancia de hongos agaricoides del Distrito de los Campos (DC) y las variables ambientales.

Variable (1)	Variable (2)	n	Spearman	p-valor
Riqueza (S)	Temp. micro (°C)	30	-0,54	0,0020
	Hum. micro (%)	30	0,54	0,0022
	Temp. macro (°C)	30	-0,53	0,0025
	Hum. macro (%)	30	0,5	0,0046
	Amp. term. (°C)	30	-0,49	0,0058
	Prec. 5 días (mm)	30	0,04	0,8216
	Prec. 3 días (mm)	30	0,21	0,2739
	Árb>10	30	-0,1	0,5927
	MG>10	30	-0,34	0,0632
Abundancia (n)	Temp. micro (°C)	30	-0,56	0,0012
	Hum. micro (%)	30	0,64	0,0002
	Temp. macro (°C)	30	-0,59	0,0006
	Hum. macro (%)	30	0,50	0,0047
	Amp. term. (°C)	30	-0,54	0,0021
	Prec. 5 días (mm)	30	0,14	0,4539
	Prec. 3 días (mm)	30	0,26	0,1658
	Árb>10	30	-0,05	0,7959
	MG>10	30	-0,31	0,0966

Referencias: **n:** número de datos obtenidos para cada variable, **p-valor:** probabilidad asociada, **Riqueza sp.:** riqueza de especies/morfoespecies, **Temp. micro:** temperatura medida en el punto de muestreo, **Hum. micro:** humedad ambiental medida en el punto de muestreo, **Temp. macro:** temperatura promedio medida en la estación meteorológica mas cercana, **Hum. macro:** humedad promedio medida en la estación meteorológica mas cercana, **Amp. term:** diferencia entre la temperatura máxima y mínima registrada, **Prec. 5 días:** precipitaciones acumuladas los 5 días previos al muestreo, **Prec. 3 días:** precipitaciones acumuladas 3 días previos al muestreo, **Árb>10:** árboles mayores a 10 cm de DAP, **MG>10:** ramas caídas mayores a 10 cm de diámetro o 1 m de longitud. En negrita se señalan los valores estadísticamente significativos.

Anexo 8. Detalle de los puntos de muestreo realizados en el Distrito de las Selvas Mixtas (DSM) y el Distrito de los Campos (DC) con sus correspondientes valores para cada variable ambiental.

Sitios	S	Ab	T° micro	H micro	T° macro	H macro	AT	P5	P3	Árb	MG
DSM 1	19	22	21,4	87,5	23,8	81,4	11,7	16,0	0,0	12	1
DSM 2	28	39	22,7	89,5	23,8	81,4	11,7	16,0	0,0	4	10
DSM 3	48	71	22,0	96,0	23,5	78,3	11,3	0,0	0,0	13	13
DSM 4	19	36	21,3	97,6	23,0	88,8	6,9	2,0	2,0	11	14
DSM 5	32	71	20,5	99,0	23,8	81,4	11,7	16,0	0,0	17	3

DSM 6	5	13	21,5	97,5	21,6	88,3	7,3	165,0	107,0	19	5
DSM 7	10	13	24,4	93,5	23,2	86,5	8,8	153,0	84,0	16	3
DSM 8	8	11	27,2	94,5	23,2	86,5	8,8	153,0	84,0	13	4
DSM 9	11	16	26,2	94,0	25,0	75,4	10,4	113,0	7,0	8	5
DSM 10	16	31	23,5	93,8	21,8	96,2	5,8	89,0	6,0	10	1
DSM 11	43	61	26,8	88,5	25,5	77,5	12,2	0,0	0,0	11	14
DSM 12	34	58	24,7	84,5	25,2	76,6	12,2	0,0	0,0	15	7
DSM 13	26	48	29,0	74,0	25,2	76,6	12,2	0,0	0,0	13	8
DSM 14	23	44	24,3	88,0	25,3	77,7	11,2	0,0	0,0	18	11
DSM 15	32	61	26,3	89,5	25,3	77,7	11,2	0,0	0,0	15	11
DSM 16	38	78	23,3	96,0	22,8	94,3	4,5	74,0	74,0	20	5
DSM 17	46	78	21,4	97,0	19,4	93,8	3,5	74,4	39,4	15	6
DSM 18	51	88	21,1	98,7	19,4	93,8	3,5	74,4	39,4	16	8
DSM 19	51	98	20,4	97,5	21,2	72,6	7,9	75,4	2,4	15	10
DSM 20	41	78	26,2	68,7	21,2	72,6	7,9	75,4	2,4	20	6
DSM 21	37	60	23,6	93,0	22,9	87,5	7,7	35,0	8,0	12	13
DSM 22	22	34	23,4	93,0	22,9	87,5	7,7	35,0	8,0	30	5
DSM 23	26	95	21,4	98,5	22,3	92,9	5,4	26,0	26,0	25	9
DSM 24	32	59	21,9	97,0	22,3	92,9	5,4	26,0	26,0	16	7
DSM 25	29	72	25,3	96,0	21,9	96,0	6,9	53,0	53,0	16	6
DSM 26	16	24	29,7	54,0	29,9	56,6	15,7	0,0	0,0	17	14
DSM 27	9	15	30,1	59,5	29,9	56,6	15,7	0,0	0,0	19	16
DSM 28	12	14	26,5	79,0	30,0	57,8	13,4	19,0	19,0	9	19
DSM 29	6	10	34,7	48,0	30,0	57,8	13,4	19,0	19,0	17	16
DSM 30	7	9	34,1	44,5	30,0	57,8	13,4	19,0	19,0	13	11
DC 1	49	105	21,4	87,5	21,4	77,5	8,4	24,0	24,0	17	9
DC 2	40	116	22,7	89,4	22,7	79,4	10,4	31,0	7,0	13	5
DC 3	37	84	22,0	96,0	22,0	86,0	2,2	59,0	35,0	14	6
DC 4	42	105	21,3	98,6	21,3	92,6	2,5	39,0	39,0	7	0
DC 5	35	53	21,5	99,2	21,5	86,8	5,6	141,0	123,0	10	10
DC 6	14	19	23,3	91,7	24,9	64,6	14,8	11,0	0,0	25	15
DC 7	19	24	24,0	74,7	27,8	65,0	10,6	5,0	0,0	19	13
DC 8	23	26	26,1	78,7	27,8	65,0	10,6	5,0	0,0	15	9
DC 9	8	10	33,4	55,3	30,8	59,2	10,6	24,0	24,0	10	6
DC 10	17	24	19,9	80,0	21,4	80,7	13,0	27,0	27,0	11	7
DC 11	35	57	24,0	81,5	24,4	61,0	11,5	0,0	0,0	11	12
DC 12	53	89	20,4	88,5	24,7	65,5	13,3	0,0	0,0	13	15
DC 13	45	77	25,0	85,0	24,7	65,5	13,3	0,0	0,0	12	6
DC 14	24	37	22,9	83,0	25,3	68,8	11,5	0,0	0,0	12	9
DC 15	38	55	22,5	86,3	26,1	65,4	12,7	0,0	0,0	12	8
DC 16	5	13	28,5	71,5	27,7	65,3	12,0	44,0	22,0	14	17
DC 17	17	39	19,0	97,3	22,2	77,0	9,0	26,0	26,0	18	8
DC 18	26	53	21,0	93,5	22,2	77,0	9,0	26,0	26,0	17	14
DC 19	23	28	22,6	93,7	23,7	82,2	10,3	49,0	49,0	8	6
DC 20	31	37	26,8	76,0	23,7	82,2	10,3	49,0	49,0	17	7
DC 21	36	46	22,6	89,0	22,7	85,8	7,2	48,0	48,0	20	26
DC 22	23	45	20,0	93,5	23,3	80,4	12,8	48,0	5,0	21	18

DC 23	8	10	25,6	86,0	23,3	80,4	12,8	48,0	5,0	26	8
DC 24	22	45	24,5	84,0	23,3	80,4	12,8	48,0	5,0	18	10
DC 25	17	50	24,1	94,5	25,7	79,4	9,9	79,0	31,0	23	12
DC 26	9	19	26,8	60,0	24,9	50,9	13,8	15,0	0,0	14	15
DC 27	12	14	22,3	80,5	27,2	53,3	16,0	0,0	0,0	11	15
DC 28	11	16	26,9	76,0	27,2	53,3	16,0	0,0	0,0	12	12
DC 29	10	17	30,7	49,0	27,2	53,3	16,0	0,0	0,0	12	16
DC 30	14	26	25,0	67,0	29,5	55,2	14,0	0,0	0,0	9	21

Referencias: **S:** riqueza de especies/morfoespecies de hongos agaricoides encontradas, **Ab:** abundancia total, **T° micro:** temperatura medida en el punto de muestreo (°C), **H micro:** humedad ambiental medida en el punto de muestreo (%), **T° macro:** temperatura promedio medida en la estación meteorológica más cercana(°C), **H macro:** humedad promedio medida en la estación meteorológica más cercana (%), **AT:** amplitud térmica, expresada como la diferencia entre la temperatura máxima y mínima registrada (°C), **P5:** precipitaciones acumuladas los 5 días previos al muestreo, **P3:** precipitaciones acumuladas 3 días previos al muestreo, **Árb:** árboles mayores a 10 cm de DAP, **MG:** ramas caídas mayores a 10 cm de diámetro o 1 m de longitud.

Anexo 9. Valores obtenidos para las distintas variables del suelo de la Selva Atlántica Argentina (SAA) durante los primeros 5 puntos de colecta en cada sitio.

	DSM 1	DSM 2	DSM 3	DSM 4	DSM 5	DC 1	DC 2	DC 3	DC 4	DC 5
pH 1:2,5	5,15	5,96	5,64	5,8	5,82	6,9	4,77	5,2	4,74	6,2
N (%)	0,27	0,37	0,54	0,60	0,47	0,51	0,30	0,39	0,28	0,65
P (ppm)	6	2	4	5	3	4	14	3	5	2
MO (%)	3,20	3,31	4,91	4,95	3,95	4,66	2,24	3,19	4,03	5,36
CO (%)	1,86	1,92	2,85	2,87	2,29	2,70	1,30	1,85	2,34	3,11
NH4+ (mg Kg⁻¹)	22	34	33	19	26	55	23	35	30	26
N-NO3 (mg Kg⁻¹)	11,01	10,24	14,79	8,11	9,30	15,84	12,84	11,51	4,99	8,71
C/N	6,87	5,19	5,27	4,79	4,87	5,30	4,33	4,74	8,35	4,78

Referencias: **DSM:** Distrito de las Selvas Mixtas, **DC:** Distrito de los Campos, **pH:** Potencial hidrógeno, **N:** Nitrógeno total, **P:** Fósforo, **MO:** Materia Orgánica, **CO:** Carbono Orgánico, **NH4+:** Amonio, **N-NO3:** Relación Nitrógeno-Nitrato, **C/N:** Relación Carbono-Nitrógeno.