



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SUR

TESIS DE DOCTOR EN BIOLOGÍA

**Estudio Sistemático de Micromicetes
de la Región Andino-patagónica**

Romina M. Sánchez

BAHIA BLANCA

ARGENTINA

2011



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SUR

TESIS DE DOCTOR EN BIOLOGÍA

**Estudio Sistemático de Micromicetes de la
Región Andino-patagónica**

Romina M. Sánchez

BAHIA BLANCA

ARGENTINA

2011

PREFACIO

Esta Tesis se presenta como parte de los requisitos para optar al grado Académico de Doctor en Biología, de la Universidad Nacional del Sur y no ha sido presentada previamente para la obtención de otro título en esta Universidad u otra. La misma contiene los resultados obtenidos en investigaciones llevadas a cabo en el ámbito del Departamento de Biología, Bioquímica y Farmacia durante el período comprendido entre el 2006 y el 2011, bajo la dirección de la Dra. María Virginia Bianchinotti, Universidad Nacional del Sur, y la co-dirección de la Dra. Andrea Irene Romero, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, UBA.



Firma del Alumno



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SUR
Secretaría General de Posgrado y Educación Continua

La presente tesis ha sido aprobada el/..../..... , mereciendo la calificación de(.....).

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Ma. Virginia Bianchinotti por su dedicación, bondad y cariño en la dirección de esta tesis, por abrirme las puertas de su laboratorio y biblioteca personal, por su confianza incondicional y su aliento permanente, y especialmente por brindarme su amistad.

A la Dra. Andrea I. Romero por guiarme y alentarme en el estudio de los ascomicetes, por la lectura crítica del manuscrito y principalmente por recibirme en su laboratorio, su hogar y su familia.

Al Dr. Mario Rajchenberg por su guía, su apoyo y sus consejos incondicionales, por facilitarme las instalaciones de su laboratorio y abrirme las puertas de su hogar.

Al Dr. Eduardo Cáceres por permitirme utilizar su laboratorio y biblioteca personal para realizar gran parte de mi investigación, por su apoyo y consejos.

A mis compañeros de laboratorio, por su ayuda y aliento constante, su confianza plena, y la buena onda y cariño que me regalaron todos estos años que disfruté al lado de ustedes: Alicia, Cecilia D., Cecilia P., Cone, Francisco, Lucas, Nora, Patricia, Paulita y Virginia.

A las “nuevas adquisiciones” del LEBBAH: Belén, Guada y Naty, por el apoyo que me brindaron y por la alegría refrescante que sumaron al equipo de trabajo.

A las autoridades del CERZOS por permitirme utilizar las instalaciones para el desarrollo de esta tesis, en especial a Silvia Díaz por su amabilidad y su eficiencia, y a los técnicos Ricardo y Jorge por su ayuda y buen humor.

A las autoridades y el personal administrativo del Depto. de Biología, Bioquímica y Farmacia de la UNS.

A los integrantes del laboratorio de Ecología: Ethel, Emilia, Nicolás, Pablo, Rosita y Silvana quienes me facilitaron las instalaciones de su laboratorio y me brindaron su ayuda y consejos.

A la gente del laboratorio de Genética del CERZOS por prestarme las instalaciones, a las Dras. Alicia Carrera, Gabriela Luciani, Marina Días y a todos sus becarios por la ayuda y los consejos que me brindaron, y en especial a Antonio Garayalde por ayudarme en la extracción de ADN.

A las autoridades del IADO por facilitarme el uso del microscopio de fluorescencia y a la Dra. Elisa Parodi por su intervención y por su amabilidad.

A los integrantes de las bibliotecas de Agronomía y Central de la UNS.

A las bibliotecarias del Instituto de Botánica Darwinion y del Depto. de Biodiversidad y Biología Experimental de la FCEN-UBA.

A la dirección de Parques Nacionales Delegación Regional Patagonia, por su eficacia, rapidez y amabilidad en la gestión y autorización de los permisos para los muestreos.

A la Dra. Freda Anderson por el préstamo de material óptico y por permitirme el uso de las cámaras de cultivo de su laboratorio.

A las Dras. Alina Greslebin y Belén Pildaín por abrirme las puertas de sus hogares, por su ayuda y guía indispensables durante la realización de mis muestreos.

A la Prof. Marta Garelli por su ayuda y correcciones en la descripción latina y por sus clases casi personalizadas de latín.

A la Dra. Ma. Amelia Cubitto por facilitarme material y equipos de su laboratorio para el desarrollo de algunas experiencias.

A la Dra. Andrea Romero, Dr. Amy Rossman, Dr. Andrew Miller, Dr. Carol Shearer, Dra. Laura Lorenzo, Dr. Joanne Taylor, Dr. Mario Rajchenberg, Dr. McKenzie E. y Dr. Peter Johnston quienes me enviaron sus publicaciones y me brindaron consejos, y también a las Dras. Virginia Sánchez Puerta y Vanesa Negrín quienes colaboraron en la obtención de bibliografía.

A los herbarios que me prestaron material fúngico, BPI (USA), NYBG (USA), LPS (Argentina), PDD(Nueva Zelanda) y W (Viena).

Especialmente a la Dra. Karina M. Michetti (Cone) por la lectura crítica del manuscrito.

A toda mi familia por apoyarme, valorarme y aguantarme: Jora, Patu, Ambi, Leo, Flor, Juan, Anto, Hernán, Lita y Juanca, y en especial a mis padres Mabel y Jorge.

A todos mis amigos por sostenerme en los momentos difíciles y alentarme, por respetar mis tiempos y por intentar entender este proceso que significa hacer una tesis.

RESUMEN

Con el propósito de ampliar el conocimiento de la diversidad de ascomicetes en plantas nativas de los bosques andino-patagónicos, se estudió la micobiota de ascomicetes no liquenizantes ni discomicetes, asociada con muestras de corteza y madera de *Austrocedrus chilensis* y cinco especies del género *Nothofagus*. Los muestreos se realizaron de forma no sistemática entre los años 2006 y 2009. Se desarrollaron en la región comprendida por el Parque Nacional Lanín en la provincia de Neuquén, el Parque Nacional Nahuel Huapi en la provincia de Río Negro y la zona periurbana de Esquel, el Parque Nacional Los Alerces y el Parque Provincial Lago Baggilt en la provincia de Chubut.

Se identificaron 34 taxones fúngicos, entre los cuales se registran por primera vez para Sudamérica, seis géneros (*Acanthostigma*, *Acarosporium*, *Decaisnella*, *Dwiroopa*, *Petrakia* y *Pseudochuppia*) y tres especies (*Melanomma subdispersum*, *Mytilinidion tortile* y *Monodictys paradoxa*). Se documentan por primera vez para nuestro país, cuatro géneros (*Asteromassaria*, *Dothiorina*, *Rebentischia* y *Tubeufia*) y dos especies (*Bactrodesmium atrum* y *Gilmaniella multiporosa*). Se proponen once especies nuevas, tres Dothideomycetes (*Acanthostigma patagonica* *Asteromassaria* sp. nov. y *Ostreichnion* sp. nov.), tres Eurotiomycetes (*Capronia* sp. nov1., *Capronia* sp. nov2. y *Decaisnella* sp. nov.) y cinco ascomicetes mitospóricos (*Dictyosporium* sp. nov., *Endomelanconium* sp. nov., *Petrakia* sp. nov., *Pseudochuppia* sp. nov. y *Trimmatostroma* sp. nov.).

Se encontró una ascomicobiota compuesta en su mayoría por especies de familias de la clase Dothideomycetes (38%), sobre especies de las clases Sordariomycetes (15%) y Eurotiomycetes (12%)

Nothofagus obliqua aparece como el sustrato más rico en especies seguido por *N. antarctica*. Los sustratos con menor riqueza son *N. pumilio* y *Austrocedrus chilensis*. Las muestras con mayor riqueza específica son las provenientes del Parque Nacional Nahuel Huapi, seguidas por las del Parque Provincial Lago Baggilt y las que presentaron el menor número de especies son las de Esquel.

En base a los resultados obtenidos en esta tesis y a su comparación con datos publicados previamente, se concluyó que en las notofagáceas de Oceanía y Sudamérica, predominan los ascomicetes en estado anamórfico por sobre los teleomórficos, siendo los mejor representados los

de la clase Sordariomycetes, seguidos por los de las clases Dothideomycetes y Eurotiomycetes. Se determinó, que las notofagáceas de ambos continentes comparten la presencia de 41 géneros de ascomicetes y un número no muy elevado de especies (17). Seguramente debido a la influencia de factores geográficos específicos.

Se encontró una mayor riqueza específica en las muestras de *Nothofagus* analizadas que la registrada en las nothofagáceas de Oceanía.

En Sudamérica, las notofagáceas de Argentina y Chile comparten solamente la presencia de once especies (*Chalara brevicaulis*, *C. dualis*, *C. nothofagi*, *Erysiphe nothofagi*, *Eurotium herbariorum* var. *fuegianum*, *Harknessia antarctica*, *Hysterographium flexuosum*, *H. subrugosum*, *Taphrina entomospora*, *Polyscytalum fuegianum* y *Sporocybe antarctica*).

ABSTRACT

With the aim of enlarge the knowledge of Ascomycetes diversity in native plants of the Andean Patagonian forest, the mycobiota in bark and wood of *Austrocedrus chilensis* and five species of the genus *Nothofagus* were studied. Pieces of bark and wood were unsystematically collected between the year 2006 and 2009. The sampling area included Lanín National Park in Neuquén province, Nahuel Huapi National Park in Río Negro Province and Esquel urban surroundings, Los Alerces National Park and Baggilt Lake Provincial Park in Chubut province.

Thirty four (34) fungal taxa were identified, among them six genera (*Acanthostigma*, *Acarosporium*, *Decaisnella*, *Dwiroopa*, *Petrakia* y *Pseudochuppia*) and three species (*Melanomma subdispersum*, *Mytilinidion tortile* y *Monodictys paradoxa*) were registered for the first time in South America. Four genera (*Asteromassaria*, *Dothiorina*, *Rebentischia* y *Tubeufia*) and two species (*Bactrodesmium atrum* and *Gilmaniella multiporosa*) were documented for the first time in Argentina. Eleven species are proposed as new to science, three of them belong to the Dothideomycetes (*Acanthostigma patagonica* *Asteromassaria* sp. nov. y *Ostreichnion* sp. nov.), three to the Eurotiomycetes (*Capronia* sp. nov1., *Capronia* sp. nov2. y *Decaisnella* sp. nov.) and five to the mitosporic fungi (*Dictyosporium* sp. nov., *Endomelanconium* sp. nov., *Petrakia* sp. nov., *Pseudochuppia* sp. nov. y *Trimmatostroma* sp. nov.).

The mycobiota was composed mostly of species from families of the Dothideomycetes class (38%), followed by species of the Sordariomycetes (15%) and Eurotiomycetes (12%) classes.

The highest number of fungal species was registered in Nahuel Huapi and Baggilt Lake parks. The samples with the largest species richness were those belonging to *Nothofagus obliqua* and *N. antarctica*, and those with the lowest fungal diversity were to *N. pumilio* and *Austrocedrus chilensis*.

A bibliographic revision was made to compare the diversity of ascomycetes associated to Nothofagaceae plants from South America and Oceania. In both ecosystems, the best represented group, was the Sordariomycetes class, followed by the Dothideomycetes and Eurotiomycetes classes. Even though the Nothofagaceae from both continents share the presence of 41 genera of Ascomycetes, the number of shared species (17) is not very high, probably due to the influence of specific geographical factors.

The species richness of the samples analyzed was higher than the registered in the Nothofagaceae from Oceania.

The Nothofagaceae from Argentina and Chile have only eleven species in common (*Chalara brevicaulis*, *C. dualis*, *C. nothofagi*, *Erysiphe nothofagi*, *Eurotium herbariorum* var. *fuegianum*, *Harknessia antarctica*, *Hysterographium flexuosum*, *H. subrugosum*, *Taphrina entomospora*, *Polyscytalum fuegianum* y *Sporocybe antarctica*).

ÍNDICE GENERAL

PREFACIO	i
AGRADECIMIENTOS	ii
RESUMEN	iv
ABSTRACT	vi
ÍNDICE GENERAL	vii
PRÓLOGO	1
INTRODUCCIÓN	4
MATERIALES Y MÉTODOS	8
1- Colección	8
2- Caracterización fitogeográfica del área de muestreo	9
3- Sitios de muestreo. Descripción, ubicación y datos de colección	10
3.1. Parque Nacional Lanín	10
3.2. Parque Nacional Los Alerces	14
3.3. Parque Nacional Nahuel Huapi	17
3.4. Muestras adicionales observadas	21
4- Descripción de las especies arbóreas muestreadas de acuerdo a Bisheimer & Fernández (2003); Brion <i>et al.</i> (1988) y Dimitri (1996)	22
4.1. <i>Austrocedrus chilensis</i>	22
4.2. <i>Nothofagus alpina</i>	23
4.3. <i>Nothofagus antarctica</i>	25
4.4. <i>Nothofagus dombeyi</i>	26
4.5. <i>Nothofagus obliqua</i>	28
4.6. <i>Nothofagus pumilio</i>	29
5- Sistema de clasificación adoptado, ordenamiento y modalidad de las descripciones de las especies	31
6- Estudio de los especímenes coleccionados	32
6.1. Microscopía óptica	32
6.2. Medios de montaje y tinción de acuerdo a Baral (1987; 2009); Bianchinotti (1994); Punithalingam y Woodhams (1984) y Romero y Minter (1988).	32
7- Aislamiento y cultivo	34
7.1. Técnicas de aislamiento	34

7.2. Técnicas de escarificación e inducción de la germinación de esporas	35
7.3. Medios de cultivo	35
8- Técnicas moleculares	38
8.1. Extracción de ADN (Promputtha & Miller, 2010)	38
8.2. Secuenciación y análisis filogenético	40
9- Análisis cualitativo de datos	41
9.1. Composición micobiótica	41
9.2. Riqueza específica	41
10- Listado de especies por hospedante	42
10.1. Ascomycota asociados con <i>Austrocedrus chilensis</i>	42
10.2. Ascomycota asociados con las especies de <i>Nothofagus</i>	42
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	43
1- Lista de las especies	43
2- Descripción de las especies y discusión	46
I. DOTHIDEOMYCETES	46
1. Hysteriaceae	46
1.1. <i>Ostreichnion</i>	
1.1.1. <i>Ostreichnion nova-caesariense</i>	46
1.1.2. <i>Ostreichnion</i> sp. nov.	48
2. Leptosphaeriaceae	54
2.1. <i>Leptosphaeria</i>	
2.1.1. <i>Leptosphaeria</i> sp.	54
3. Melanommataceae	56
3.1. <i>Melanomma</i>	
3.1.1. <i>Melanomma subdispersum</i>	56
4. Mytilinidiaceae	60
4.1. <i>Mytilinidion</i>	
4.1.1. <i>Mytilinidion andinense</i>	60
4.1.2. <i>Mytilinidion tortile</i>	61
5. Pleomassariaceae	65
5.1. <i>Asteromassaria</i>	
5.1.1. <i>Asteromassaria</i> sp. nov.	65
5.2. <i>Pleomassaria</i>	
5.2.1. <i>Pleomassaria</i> sp. 1	69
5.2.2. <i>Pleomassaria</i> sp. 2	69

6. Tubeufiaceae	74
6.1. <i>Acanthostigma</i>	
6.1.1. <i>Acanthostigma minutum</i>	74
6.1.2. <i>Acanthostigma patagonica</i> sp. nov.	75
6.2. <i>Rebentischia</i>	
6.2.1. <i>Rebentischia massalongoi</i>	87
6.3. <i>Tubeufia</i>	
6.3.1. <i>Tubeufia cerea</i>	91
II. EUROTIOMYCETES	96
1. Herpotrichiellaceae	96
1.1. <i>Capronia</i>	
1.1.1. <i>Capronia chlorospora</i>	96
1.1.2. <i>Capronia</i> sp. nov. 1	97
1.1.3. <i>Capronia</i> sp. nov. 2	98
2. Massariaceae	106
2.1. <i>Decaisnella</i>	
2.1.1. <i>Decaisnella</i> sp. nov.	106
III. SORDARIOMYCETES	111
1. Amphisphaeriaceae	111
1.1. <i>Discostroma</i>	
1.1.1. <i>Discostroma</i> sp.	111
2. Ceratocystidaceae	114
2.1. <i>Ceratocystis</i>	
2.1.1. <i>Ceratocystis moniliformis</i>	114
3. Coniochaetaceae	119
3.1. <i>Coniochaeta</i>	
3.1.1. <i>Coniochaeta rhopalochaeta</i>	119
4. <i>Incertae sedis</i>	123
4.1. <i>Rhynchomeliola</i>	
4.1.1. <i>Rhynchomeliola usteriana</i>	123
5. Calosphaeriales	126
5.1. Especie indeterminada 1	126
IV. HONGOS MITOSPÓRICOS	128
1. <i>Acarosporium</i>	
1.1. <i>Acarosporium quisquillaris</i>	128

2. <i>Avettaea</i>	
2.1. <i>Avettaea</i> aff. <i>salvadorae</i>	131
3. <i>Bactrodesmium</i>	
3.1. <i>Bactrodesmium atrum</i>	135
4. <i>Dictyosporium</i>	
4.1. <i>Dictyosporium</i> sp. nov.	138
5. <i>Dothiorina</i>	
5.1. <i>Dothiorina tulasnei</i>	143
6. <i>Dwiroopa</i>	
6.1. <i>Dwiroopa ramya</i>	148
7. <i>Endomelanconium</i>	
7.1. <i>Endomelanconium</i> sp. nov.	151
8. <i>Gilmaniella</i>	
8.1. <i>Gilmaniella multiporosa</i>	157
9. <i>Monodictys</i>	
9.1. <i>Monodictys paradoxa</i>	160
10. <i>Petrakia</i>	
10.1. <i>Petrakia</i> sp. nov.	163
11. <i>Pseudochuppia</i>	
11.1. <i>Pseudochuppia</i> sp. nov.	168
12. <i>Trimmatostroma</i>	
12.1. <i>Trimmatostroma</i> sp. nov.	172
3- Aislamientos	176
4- Análisis cualitativo de datos	177
4.1- Composición micobiótica	177
4.2- Riqueza específica	178
5- Listado de especies por hospedante	181
5.1. Ascomycota asociados a <i>Austrocedrus chilensis</i>	181
5.2. Ascomycota asociados a las especies de <i>Nothofagus</i>	182
CONCLUSIONES	188
ÍNDICE DE TAXONES FÚNGICOS	190
BIBLIOGRAFÍA	196
APÉNDICE	225
PUBLICACIÓN DE RESULTADOS	237

PRÓLOGO

Biodiversidad es el término que define la variedad de especies en su medio ambiente (Real Academia Española, 2010). Este concepto representa la variedad de vida y la manera en que ésta está organizada, los procesos naturales en los que los seres vivos participan y cómo interactúan en nuestro planeta. La biodiversidad se puede medir a varias escalas que van desde lo más pequeño como el nivel genético de los organismos hasta ecosistemas e incluso paisajes enteros.

El estudio y comprensión de la biodiversidad es uno de los mayores desafíos para los biólogos. Esto los lleva a registrar los extensos recursos naturales de los distintos tipos de ambientes, hallando nuevas formas biológicas, documentando sus características, determinando relaciones evolutivas y estimando sus valores potenciales (Greuter *et al.*, 2002)

Cuando se habla de conservar la biodiversidad, la mayoría de las veces se lo hace desde el punto de vista de una ganancia para la humanidad. En la gran variedad de especies del mundo encontramos comida, medicinas y materias primas para todo tipo de productos. Sus componentes genéticos, en la mayoría de los casos aún no estudiados, pueden representar la base de nuestra existencia futura. Sin embargo para muchos estudiar y conservar la biodiversidad no siempre tiene como meta encontrar un beneficio futuro, sino simplemente representa una forma diferente de sentir lo que nos rodea, respetando todas las formas de vida que comparten el mundo con el ser humano.

Cuando se decide implementar una acción para conservar la biodiversidad de un ecosistema, se necesita basar la estrategia en toda la información recabada que defina al mismo lo más acertadamente posible. La encargada de proveer esa información es la Biología Sistemática, una disciplina científica multidimensional que describe, nombra, clasifica y determina las relaciones entre la biota del planeta (Crisci, 2006). Es la ciencia de la diversidad que estudia las relaciones de parentesco entre los organismos y su historia evolutiva e incluye la información filogenética, morfológica, ecológica y paleontológica para crear sistemas que expresen de la mejor manera posible los diversos grados de similitud entre los organismos. En general se confunde la sistemática con la

taxonomía que es una sub-disciplina de la misma encargada de ordenar a los organismos en un sistema de clasificación.

La revisión regular y sistemática de la información, más la toma de nuevos datos, son acciones inevitablemente necesarias. Sin embargo, en muchas partes del mundo, este proceso es incompleto y a veces inexistente. En tales casos se estudia la manera más razonable de extrapolar la información obtenida en sitios ecológica y paisajísticamente similares para asegurar que las decisiones que afecten el futuro de la biodiversidad sean tomadas en base a los mejores análisis posibles (Groombridge, 1994).

En 1988 Myers concibió el concepto de “Hotspots” o Puntos Críticos de Biodiversidad (PCB) para denominar las zonas con altísimos niveles de endemismos vegetales, que a su vez sufren niveles graves de pérdida de hábitat. Inicialmente Myers identificó de esta manera a diez bosques tropicales, pero rápidamente sumó otros tipos de ecosistemas. En los años siguientes la organización “Conservation International” adoptó este concepto e introdujo los umbrales cuantitativos para la designación de los PCB. Para calificar como un PCB una región debe cumplir estrictamente dos criterios: contar con al menos 1500 especies de plantas vasculares endémicas y haber perdido al menos el 70% de su hábitat original. Actualmente existen 34 PCB en el mundo y la cantidad de biodiversidad contenida en los mismos es extremadamente alta. Son varios los esfuerzos abocados a la recuperación de estos puntos críticos pero a menos que resulten exitosos, en un futuro no muy lejano perderemos más de la mitad del patrimonio natural de nuestro planeta.

Los Andes Tropicales, la Selva Atlántica y el Bosque Valdiviano Chileno son los tres PCB del mundo que involucran a la República Argentina. El primero se extiende desde Venezuela hasta nuestro país, donde comprende parte la selva de las Yungas, de la prepuna y puna y de la zona altoandina del noroeste; el segundo comprende el noreste de Brasil hasta el sudoeste de Paraguay y noreste de Argentina donde abarca las selvas mixtas de la provincia de Misiones; y el último se extiende desde Chile cubriendo alrededor del 40% de su tierra y parte de los bosques subantárticos y altoandinos del suroeste argentino (CI, 2007).

Toda la información que pueda ser sumada a la ya existente sobre estos puntos críticos es valiosa, tanto la relativa a los componentes originales de estos hábitats como a los factores naturales que los condicionan y los que los deterioran o directamente los destruyen. Es así que la biología sistemática debe volver a cobrar importancia. Muchas veces es vista solamente como una “ciencia básica” que describe, nombra y clasifica los organismos. Sin embargo, es el área más amplia de la biología que reúne todo el conocimiento sobre los distintos caracteres de los organismos: morfológicos, fisiológicos, genéticos, geográficos y ecológicos (Crisci, 2006), todos muy necesarios a la hora de ser estudiados y utilizados por cualquier disciplina científica aplicada o más aún, por cualquier plan de preservación.

Si bien las nuevas técnicas científicas tienden a seducirnos hacia la biología aplicada no debemos dejar de ver que muchos sectores de la biodiversidad siguen aún poco explorados y son reservorios de inimaginables recursos.

Es por todo esto que me sedujo la idea de estudiar un grupo increíblemente diverso dentro de los hongos, los ascomicetes, en una región de la Argentina con un alto grado de endemismos vegetales e incluida dentro de uno de los tres “Hotspots” que integra nuestro país. Los bosques andino-patagónicos constituyen una de las formaciones biogeográficas más interesantes y son uno de los reservorios fúngicos menos estudiados del mundo (Lodge *et al.*, 1995).

Mi investigación, plasmada en esta tesis, es un aporte al conocimiento de la biodiversidad mundial de los ascomicetes y a la biodiversidad general de los bosques andino-patagónicos, proporcionando información que en un futuro no muy lejano será relevante para la preservación de su hábitat natural.

INTRODUCCIÓN

Los hongos constituyen uno de los grupos más diversos de organismos eucariotas de la tierra. El número estimado de especies convierten a los hongos en el grupo más numeroso de organismos en cuanto biodiversidad, superado sólo por los insectos (Purvis & Hector, 2000). Cumplen importantes roles en todos los ecosistemas del mundo reciclando nutrientes, degradando madera u otros desechos herbáceos, y mejorando el crecimiento de las plantas. También impactan en la economía humana parasitando plantas, animales y humanos, destruyendo cultivos o proveyéndonos de substancias antibióticas, toxinas específicas y variados complejos nutricionales.

Históricamente, los datos morfológicos fueron la principal herramienta usada para la reconstrucción de la evolución fúngica. Sin embargo, con el advenimiento de los análisis moleculares, muchas relaciones inesperadas fueron descubiertas en todos los niveles taxonómicos. Esto provocó una completa reevaluación de los caracteres estructurales y morfológicos usados para reconocer homologías, en el desarrollo de la verdadera historia evolutiva de los hongos (Celio *et al.*, 2006).

El Reino Fungi comprende cinco phyla, de los cuales el Phylum Ascomycota es el mayor, contando con alrededor de 64.163 especies descritas (Kirk *et al.*, 2008). Desde la década del 90 se han realizado innumerables estudios sistemáticos en un esfuerzo por reconstruir las filogenias de varios de los principales grupos taxonómicos tales como Diatrypaceae (Acero *et al.*, 2004; Carmarán *et al.*, 2006), Herpotrichiellaceae (Haase *et al.*, 1995; 1999), Coronophorales (Huhndorf *et al.*, 2004a), Xylariaceae (Bahl *et al.*, 2005; Stadler & Fournier, 2006; Peláez *et al.*, 2008), Sordariales (Huhndorf *et al.*, 2004b; Miller & Huhndorf, 2005), Pleosporales y Dothideales (Khashnobish *et al.*, 1996; Cámara *et al.*, 2002; Hambleton *et al.*, 2003; Kodsueb *et al.*, 2006a; Schoch *et al.*, 2006; 2009; Shearer *et al.*, 2009; Tsui *et al.*, 2007), y Pezizomycotina (Spatafora *et al.*, 2006), entre otros.

Argentina tiene una larga tradición de estudios micológicos, pero la inmensidad de su territorio, sumada al pequeño número de especialistas en algunos grupos, conspira para que el conocimiento de la diversidad fúngica de nuestro país diste de ser completo.

La región de los bosques andino-patagónicos constituye una de las formaciones biogeográficas más particulares del país (Cabrera & Willink, 1980; Hueck, 1978; Donoso, 1993), caracterizada por bosques caducifolios de Fagáceas sudamericanas. En ella aparecen muchas especies vegetales endémicas de familias relacionadas históricamente con las biotas de Nueva Zelanda y Australia (Crisci *et al.*, 1991). Sin embargo, pese a los esfuerzos realizados y al progresivo avance, los estudios micológicos siguen siendo escasos. Entre otros aportes al conocimiento de la micobiota de esta zona pueden mencionarse los de Havrylenko (U. N. C.), Lorenzo (U. N. C.) y Rajchenberg (CIEFAP, UNPSJB) en Erysiphales, Sordariales y Aphylllophorales, respectivamente. El proyecto "Flora Criptogámica de Tierra del Fuego" también posibilitó el estudio de algunos grupos, como los basidomicetes, entre los que pueden citarse los trabajos de Greslebin (2002), Horak (1979), Lindquist (1978) y Wright & Deschamps (1975).

La mayoría de los estudios han sido localizados solamente en unas pocas áreas de los bosques del continente y de Tierra del Fuego, y la información sobre algunos grupos fúngicos es aún insuficiente. Un buen ejemplo de esta situación es el limitado conocimiento de los micromicetes, en particular en lo relativo a los patógenos de plantas nativas. Con respecto a los ascomicetes no liquenizantes, los discomicetes aparecen como el grupo mejor estudiado donde podemos citar los trabajos de Gamundí (1962, 1964, 1971, 1975, 1986, 1997, 2003), Gamundí *et al.* (1977a, 1994, 1995, 1998a/b, 2004) y Gamundí & Romero (1998). Sin embargo, la información sobre numerosas familias de pirenomicetes y de loculoascomicetes s.l. es fragmentaria o casi inexistente. Si bien Spegazzini desarrolló una intensa actividad micológica en la zona (cfr. Farr, 1973) realizando un gran aporte sobre ambos grupos, sus últimas publicaciones datan del año 1926 y desde entonces sólo podemos nombrar algunos trabajos más al respecto y restringidos a las zonas del Parque Nacional Nahuel Huapi y Parque Nacional Tierra del Fuego: Gamundí *et al.* (2001); Gamundí & Lorenzo (2001); Havrylenko (1993, 1995a, 1995b, 1996); Havrylenko & Braun (1998a, 1998b); Lorenzo (1989, 1990, 1992, 1993, 1994, 1996, 1999) Lorenzo & Havrylenko (1988, 1999, 2001, 2002); Lorenzo & Messuti (1998, 2005); Messuti & Lorenzo (1997, 2003, 2007); Romero *et al.* (1999) y Romero & Carmarán (2003).

En cuanto a los hongos mitospóricos, si bien los hifomicetes han sido más estudiados, solamente existen dos trabajos integrales sobre el grupo, el de Godeas *et al.*

(1977) sobre los que habitan suelo y hojarasca en descomposición y el de Godeas & Arambarri (1993; 1996) sobre hifomicetes acuáticos. Además, pueden citarse las publicaciones relativas a los degradadores de hojarasca de distintas especies nativas (entre otras Arambarri, *et al.* 1981; Arambarri & Godeas, 1994a/b; Gamundí *et al.*, 1977b; 1979). No obstante, respecto a los celomicetes, y a pesar de constituir un grupo que incluye numerosos patógenos, los aportes son menos numerosos. Spegazzini (cfr. Farr, 1973) describió pocos celomicetes y las últimas contribuciones de otros autores representan listas o recopilaciones de especies descritas o citadas previamente para la región (Allegrucci *et al.*, 2009; Viégas, 1961; Mujica & Vergara, 1980).

Por otro lado cabe destacar que los ascomicetes son un grupo formado mayoritariamente por hongos microscópicos, muchos de los cuales son valiosos por su habilidad para producir importantes productos farmacéuticos, agroquímicos e industriales. Algunos de ellos también pueden causar enfermedades en los árboles que luego se verán reflejadas en la madera utilizada para mueblería y construcción. Sin embargo, los ascomicetes son menos estudiados que otros grupos quizás debido a su pequeño tamaño y/o a sus estructuras visibles menos atractivas.

Con el fin de contribuir al conocimiento de la diversidad de los hongos de nuestro país y más específicamente de los ascomicetes, se plantearon las siguientes hipótesis y objetivos de trabajo:

HIPÓTESIS:

1- La diversidad de ascomicetes sobre *Austrocedrus chilenses* y las especies del género *Nothofagus* en los bosques patagónicos es muy rica.

2- Los árboles del género *Nothofagus*, igualmente representados en Australia como en el sur de Argentina y Chile, presentan una mayor riqueza fúngica en las especies de Sudamérica, debido al aislamiento en el que permanecen las especies austral-asiáticas.

3- Presencia de un número alto de especies nuevas y endémicas de ascomicetes.

OBJETIVOS:

General:

Contribuir al conocimiento de los micromicetes asociados a las plantas perennes nativas de los bosques andino-patagónicos.

Específicos:

1- Identificar especies de micromicetes asociadas con corteza y/o madera de algunas plantas leñosas de los bosques andino-patagónicos.

2- Describir posibles especies nuevas.

3- Aislar y cultivar las especies con relevancia fitopatológica y/o taxonómica.

4- Establecer el rango de hospedantes y la distribución geográfica de especies conocidas.

5- Realizar aportes al conocimiento de la historia de la biota sobre la base de las asociaciones registradas.

MATERIALES Y MÉTODOS

1. Colección.

Las colecciones se realizaron en tres parques nacionales (Los Alerces, Nahuel Huapi y Lanín), un parque provincial (Lago Baggilt) y en los alrededores de la ciudad de Esquel (Lámina 1). Los muestreos se hicieron en forma no sistemática en otoño, primavera y verano de los años 2006 a 2009.

En cada sitio se seleccionaron los árboles más representativos. De ellos se coleccionaron ramitas y trozos de corteza y/o madera de troncos de árboles en pie así como de troncos caídos identificables, que tuviesen crecimiento fúngico visible a ojo desnudo o con lupa de mano. Los materiales se colocaron en sobres de papel madera rotulados, registrándose para cada muestra la fecha, ubicación, especie vegetal y cuando fue posible, una descripción del síntoma de la planta o el signo fúngico. Los especímenes fueron secados al aire. De los muestreos realizados se obtuvieron 430 muestras. Los materiales se depositaron en el herbario de la Universidad Nacional del Sur de Bahía Blanca (BBB.) (siglas de acuerdo con Holmgren *et al.*, 1990)

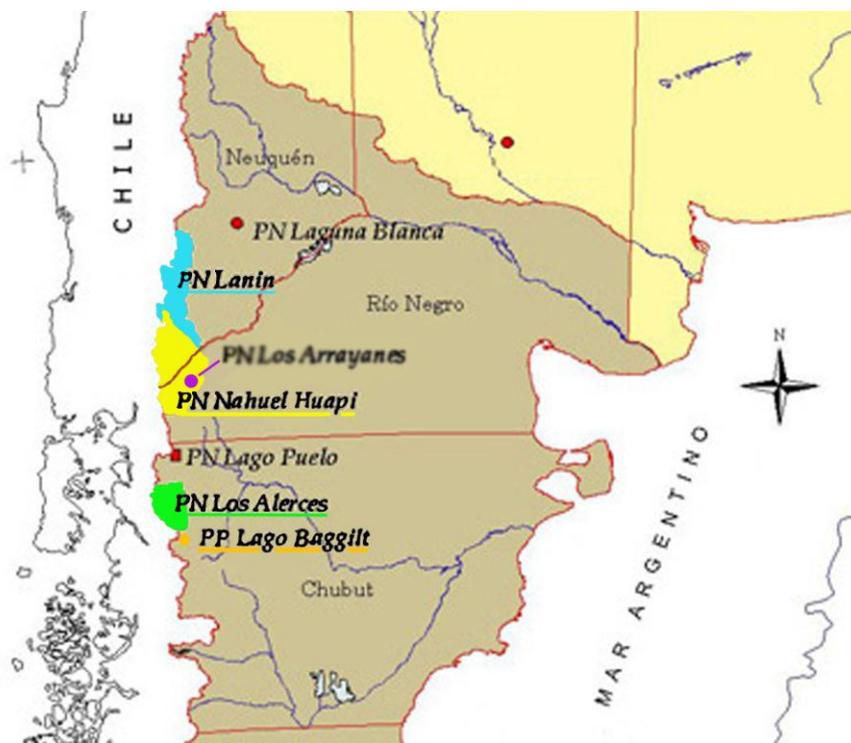


Lámina 1: Parques donde se realizaron los muestreos: Lanín, Los Alerces, N. Huapi y L. Baggilt.

2. Caracterización fitogeográfica del área de muestreo.

El área de muestreo pertenece al distrito Patagónico Occidental de la provincia Patagónica del dominio Andino – Patagónico de acuerdo a la clasificación de Cabrera & Willink (1980). Esta provincia fitogeográfica se extiende a través del margen oeste de las provincias de Río Negro y Chubut alcanzando parte del margen sudoeste de Mendoza y parte del margen noroeste de Tierra del Fuego. La provincia Patagónica está compuesta por grandes mesetas y montañas no muy elevadas, clima muy seco y frío, con nieve durante el invierno y heladas casi todo el año. Predomina la vegetación de tipo estepa arbustiva y estepa herbácea, con formaciones boscosas restringidas a una fina franja occidental (Cabrera, 1953). La existencia de los bosques andino-patagónicos se debe única y exclusivamente a las posibilidades de lluvia que producen los vientos húmedos provenientes del océano Pacífico. Las isohietas van decreciendo rápidamente de oeste a este, desde más de 4000 mm anuales a la altura del Parque Nacional Nahuel Huapi, hasta sólo 300 mm anuales donde se encuentra la estepa patagónica plena. Las formaciones boscosas andino-patagónicas se extienden hasta terminar en la isohieta de 1000 mm anuales aproximadamente. Los vientos soplan continuamente desde el sector oeste y su influencia en la vegetación puede observarse en las formas de estepa y bosque de la región oriental. La velocidad de los mismos es mayor en el verano cuando todos los procesos fisiológicos de las plantas son más activos. La vegetación predominante de los bosques andino-patagónicos está formada por las especies del género *Nothofagus*, *Lomatia hirsuta* (Lam.) Diels (radal), *L. ferruginea* (Cav.) R. Br. (fuinque), *Maytenus boaria* Molina (maitén), *Austrocedrus chilensis* (ciprés de la cordillera) entre otras, junto con helechos, epífitas, lianas, musgos, etc. El suelo es muy suelto, pobre en arcilla y con una alta cantidad de materia orgánica en espesores muy variables. Tiene una reacción ligeramente ácida, siendo muy fácilmente erosionable cuando no está protegido por el bosque y el conjunto vegetal herbáceo arbustivo y la hojarasca (Dimitri, 1996).

3. Sitios de muestreo. Descripción, ubicación y datos de colección.

3.1. Parque Nacional Lanín

Este parque ubicado al sudoeste de la provincia de Neuquén es el más septentrional de los parques del bosque andino-patagónico. Limita al oeste con Chile y con el Parque Nacional Nahuel Huapi al sur, ocupa un área de 412.000 hectáreas a lo largo de una franja montañosa de 170 kilómetros de norte a sur. Se caracteriza por un paisaje de montaña de relieve abrupto y escarpado, con más de veinte lagos y valles de origen glaciar, tapizados por bosques fríos. Entre los árboles más representativos de esta región se encuentra el pehuén (*Araucaria araucana* (Molina) K. Koch) que en la zona norte del parque forma bosques puros y hacia el sur se mezcla con ejemplares de roble pellín (*Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst.), lenga (*N. pumilio* (Poepp. & Endl.) Krasser), coihue (*N. dombeyi* (Mirb.) Oerst.) y raulí (*N. alpina* (Poepp. & Endl.) Oerst.). El pehuén, el raulí y el roble pellín son especies que no se encuentran en otras partes del territorio argentino. El clima es templado a frío, con fuertes vientos del oeste, nevadas frecuentes de mayo a octubre y precipitaciones anuales que alcanzan los 1800 mm, siendo junio el mes más lluvioso y enero el más seco. Hay sitios donde la precipitación anual supera los 4000 mm. Las temperaturas medias anuales están entre 4° C en invierno y 17° C en verano, con máximas de hasta 30° C (Bisheimer & Fernández, 2003).

Los puntos de muestreo se detallan en la tabla 1 y se esquematizan en los mapas de las láminas 2 y 3.

TABLA 1: Datos de los puntos de muestreo en el Parque Nacional Lanín.

Fecha	Punto/Ubicación	Caracterización
16/05/2007	Ruta Nac. 234 desde La Angostura a S.M.A. pasando el acceso a Lago Meliquina.	Bosque del Parque Nac.
17/05/2007	Ruta Prov. 48 antes de llegar a playas de Yuco.	Bosque del Parque Nac.
17/05/2007	Sendero de ascenso a cascada Chachín.	Bosque del Parque Nac.
18/05/2007	Camino a Lago Quillén.	Bosque del Parque Nac.
18/05/2007	Camino a Lago Hui Hui.	Bosque del Parque Nac.
15/05/2008	Lado derecho del camino “Paso del Córdoba”. 40° 35,893’ S – 71° 08,605’ O. 1232 msnm.	Bosque del Parque Nac.
15/05/2008	40° 09,140’ S – 71° 35,251’ O. 755 msnm. Ruta Provincial 48.	Bosque del Parque Nac.
16/05/2008	Ruta Nacional 234, Km. 74. 40° 10,443’ S – 71° 21,750’ O. 700 msnm.	Bosque del Parque Nac.
13/01/2009	Ruta Provincial 48. 40° 07,884’ S – 71° 27,663’ O. 979 msnm.	Bosque del Parque Nac.
13/01/2009	Descendiendo desde cascada Chachín. Punto N° 1. 40° 08,322’ S – 71° 40,296’ O. 962 msnm.	Bosque del Parque Nac.
13/01/2009	Descendiendo desde cascada Chachín. Punto N° 2. 40° 08,377’ S – 71° 39,819’ O. 679 msnm.	Bosque del Parque Nac.
13/01/2009	Descendiendo desde cascada Chachín. Punto N° 3. 40° 08,377’ S – 71° 39,820’ O. 679 msnm.	Bosque del Parque Nac.
13/01/2009	40° 08,381’ S – 71° 39,630’ O.	Bosque del Parque Nac.
13/01/2009	40° 09,611’ S – 71° 32,749’ O. 638 msnm.	Bosque del Parque Nac.
18/01/2009	Lado derecho del camino “Paso del Córdoba”. 40° 35,747’ S – 71° 08,621’ O. 1245 msnm.	Bosque del Parque Nac.
18/01/2009	Lado derecho del camino “Paso del Córdoba”. 40° 38,687’ S – 71° 09,001’ O. 932 msnm.	Bosque del Parque Nac.

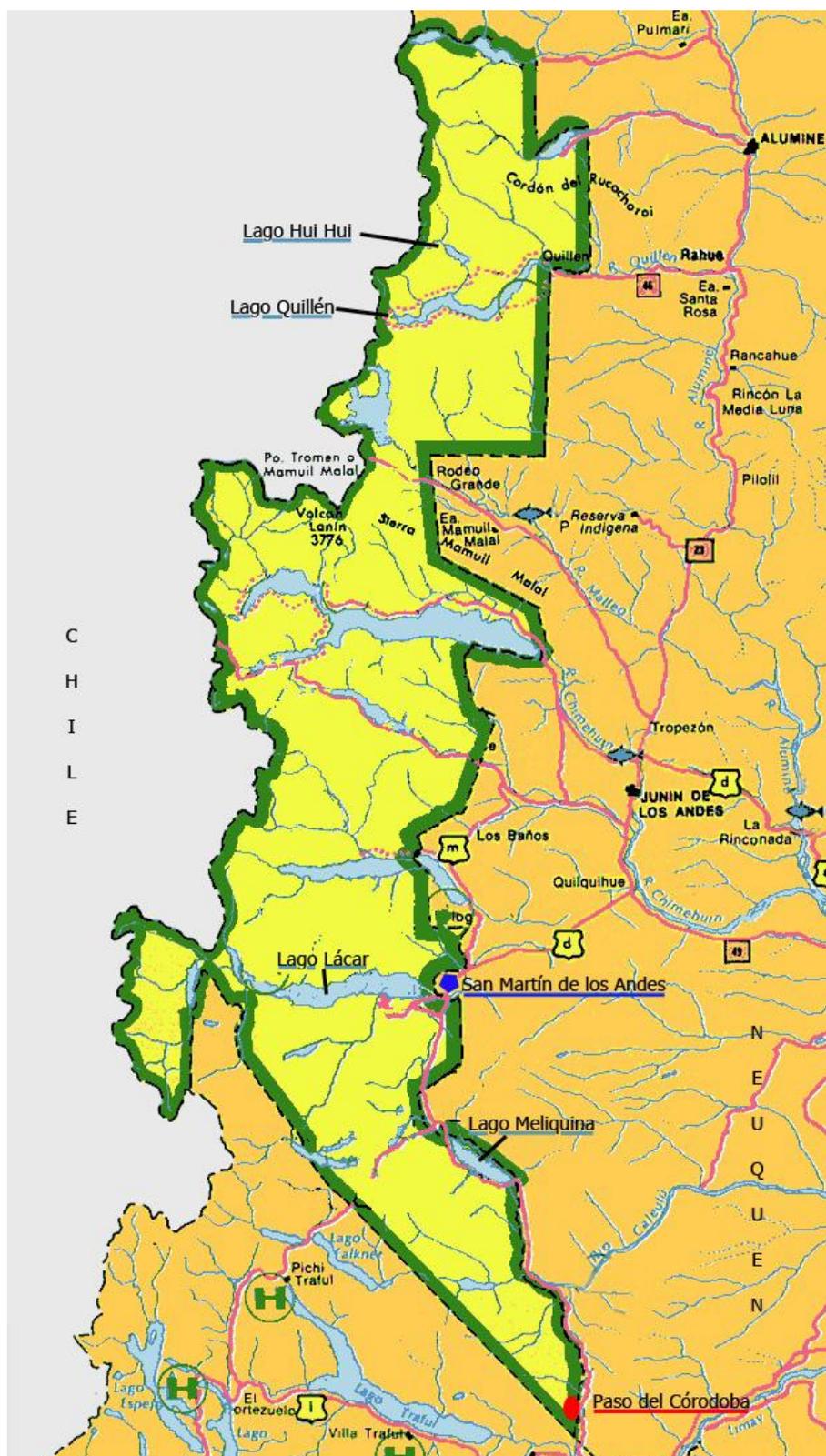


Lámina 2: Mapa parcial de la provincia del Neuquén. Ubicación del Parque Nacional Lanín.

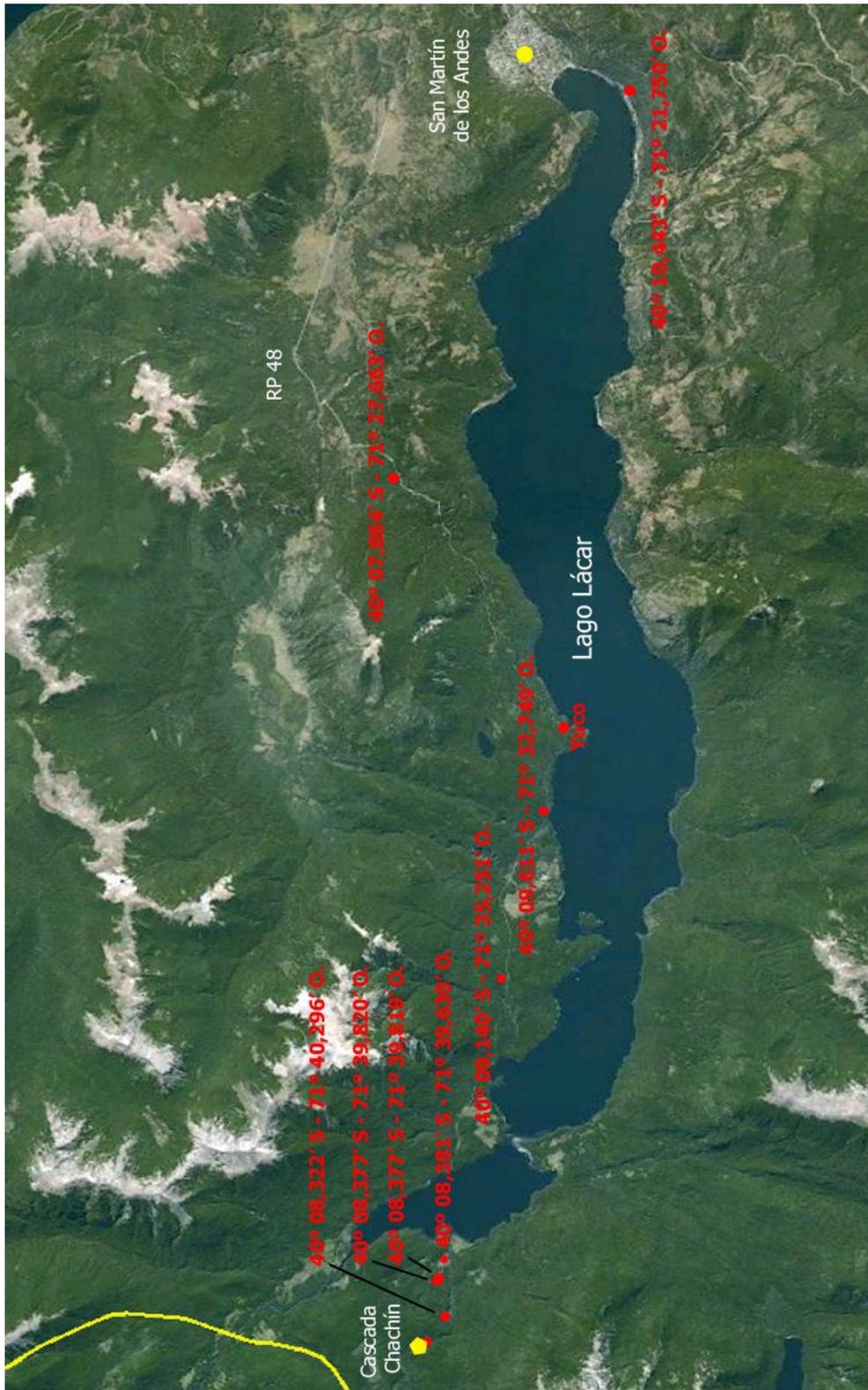


Lámina 3: Puntos de muestreo alrededor del lago Lácar en el Parque Nacional Lanín.

3.2. Parque Nacional Los Alerces

Ubicado a 40 kilómetros de la ciudad de Esquel, al sur del paralelo 42° 30', en la provincia del Chubut, en el límite internacional con Chile. Abarca una superficie total de 263.000 hectáreas de las cuales el 28.5% corresponden al área de Reserva Nacional. Está formado por un bello y complejo sistema lacustre con numerosos ríos, arroyos y lagos rodeados por cordones montañosos cubiertos por tupidos bosques principalmente de coihue, ciprés y lenga. En su extremo oeste las abundantes lluvias alimentan la formación más exuberante y rica dentro de los bosques andino-patagónicos: la “Selva Valdiviana”. El componente vegetal más destacado es el alerce (*Fitzroya cupressoides* (Molina) I.M. Johnst.), que encuentra en este parque las formaciones de mayor extensión, sin embargo, también son representativos de esta región la lenga, el ñire, ciprés de la cordillera, maitén, coihue, radial, canelo (*Drimys winteri* J.R. Forst & G. Forst) y maniús (especies del género *Podocarpus* Labill.), entre otros. El clima es húmedo, templado a frío y con temperaturas medias anuales entre 5 y 6° C en invierno y entre 15 y 16° C en verano. Es característico la presencia de nubes en forma casi constante, por lo que son muy pocos los días totalmente despejados (Bisheimer & Fernández, 2003; Dimitri, 1996).

Los puntos de muestreo se detallan en la tabla 2 y se esquematizan en los mapas de las láminas 4 y 5.

TABLA 2: Datos de los puntos de muestreo en el Parque Nacional Los Alerces y en el área urbana y periurbana de la ciudad de Esquel.

Fecha	Ubicación	Caracterización
23/10/2006	Aserradero Pelech Hnos. Ciudad de Esquel.	Urbano
24/10/2006	42° 50,560' S - 71° 36,133' O. 539 msnm.	Bosque del Parque Nac.
24/10/2006	42° 46,370' S - 71° 43,849' O. 551 msnm.	Bosque del Parque Nac.
25/10/2006	43° 09,988' S - 71° 42,247' O. 530 msnm.	Bosque del Parque Nac.
27/10/2006	43° 07,314' S - 71° 37,532 O. 372 msnm.	Bosque del Parque Nac.
27/10/2006	43° 07,167' S - 71° 38,004 O. 356 msnm.	Bosque del Parque Nac.
28/10/2006	42° 50,474' S - 71° 27,878 O. 1.137 msnm. Bosque Huemules, Esquel.	Bosque Nativo, propiedad de la UNPSJB ^{*1}
12/05/2007	Aserradero Pelech. Ciudad de Esquel.	Urbano
14/05/2007	Inicio del Camino al Cerro Cocinero luego de pasar el Arroyo Raiñito.	Bosque del Parque Nac.
14/05/2007	Ruta Prov. 71, 100 m antes la altura del inicio del camino al Cerro Cocinero. Aproximadamente 42° 57' 19,8'' S - 71° 35' 39,5'' O. 610 msnm.	Bosque del Parque Nac.
15/05/2007	Camino a Lago Baggilt desde Ruta Nac.259 después de Trevelin. Desvío a la izquierda de 12 Km. Aproximadamente 43° 16' S - 71° 41' O.	Bosque del Parque Provincial Lago Baggilt
16/05/2007	Campo Forestal Gral. San Martín-INTA. Paraje las Golondrinas, sobre Ruta Nacional 258	Estación Experimental

^{*1} UNPSJB: Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco.



Lámina 4: Mapa parcial de la provincia del Chubut. Ubicación del Parque Nacional Los Alerces y de los puntos de muestreo bosque Huemules, Esquel, estación INTA San Martín y lago Baggilt.

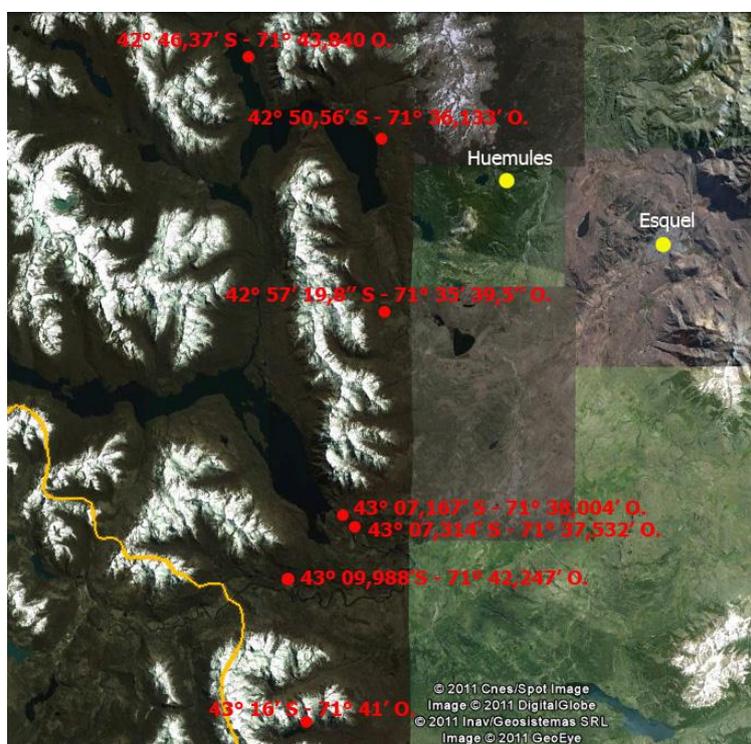


Lámina 5: Puntos de muestreo en el parque Nacional Los Alerces y entorno a Esquel.

3.3. Parque Nacional Nahuel Huapi

Se encuentra ubicado en el sudoeste de la Provincia de Neuquén y noroeste de la Provincia de Río Negro, abarcando una superficie de 750.000 hectáreas de las cuales 330.000 pertenecen a la Reserva Nacional. Se caracteriza por un paisaje montañoso con cerros de gran altura entre los que se destacan Tronador, Catedral, López y Millaqueo, más una serie de profundos lagos de aguas azules y numerosos ríos. Resguarda representantes de tres provincias fitogeográficas distintas: Altoandina, por encima de los 1.600 metros sobre el nivel del mar cuya vegetación es rala y compuesta mayormente por gramíneas adaptadas al frío, la nieve y el viento; Patagónica, ocupa las mesetas y montañas bajas y la vegetación dominante es la estepa arbustiva y la graminosa en las zonas más húmedas y Subantártica, representada por las partes bajas de las montañas y por los valles cubiertos de bosques que según la altura están integrados por distintos árboles tales como lengas, coihues y ñires, además de otras plantas nativas como el notro (*Embothrium coccineum* J.R. Forst & G. Forst), y el amancay (*Alstroemeria patagonica* Phil.) que tapizan el sotobosque con sus flores durante la primavera o el arrayán (*Luma apiculata* (D.C. Burret) y la pitra (*Myrceugenia exsucca* O. Berg) que tapizan las orillas de lagos y ríos. Esta provincia incluye sectores de Selva Valdiviana en la zona de Puerto Blest, donde las precipitaciones superan los 4000 mm anuales y la especie dominante es el coihue, acompañado de alerce, mañiú macho y hembra y el fuinke. El clima frío con vientos predominantes del oeste, varía según la altura. Las precipitaciones están concentradas principalmente en otoño e invierno, donde también se producen frecuentes nevadas y decrecen de oeste a este, desde 4000 mm (Puerto Blest) a 500 mm (costa del río Limay) anuales. Cerca de los 800 metros sobre el nivel del mar, las temperaturas medias varían entre 2° C en invierno y 15° C en verano con extremos de -15° C y 33° C (Bisheimer & Fernández, 2003; Brion et al., 1988).

Los puntos de muestreo se detallan en la tabla 3 y se esquematizan en los mapas de las láminas 6 y 7.

TABLA 3: Datos de los puntos de muestreo en el Parque Nacional Nahuel Huapi.

Fecha	Ubicación	Caracterización
07/05/2007	Puerto Blest. 41° 02' 50'' S - 71° 51' 22'' O. Sendero cascada de los Cántaros. 900 msnm.	Bosque del Parque Nac.
08/05/2007	Puerto Blest. Bordeando huella al Lago Frías. 800 msnm.	Bosque del Parque Nac.
10/05/2007	Isla Victoria. 40° 57' 11'' S - 71° 32' 17'' O. Camino hacia el norte, 8 kilómetros.	Bosque del Parque Nac.
16/05/2007	Ruta Nac.234 desde La Angostura a S.M.A. 1Km antes de llegar al desvío para Villa Traful	Bosque del Parque Nac.
14/05/2008	40° 40,286' S - 71° 19,761' O. Camino a V ^a Traful.	Bosque del Parque Nac.
14/05/2008	40° 40,288' S - 71° 19,758' O. Camino a V ^a Traful.	Bosque del Parque Nac.
16/05/2008	40° 28,526' S - 71° 34,976' O. 830 msnm.	Bosque del Parque Nac.
16/05/2008	Istmo de Quetrihue, Villa La Angostura. 40° 47,146' S - 71° 39,574' O. 827 msnm.	Bosque del Parque Nac.
16/05/2008	Cauce del A° El Pedregoso llegando a V ^a Traful.	Bosque del Parque Nac.
14/01/2009	Ruta Nac. 234 desde S.M.A. a Villa La Angostura. 40° 28,759' S - 71° 36,871' O. 792 msnm.	Bosque del Parque Nac.
15/01/2009	Puerto Blest, camino desde cascada de Los Cántaros al Restaurant. 41° 00,683' S - 71° 49,342' O. 870 msnm.	Bosque del Parque Nac.
15/01/2009	Puerto Blest, camino desde cascada de Los Cántaros al Restaurant. 41° 00,761' S - 71° 49,293' O. 838 msnm.	Bosque del Parque Nac.
15/01/2009	Puerto Blest, camino desde cascada de Los Cántaros al Restaurant. 41° 01,016' S - 71° 49,319' O. 786 msnm.	Bosque del Parque Nac.
15/01/2009	Puerto Blest, camino a Puerto Alegre. 41° 01,722' S - 71° 48,634' O. 753 msnm.	Bosque del Parque Nac.
18/01/2009	Villa Traful, sendero de la cascada Coa - Co. 40° 39,789' S - 71° 24,159' O. 915 msnm.	Bosque del Parque Nac.

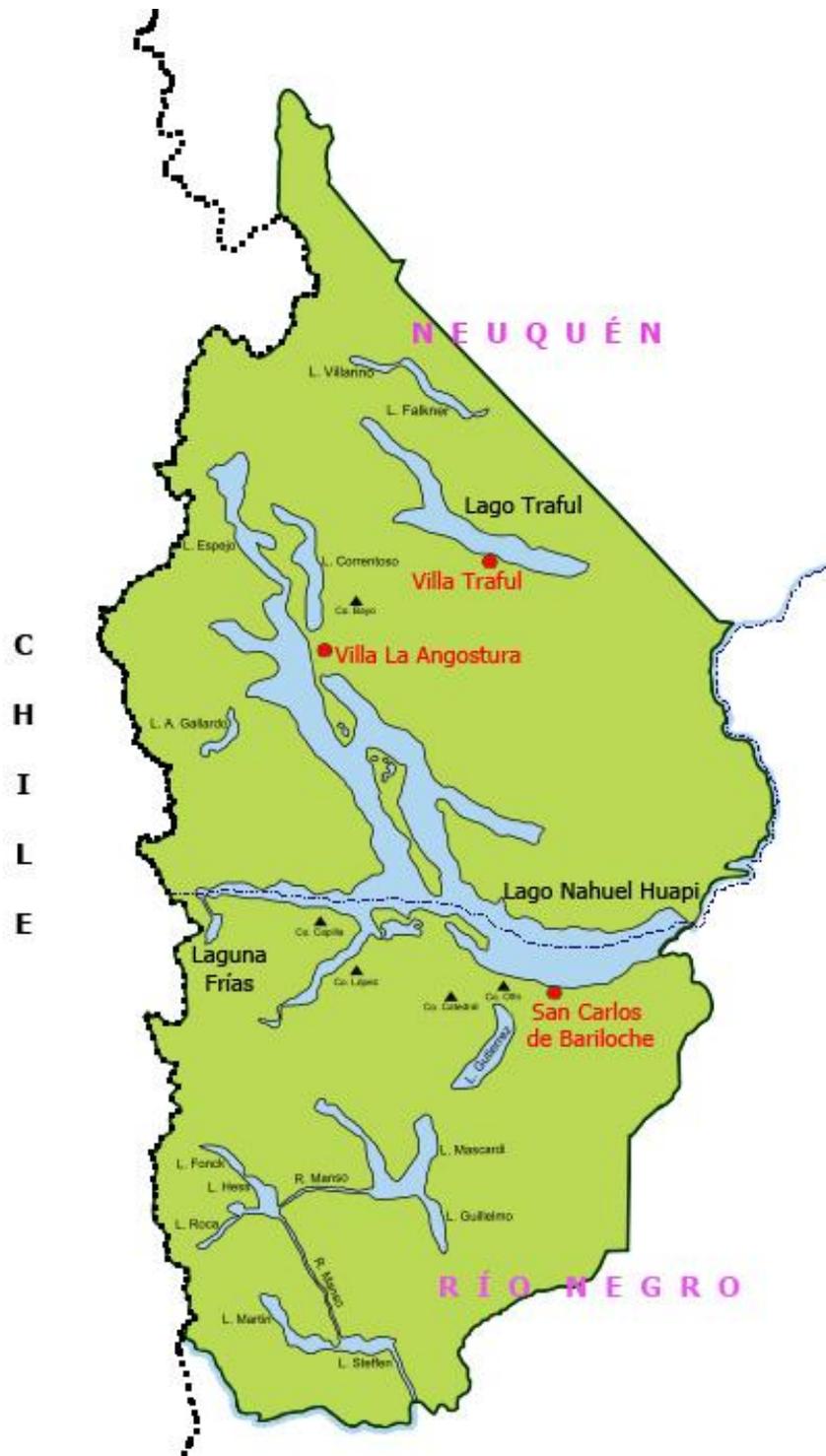


Lámina 6: Mapa parcial de las provincias del Neuquén y de Río Negro, ubicación del Parque Nacional Nahuel Huapi.

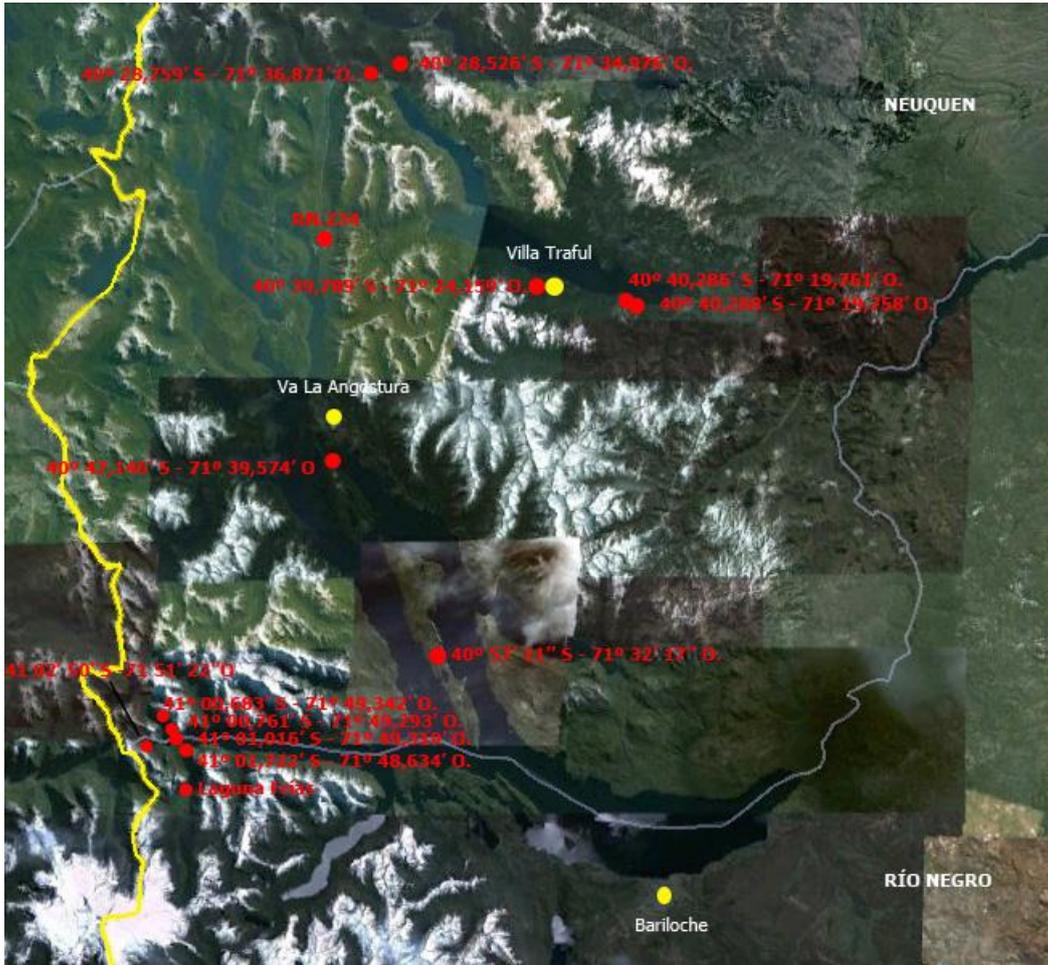


Lámina 7: Puntos de muestreo en el Parque Nacional Nahuel Huapi.

3.4. Muestras adicionales observadas.

Previamente a los muestreos se observaron 15 muestras pertenecientes a los herbarios personales del Dr. Rajchenberg (MR) y de la Dra. Bianchinotti (MVB). Los datos obtenidos también fueron considerados en el análisis de datos y en la descripción de las especies (Tabla 4).

TABLA 4: Muestras estudiadas antes de realizar los muestreos.

Fecha	Colector/muestra	Ubicación	Descripción
XI. 2003	MR 12131	Bosque Huemules, Esquel.	Bosque Nativo propiedad de la UNPSJB ^{*1}
V. 2004	MVB 4	Parque Nacional Los Alerces	Bosque del Parque Nac
V. 2004	MVB 15	Parque Nacional Los Alerces	Bosque del Parque Nac
V. 2004	MVB 33	Parque Nacional Los Alerces	Bosque del Parque Nac
V. 2004	MVB 67	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano
V. 2004	MVB 68	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano
V. 2004	MVB 69	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano
V. 2004	MVB 70	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano
V. 2004	MVB 71	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano
V. 2004	MVB 72	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano
V. 2004	MVB 73	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano
V. 2004	MVB 100	Parque Nacional Los Alerces	Bosque del Parque Nac
V. 2004	MVB 111	Parque Nacional Los Alerces	Bosque del Parque Nac
V. 2004	MVB 114	Parque Nacional Los Alerces	Bosque del Parque Nac
XII. 2005	MR 12171	Aserradero Pelech Hnos. Esquel	Urbano

^{*1} UNPSJB: Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco.

4. Descripción de las especies arbóreas muestreadas de acuerdo a Bisheimer y Fernández (2003); Brion *et al.* (1988) y Dimitri (1996).

4.1. *Austrocedrus chilensis* (Don.) Florin & Bouleje Lámina 8

Nombre Vulgar: ciprés de la cordillera.

Nombre Mapuche: len.

Otros: ciprés de los andes.

Posición Sistemática: Gimnospermae – Coniferales (Pinales) – Cupressaceae

Descripción: árboles perennifolios, de gran porte, monoicos o dioicos, de copa cónica alargada muy compacta, de 20 a 25 m de altura y 30 a 50 cm de diámetro. Troncos rectos con corteza rugosa y grisácea. Hojas muy pequeñas, con forma de escamas y adheridas en forma opuesta a ramas aplanadas y articuladas, las laterales aquilladas y curvas, de 2 a 4 mm de largo, con bandas estomáticas blanquecinas; las faciales mucho más pequeñas. Conos masculinos sésiles, oblongos, de 6 a 8 mm de largo y se disponen en la terminación de las ramas. Conos femeninos ovoides a oblongos, de color más amarillento o rojizo cuando maduran y de 12 a 18 mm de largo. Los frutos no superan el centímetro de longitud, de color verde tenue, maduran en febrero y dispersan gran cantidad de semillas aladas. Semillas con alas membranáceas, asimétricas y terminales.

Distribución: en los bosques cordilleranos, desde la zona centro oeste de la provincia del Neuquén hasta la zona centro oeste de la provincia del Chubut. Su distribución altitudinal comienza en la base de las montañas y se extiende hasta mediana altura. Es la especie de los bosques andino-patagónicos que se halla más al este en contacto con la estepa patagónica.

Observaciones: su madera es de excelente calidad, aunque tarda 45 años en ser útil para el mercado forestal. A pesar de ello es utilizada para la fabricación de muebles artesanales, postes de luz, cercos, tejas, artesanías en general y también como leña. Además es una especie de gran valor ornamental por su increíble belleza.

4.2. *Nothofagus alpina* (Poepp. & Endl.) Oerst.

Lámina 8

Nombre Vulgar: raulí

Nombre Mapuche: no hay documentación. Otros: cedro del sur, reuli, ruili.

Posición Sistemática: Angiospermae – Fagales – Nothofagaceae

Descripción: árbol caducifolio, monoico, de gran porte, suele alcanzar los 35 m de altura y 1.5 m de diámetro. Tronco recto, con corteza muy rugosa de tonalidades pardo-rojizas, surcada por grietas rectas y profundas, ramas pubescentes cuando jóvenes que se vuelven glabras con los años. Hojas papiráceas, pubescentes, de forma aovado-oblonga con ápice redondeado, márgenes ondulado-crenados y nervaduras muy marcadas en el envés, de hasta 12 cm de longitud. Floración de octubre a diciembre, flores masculinas solitarias o en racimos, cortamente pediceladas y con numerosos estambres, flores femeninas ubicadas en grupos de tres sobre un pedúnculo de 10 mm de largo. Fructificación de febrero a marzo.

Distribución: frecuente en Chile, en Argentina sólo se encuentra en la provincia de Neuquén entre los lagos Quillén y Hermoso, aproximadamente entre los 39° de latitud sur y los 41° de latitud sur, en un rango altitudinal que va de 200 a 1200 metros sobre el nivel del mar.

Observaciones: es una especie con altos requerimientos de humedad y por eso generalmente se la encuentra en las laderas sur, más húmedas. Normalmente está asociada al coihue y al roble pellín. Es la especie de *Nothofagus* con mayor velocidad de crecimiento y sobre la cual se realizan gran cantidad de experiencias forestales, especialmente por su madera muy apreciada. Su madera es muy utilizada en la construcción y en la fabricación de muebles por varias características entre las que se destaca su contenido de taninos que la hacen resistente al ataque de insectos y otros microorganismos. En otoño sus hojas se tiñen de un color rojizo intenso.

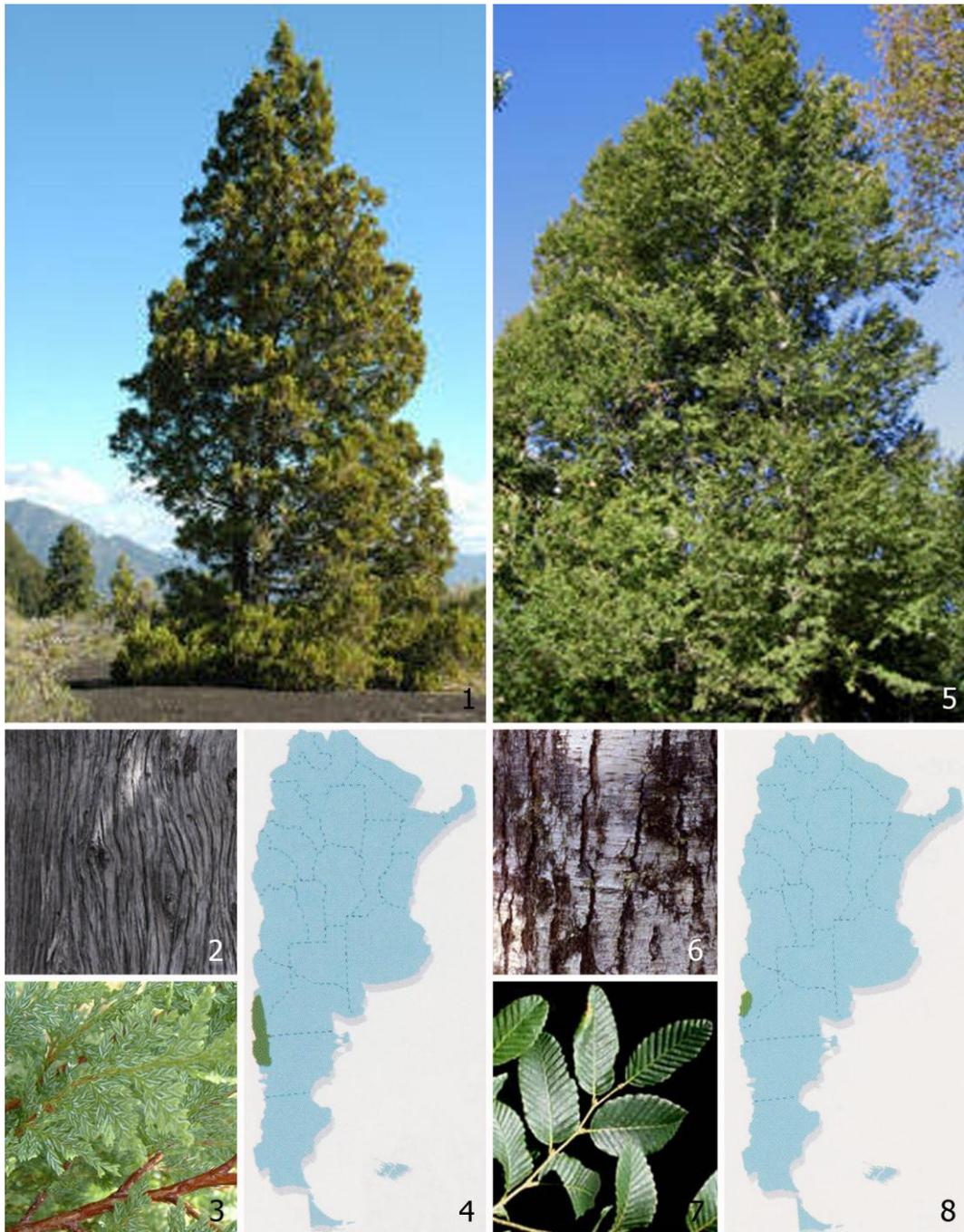


Lámina 8: 1–4. *Austrocedrus chilensis*. 1. Vista general. 2. Detalle de la corteza. 3. Hojas. 4. Mapa de distribución. 5–8. *Nothofagus alpina*. 5. Vista general. 6. Detalle de la corteza. 7. Hojas. 8. Mapa de distribución.

4.3. *Nothofagus antarctica* (Forst. G.) Oerst.

Lámina 9

Nombre Vulgar: ñire

Nombre Mapuche: ñire y hualo. Otros: ñirre, roble.

Posición Sistemática: Angiospermae – Fagales – Nothofagaceae

Descripción: especie caducifolia, monoica, de porte variable, arbustivo y de escasa altura en la provincia de Neuquén hasta arbóreo a partir de Río Negro hasta Tierra del Fuego, con 15 m de altura máxima y 40 cm de diámetro. Tronco muy retorcido, corteza agrietada e irregular, de color grisáceo. Hojas alternas y cortamente pecioladas, subcoriáceas y pubescentes sobre las nervaduras y pecíolos, de forma variada pero en general asimétricas, aovadas, redondeadas en el ápice, irregularmente dentadas y con borde ondulado, de 2 a 3 cm de largo. Floración en noviembre y diciembre, flores masculinas solitarias, axilares, de pedicelo corto y con 10 estambres, flores femeninas agregadas de a tres, axilares. Fructificación en enero y febrero, triaquenio con el aquenio central aplanado. Se reproduce por semilla.

Distribución: en la franja de bosques cordilleranos, desde el centro oeste de la provincia del Neuquén (36° de latitud sur) hasta el extremo sur de Tierra del Fuego. Dentro de las especies del género es la que abarca el mayor rango altitudinal. También se encuentra en Chile.

Observaciones: las hojas caedizas de estos árboles forman colchones densos en el suelo de los ñirantales y las altas concentraciones de nitrógeno que poseen, rápidamente integrable, hace que ninguna otra especie crezca entre ellos, haciéndolos así muy buenos competidores. En otoño las hojas se tiñen de un color rojizo que le otorga a la especie un gran valor ornamental.

4.4. *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst.

Lámina 9

Nombre Vulgar: coihue

Nombre Mapuche: coigüe Otros: coygüe.

Posición Sistemática: Angiospermae - Fagales - Nothofagaceae

Descripción: árbol perennifolio, monoico, de gran porte, hasta 40 metros de altura y 2 metros de diámetro. Corteza del tronco grisácea, delgada y altamente rugosa con hendiduras longitudinales largas, de poca profundidad. Hojas ovado lanceoladas con el ápice agudo y bordes finamente aserrados, de consistencia coriácea y color verde oscuro lustroso, dispuestas en forma alterna, cortamente pecioladas y de superficie glabra o pubescente, de 2 a 3.5 cm de largo. Floración de octubre a diciembre, flores masculinas sub-sésiles, de 0.3 cm de diámetro, se reúnen en grupos de a tres, flores femeninas agregadas de a tres en un involucre que las protege. Fructificación de diciembre a febrero, triaquenio formado por los laterales de sección triangular, trialados y el central bialado, aplanado, con brácteas ciliadas y con apéndices dorsales dentiformes. Se reproduce por semilla.

Distribución: desde zona centro oeste de la provincia del Neuquén (39° 25' latitud sur) hasta la zona centro oeste de Chubut (45° 40' latitud sur). Se ubica entre los 700 y 1200 metros sobre el nivel del mar, concentrándose especialmente en los Parques Nacionales Lanín, Nahuel Huapi y Los Alerces. También se encuentra en Chile.

Observaciones: esta especie prefiere lugares fríos y húmedos y generalmente se la encuentra en zonas de suelos anegados o mallines, aunque es muy adaptable a distintas condiciones como la gran altura donde crece junto a las lengas, o en las zonas bajas de transición entre el bosque y la estepa.

Es quizás la especie más empleada en la confección de manufacturas de la zona, como mueblería y artesanías. Tiene valor ornamental y de la corteza se puede obtener una resina clara con propiedades aromáticas.

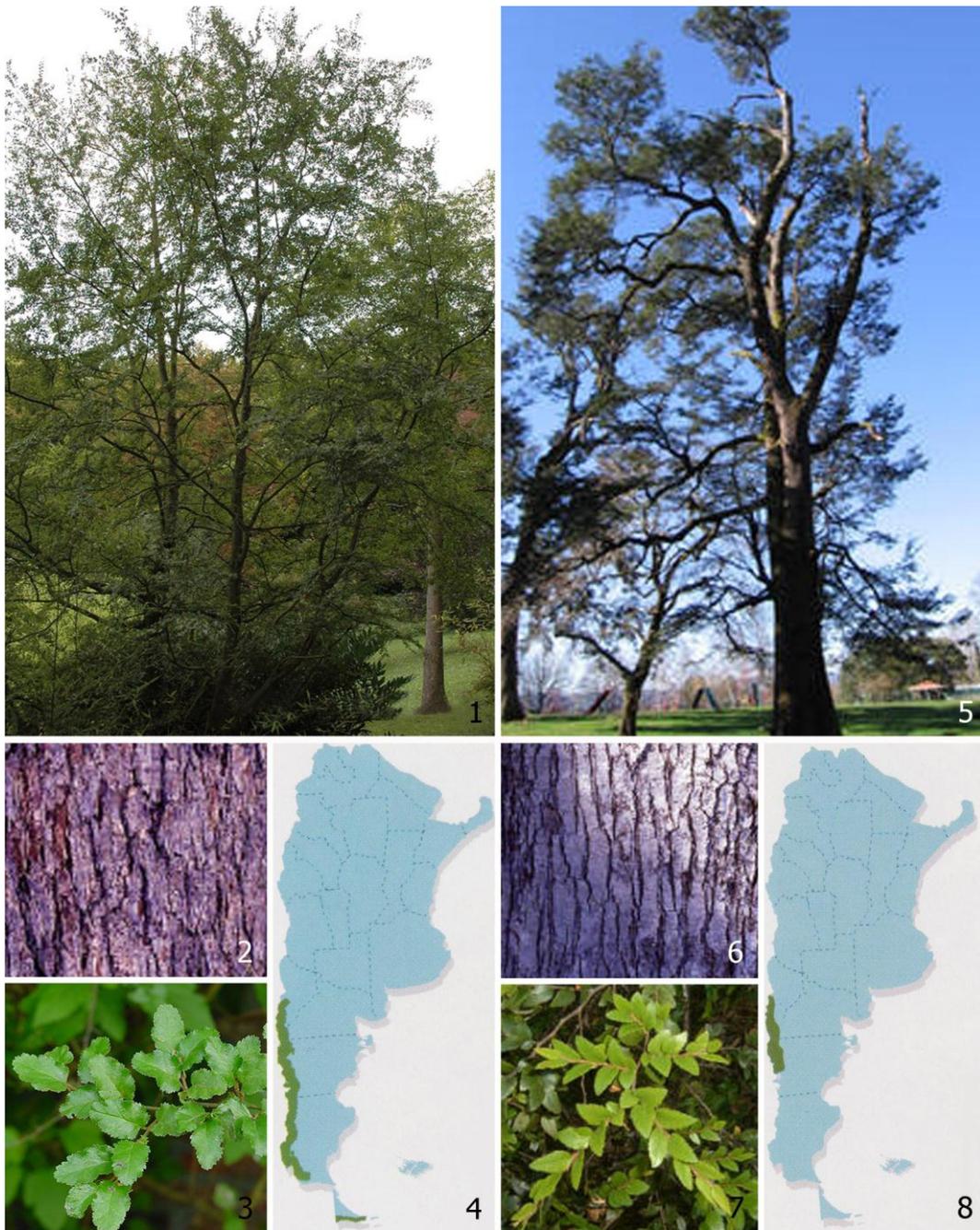


Lámina 9: 1–4. *Nothofagus antarctica*. 1. Vista general. 2. Detalle de la corteza. 3. Hojas. 4. Mapa de distribución. 5–8. *Nothofagus dombeyi*. 5. Vista general. 6. Detalle de la corteza. 7. Hojas. 8. Mapa de distribución.

4.5. *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst.

Lámina 10

Nombre Vulgar: roble pellín

Nombre Mapuche: pillín y coyán quimamell Otros: roble de Neuquén, pellín

Posición Sistemática: Angiospermae - Fagales - Nothofagaceae

Descripción: árbol caducifolio, monoico, de copa piramidal, porte esbelto, hasta 35 m de altura y 1,5 m de diámetro. Corteza del tronco de color pardo, con grietas poco profundas que forman placas rectangulares a circulares y cuando las pierde esa zona de la corteza parece manchada. Hojas ovoides-lanceoladas, ligeramente asimétricas, subcoriáceas, de borde crenado dentado con márgenes ondulados, superficie glabra o pubescente, de 3 a 5 cm de largo, tienden a plegarse para disminuir el efecto del viento en la evapotranspiración, en otoño se tornan amarillas. Floración de septiembre a octubre, flores masculinas solitarias, con 30 a 40 estambres, flores femeninas axilares, dispuestas de a tres. Fructificación de diciembre a enero, triaquenos rodeados por una cúpula coriácea o subleñosa, tetraavalvar. Se reproduce por semilla.

Distribución: en nuestro país está restringido sólo a la zona sur de la provincia de Neuquén siendo predominante su presencia en la cuenca del lago Lácar. En Chile es más abundante.

Observaciones: su madera es de excelente calidad y muy resistente al agua por lo que fue utilizada para la construcción de embarcaciones por los lugareños. Además sus taninos sirven como tintura.

4.6. *Nothofagus pumilio* (Poepp. & Endl.) Krasser.

Lámina 10

Nombre Vulgar: lenga

Nombre Mapuche: lenga Otros: roble blanco o de Tierra del Fuego, leñar

Posición Sistemática: Angiospermae - Fagales - Nothofagaceae

Descripción: especie monoica, caducifolia, de porte variable desde arbustivo hasta arbóreo, hasta 30 m de alto por 1,5 m de diámetro. Corteza grisácea pero variable en cuanto sus grietas, a veces en placas como el roble pellín. Hojas alternas, elíptico-aovadas o aovadas, pecioladas, coriáceas, con bordes irregulares crenados y redondeados con una escotadura internerval cada dos nervaduras secundarias, glabras o pubescentes, de 2 a 3,5 cm de largo, en otoño se tornan rojas. Floración de octubre a noviembre, flores masculinas solitarias con un perianto acampanado y 15 a 20 estambres, flores femeninas solitarias y sésiles. Fructificación de diciembre a marzo, triaquenos pubescentes, protegidos por una cúpula bivalva. Se reproduce por semilla.

Distribución: se extiende en el bosque andino-patagónico desde la zona central del Neuquén hasta el Canal de Beagle en Tierra del Fuego. Aparece en las laderas neuquinas a más de 1000 metros sobre el nivel del mar hasta un límite de 1800 m, mientras que en Tierra del Fuego no supera los 600 m.

Observaciones: su crecimiento es extremadamente lento, tarda entre 80 y 100 años en llegar a ser adulto. Tiene un alto requerimiento de humedad restrictivo como en el caso de los coihues. A medida que asciende las laderas el porte de la lenga disminuye. Su follaje es usado por los lugareños como forraje para el ganado y la madera es muy preciada para la construcción y fabricación de muebles, por su alta resistencia.

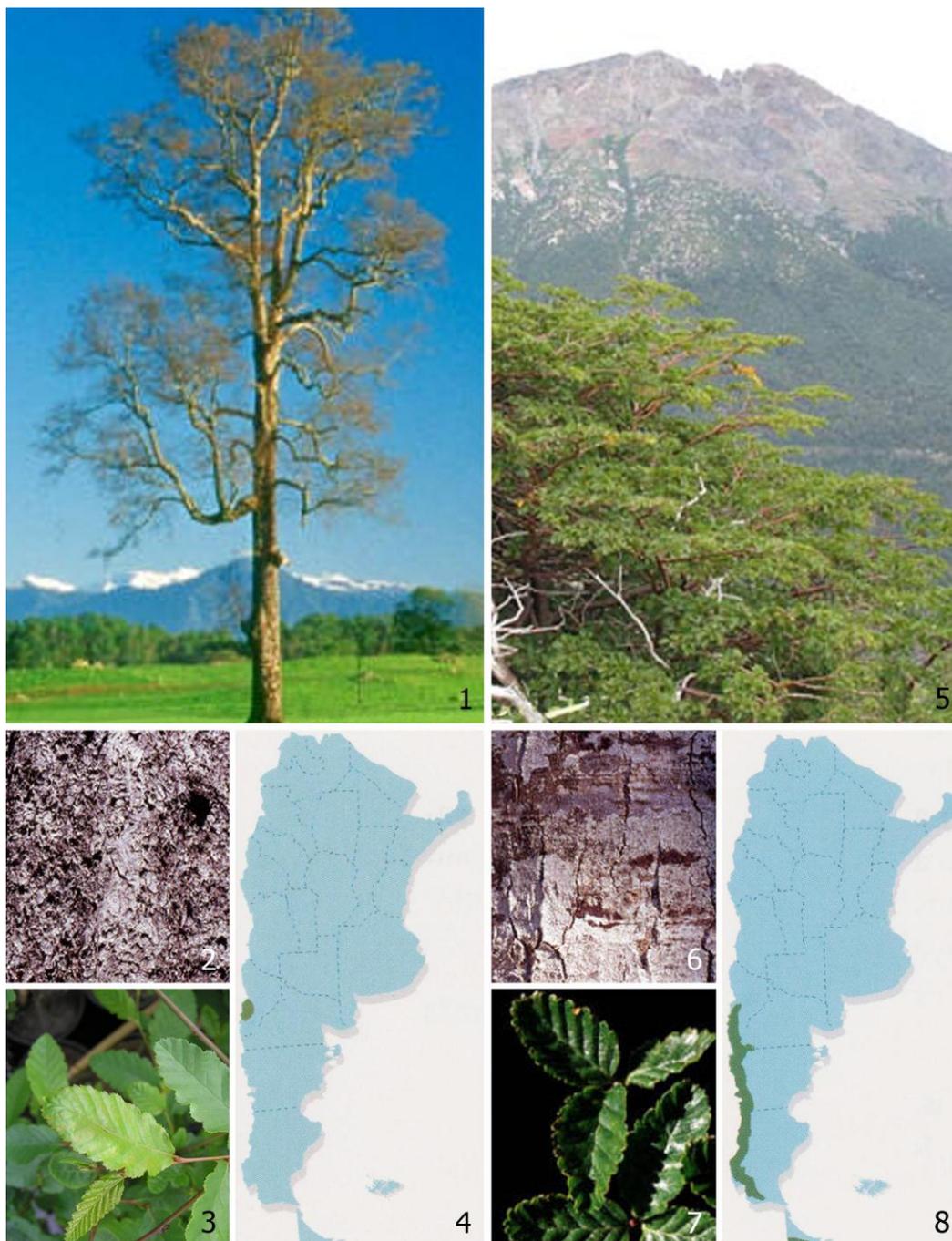


Lámina 10: 1–4. *Nothofagus obliqua*. 1. Vista general. 2. Detalle de la corteza. 3. Hojas. 4. Mapa de distribución. 5–8. *Nothofagus pumilio*. 5. Vista general. 6. Detalle de la corteza. 7. Hojas. 8. Mapa de distribución.

5. Sistema de clasificación adoptado, ordenamiento y modalidad de las descripciones de las especies.

Las especies de Ascomycota se ordenaron, en general, de acuerdo al sistema de clasificación propuesto por Hibbett *et al.* 2007. Para algunas familias de hongos en particular se siguieron los criterios de clasificación establecidos por los últimos estudios moleculares detallados a continuación. Familias Hysteriaceae y Mytilinidaceae según Boehm *et al.* (2009a/b); familias Melanommataceae y Pleomassariaceae según Mugambi & Huhndorf (2009). La terminología utilizada para las descripciones morfológicas fue la empleada por Barr (1990b) y Kirk *et al.* (2008).

Las especies halladas sólo en estado anamórfico se describieron en orden alfabético y siguiendo la terminología utilizada por Ellis (1971; 1976) y Sutton (1980).

Las descripciones se organizaron por clases y por familias, en orden alfabético. Se indicaron el género con su cita bibliográfica y los datos de la especie tipo. Para cada especie se hizo una descripción comenzando con la indicación del nombre científico, la cita bibliográfica y las láminas correspondientes. La descripción se inició mencionando las características macroscópicas y microscópicas del estado teleomórfico, luego se citaron las del estado anamórfico en los casos en que fue encontrado y en los casos en que no se indicó con las palabras “no visto”. Para los hongos mitospóricos, el anamorfo se describió macroscópica y microscópicamente.

Adicionalmente se proporcionaron datos de distribución, hospedantes, material examinado (son las muestras coleccionadas para este estudio), material adicional examinado (son las muestras obtenidas en calidad de préstamo de otros herbarios) y comentarios, donde se discute las semejanzas y diferencias con el material tipo u otras especies del género y se brindó una breve reseña de los datos más relevantes de la historia del género en primer lugar, y de la familia en último lugar. Finalmente se hizo referencia a la presencia o no de la especie/género en Sudamérica y/o Argentina, destacándose si se propone como especie nueva para la ciencia, si se trata de la primera cita para alguno de los dos sectores geográficos mencionados y si se amplía el área de distribución y/o el rango de hospedantes.

6. Estudio de los especímenes coleccionados.

6.1. Microscopía óptica

Las muestras se examinaron con microscopio estereoscópico (lupa) binocular (WILD M5A o LEICA EZ4) para ubicar los especímenes. Las observaciones a campo claro se hicieron en un microscopio óptico (M.O.) LEITZ SM LUX o en un equipo LEICA DM2000. Se obtuvieron fotomicrografías con una cámara fotográfica WILD SEMIPHOTOMAT MPS11 y con una cámara digital SAMSUNG NV10 adaptada al microscopio LEICA. Las observaciones de fluorescencia se hicieron en un microscopio OLYMPUS BX51 y en un equipo NIKON ECLIPSE 80i con cámara digital incorporada NIKON DXM 1200F.

Los cortes se realizaron a mano alzada con hoja de afeitar. Como medio de montaje de rutina se utilizó agua de red o hidróxido de potasio en solución acuosa al 5%. Las mediciones se realizaron preferentemente en materiales montados en agua. Además se utilizaron los siguientes colorantes y reactivos: azul de algodón en solución acuosa (0,05%), calcofluor (0,05% y 1%), floxina (1%), Lugol (1%), rojo congo (3%) reactivo de Melzer y soluciones de Leifson.

Todas las fotomicrografías se obtuvieron en microscopio óptico de campo claro, salvo cuando se especifica.

6.2. Medios de montaje y tinción de acuerdo a Baral (1987; 2009); Bianchinotti (1994); Punithalingam y Woodhams (1984) y Romero y Minter (1988).

AZUL DE ALGODÓN (0,05%): 0,5 g azul anilina soluble en 1000 ml agua destilada.

CALCOFLUOR (1%): 1 g de Calcofluor en 100 ml de agua destilada.

CALCOFLUOR (0,05%): 1 ml de solución de Calcofluor (1%) en 19 ml de agua destilada.

FLOXINA (1%): 1 g de floxina en 100 ml de agua destilada.

HIDRÓXIDO DE POTASIO (5%): 5 g de KOH en 100 ml de agua destilada.

LEIFSON: Solución A: 1,2 g de fucsina básica y 100 ml de etanol 95%. Solución B: 3 g de ácido tánico y 100 ml de agua destilada. Solución C: 1,5 g de cloruro sódico y 100 ml de agua destilada.

LUGOL (1%): 1 g de Yodo y 3 g de ioduro de Potasio en 100 ml de agua destilada.

MELZER: 5 g de ioduro de Potasio en 100 ml de agua destilada. Agregar 1,5 g de Yodo y 100 g de hidrato de Cloral.

ROJO CONGO (3%): 5 g de rojo Congo en 1000 ml de agua destilada. Montar sobre KOH 2%.

7. Aislamiento y cultivo.

Se intentó el aislamiento y cultivo de los ejemplares coleccionados. Todos los procedimientos se realizaron asépticamente en cámara de flujo laminar horizontal. Se emplearon distintos medios de cultivo. La incubación se realizó a 4°C, 18°C y 25°C, con fotoperiodo 12-12, en oscuridad total o con luz ambiente.

7.1. Técnicas de aislamiento

DIRECTO: bajo lupa se tomaron esporas o cuerpos fúngicos enteros con un ansa estéril y se colocaron sobre el medio de cultivo estéril.

DIRECTO CON ESTERILIZACIÓN: los cuerpos fúngicos o esporas se colocaron en etanol 95%. Se retiraron rápidamente y se enjuagaron con agua estéril. Luego se pasaron directamente a hipoclorito de sodio al 5%. Finalmente se enjuagaron nuevamente con agua estéril para su siembra en medio de cultivo estéril.

CORTE A LUPA Y EXTRACCIÓN EN M.O.: bajo lupa se realizaron cortes de los cuerpos fúngicos con una hoja de afeitar, se montaron en agua estéril y en el microscopio se tomaron las esporas con un ansa estéril.

MONOSPÓRICO: se colocaron 3 gotas de agua estéril sobre un portaobjetos esterilizado al fuego. Se tomaron esporas con un ansa estéril directamente del sustrato y se colocaron sobre una de las gotas. Observando con el microscopio óptico se tomó la menor cantidad de esporas posibles con una pipeta Pasteur estéril (con la punta afinada al fuego) y se las colocó en la segunda gota. Este procedimiento se repitió con una nueva pipeta Pasteur estéril de la segunda a la tercera gota. De esta última gota, con una nueva pipeta se realizó el aislamiento de una única espora.

DILUCIONES: se tomaron esporas con el ansa desde la muestra y se colocaron en un tubo de ensayo con agua estéril o con Tween 80 (0.05%= 100 ml agua estéril + Tween 80 0.5%). Se agitó para separar. Se volcó la mitad del contenido del tubo en una caja con medio de cultivo estéril y se diluyó la otra mitad con agua estéril hasta completar el volumen original. Este último paso se repitió dos veces. Las cajas sembradas se dejaron media hora tapadas, luego se abrieron y se tiró el agua sobrenadante. Se cerraron con parafilm y se guardaron invertidas.

TÉCNICA DE GOH (Goh, 1999):

1. Preparación de las pipetas: se colocaron dos pipetas Pasteur con sus puntas enfrentadas sobre el fuego de un mechero de alcohol y cuando el vidrio de ambas se fundió en uno solo, se tiró desde los extremos opuestos de ambas para separarlas y así sus puntas unidas se estiraron y afinaron hasta el punto en que se cortaron.

2. Se tomaron esporas en forma directa desde la muestra y se colocaron en una caja de Petri con agar agua al 3%.

3. Con las pipetas preparadas se hicieron rodar las esporas en el agar agua para separarlas y liberarlas de cualquier suciedad que pudiera estar adherida a las paredes.

4. Se tomó cada una de las esporas con un cuadradito del agar agua y se sembraron sobre un medio nutritivo.

7.2. Técnicas de escarificación e inducción de la germinación de esporas

VORTEX: las esporas tomadas directamente de la muestra con un ansa estéril se colocaron en tubos de ensayo con 100 ml de agua estéril y Tween 80 0.5% y se pasaron por vortex 2-5 minutos (Vortex PRECYTEC).

ULTRASONICADO: las esporas tomadas directamente de la muestra con un ansa estéril se colocaron en eppendorfs con agua estéril y se aplicaron distintos tiempos de ultrasonicado: 2 ó 4 minutos (Ultrasonicador BRASONIC 5).

LUZ UV: las cajas sembradas se expusieron a tratamientos de 10, 15 o 30 minutos o “shock” de 24 horas de luz ultravioleta proporcionada por una lámpara de pie.

PRESION DE VAPOR: las cajas sembradas se expusieron a tratamientos de 1.5, 2 y 5 minutos de presión de vapor lograda mediante agua a punto de ebullición colocada en un recipiente cerrado.

7.3. Medios de Cultivo

AGAR AGUA (3%): 30 g de agar en 1000 ml de agua destilada. Esterilización:25 minutos.

AGAR AVENA (OM): 30 g de avena arrollada comercial y 15 g de agar en 1000 ml de agua destilada. Esterilización: 20 minutos.

AGAR DEXTROSA-EXTRACTO DE LEVADURA (DMY): 10 g de dextrosa, 5 g de extracto de malta, 5 g de extracto de levadura y 20 g de agar en 1000 ml de agua destilada. Esterilización: 20 minutos.

AGAR EXTRACTO DE MALTA (MEA): 20 g de extracto de malta, 20 g de dextrosa y 20 g agar en 1000 ml de agua destilada. Esterilización: 20 minutos.

AGAR EXTRACTO DE NOTHOFAGUS: 170 ml de extracto de *Nothofagus** (filtrado) y 10 g de agar en agua destilada hasta completar 500 ml de volumen. pH: 5. Esterilización: 20 minutos.

AGAR EXTRACTO DE NOTHOFAGUS GLUCOSADO: 170 ml de extracto de *Nothofagus** (filtrado), 5 g de glucosa y 10 g de agar en agua destilada hasta completar 500 ml de volumen. pH: 6. Esterilización: 20 minutos.

*Extracto de *Nothofagus*: 7 g de trocitos de madera de *Nothofagus dombeyi* en 200 ml de agua destilada. Esterilización: 15 minutos. El extracto obtenido se conservó en heladera hasta su uso.

AGAR GLUCOSA-EXTRACTO DE LEVADURA (YGC): 5 g de extracto de levadura, 20 g de glucosa, 0,1 g de cloramfenicol y 15 g agar en 1000 ml de agua destilada. Esterilización: 20 minutos.

AGAR MALTA-LEVADURA (MYE): 10 g de extracto de malta, 2 g de extracto de levadura y 20 g de agar en 1000 ml de agua destilada. Esterilización: 20 minutos.

AGAR PAPA GLUCOSADO (APG): 300 g de papas peladas, 10 g de glucosa, 20 g de agar en 1000 ml de agua destilada. Cortar las papas en trozos y hervirlas entre 50 y 60 minutos, filtrar y llevar a volumen con agua destilada, agregar el agar y fundir a baño maría. En caliente agregar la glucosa y disponer en tubos o cajas de Petri. Esterilización: 20 minutos.

MEDIO SINTÉTICO DE KAUFFMAN: 5 g de maltosa, 1 g de peptona, 0,5 g de MgSO_4 , 0,25 g de KH_2PO_4 , 0,1 g de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ y 15 g de agar en 1000 ml de agua destilada. Esterilización: 20 minutos.

❖ Para pesar cada componente se usaron balanza electrónica AND FX400 y balanza Scout Pro OHAUS.

❖ La esterilización de los medios se realizó por calor húmedo, a una atmósfera de presión, en autoclave de Chamberland.

8. Técnicas moleculares.

8.1. Extracción de ADN (Promputtha & Miller, 2010)

Soluciones y Buffers:

Agua destilada esterilizada dos veces 15 minutos a 1 atmósfera de presión en autoclave.

Kit de extracción DNAESY PLANT MINI KIT:

Buffer AP1

Buffer AP2

Buffer AP3/E más 60 ml de etanol al 99%.

Buffer AW más 40 ml de etanol al 99%.

RNasa A: solución de Ribonucleasa A (100 mg/ml).

Procedimiento (según protocolo del kit):

1. Bajo lupa binocular se seleccionaron ascomas con aguja histológica estéril y se colocaron en un tubo de microcentrífuga estéril de 1.5 ml de capacidad.

- Se calentó el buffer AP1 del kit a 65°C en estufa para disolver cualquier posible aglomeración antes de su uso.

2. Se agregaron 100 µl del buffer AP1 al tubo que contenía la muestra y éste se pasó por vórtex vigorosamente 2 veces por algunos segundos.

3. Se centrifugó dos veces el tubo a 13000 rpm y 2 minutos cada vez. (Microcentrífuga 5414C del Laboratorio de Biotecnología Vegetal, CERZOS).

4. Se mantuvo el tubo a temperatura ambiente por tres horas y luego se colocó en freezer a -80°C durante 19 horas.

5. Se sacó el tubo del freezer y una vez descongelado se desintegraron los ascomas con la ayuda de un capilar de vidrio estéril adecuado al tamaño del tubo hasta lograr finas partículas.

6. Nuevamente se precalentó el buffer AP1 del kit a 65°C en estufa para redissolver y se adicionaron 400 µl del mismo al tubo.

7. También se agregaron 4 µl de la solución stock de la RNasa del kit y se pasó por vortex una vez en forma vigorosa.

8. La mezcla se incubó 10 minutos a 65°C, realizando 3 mezclas por inversión del tubo durante ese período. En este paso las células se lisan.

9. Se adicionaron 130 µl del Buffer AP2 del kit para precipitar detergente, proteínas y polisacáridos, y se incubó por 5 minutos sobre hielo.

10. Se le realizó un Spin de centrifuga de 9000 rpm por 6 segundos.

11. Se extrajo el lisado y se colocó en una columna de centrifuga QIAshredder del kit que viene dispuesta en un tubo colector para centrifuga de 2ml de capacidad. Esto se centrifugó por 2 minutos a 13000 rpm. En este paso se remueven todos los precipitados y desechos celulares.

12. Se transfirió la fracción líquida a un nuevo tubo de centrifuga de 1.5 ml de capacidad estéril. El volumen recuperado fue de 460 µl.

13. Se adicionó un volumen y medio de Buffer AP3/E del kit a la fracción líquida recuperada, es decir para 460 µl recuperados se adicionaron 690 µl de buffer AP3/E y se mezcló pipeteando.

14. Se transfirieron 650 µl de esa mezcla a una nueva columna de centrifuga QIAshredder del kit con su correspondiente tubo colector y se centrifugó durante 1 minuto a 10000 rpm descartando la fracción líquida que atravesó la columna.

15. Reusando la misma columna y tubo colector se agregó el volumen restante de la mezcla del paso 13 y se centrifugó nuevamente durante 1 minuto a 10000 rpm. Se descartó la fracción líquida y el tubo colector.

16. Se colocó la columna en un nuevo tubo colector y se adicionaron 500 μ l del Buffer AW del kit. Se centrifugó 1 minuto a 10000 rpm y se descartó la fracción líquida obtenida.

17. Se adicionaron 500 μ l del buffer AW y se centrifugó durante 2 minutos a 13000 rpm para secar la membrana de la columna y evaporar cualquier residuo de etanol. Se descartó la fracción líquida obtenida y el tubo colector.

18. Se transfirió la columna a un nuevo tubo de centrífuga de 1.5 ml de capacidad, y se le adicionaron 25 μ l de agua destilada estéril.

19. Se incubó a temperatura ambiente durante 5 minutos.

20. Se centrifugó a 10000 rpm durante 1 minuto.

Retirando la columna, finalmente se obtuvieron 25 μ l de elución de ADN en un tubo de 1.5 ml de capacidad.

21. Re-usando la columna y repitiendo los pasos 18 a 20 en un nuevo tubo se obtuvo una segunda elución del ADN, también con un volumen de 25 μ l en un tubo de 1.5 ml de capacidad.

22. El material se conservó en un freezer a -20°C .

8.2. Secuenciación y análisis filogenético

La secuenciación y el análisis filogenético fueron realizados por el Dr. Miller en “University of Illinois, Illinois Natural History Survey, USA”.

9. Análisis cualitativo de datos.

Debido a que el objetivo de este trabajo es principalmente conocer la microbiota de ascomicetes, se realizó un análisis cualitativo de los datos con respecto a la composición micobiótica total y la riqueza de especies fúngicas por sustrato y por sitio de muestreo.

9.1. Composición micobiótica

Mediante dos gráficos se representa en porcentajes las especies de ascomicetes encontrados en estado teleomórfico y anamórfico, y la composición micobiótica de las familias de ascomicetes halladas.

9.2. Riqueza específica

En dos tablas separadas se presenta la riqueza de especies fúngicas (= número de especies) de cada sitio y de cada especie de árboles muestreados. Se indica el número de muestras observadas, el número de especies encontradas y un ajuste del número de especies encontradas por el número de muestras obtenidas, para cada ítem.

Se realiza una comparación gráfica de la riqueza de especies entre sitios de muestreo y entre especies de árboles muestreados mediante dos gráficos de barras.

10. Listado de especies por hospedante.

Se realizó una búsqueda bibliográfica de las especies fúngicas registradas hasta el momento sobre *Austrocedrus chilensis* y las distintas especies de *Nothofagus* distribuidas en el mundo.

10.1. Ascomycota asociados con *Austrocedrus chilensis*

Se presenta una lista ordenada alfabéticamente de las especies citadas sobre *Austrocedrus chilensis* con los datos de la ubicación geográfica y la cita bibliográfica correspondiente.

10.2. Ascomycota asociados con las especies de *Nothofagus*

Se menciona el número de ascomicetes no liquenizantes ni discomicetes, en estado teleomórfico y en estado anamórfico, registrados previamente sobre las nothofagáceas de Sudamérica y de Oceanía y se ilustra mediante dos gráficos de barras. También se indica su composición micobiótica, ordenada por clases y se presenta en dos gráficos de porcentajes.

En una lista, se indican las especies fúngicas citadas sobre las distintas especies de *Nothofagus* y su distribución geográfica.

Se compara la diversidad fúngica de las nothofagáceas sudamericanas con la diversidad fúngica de las nothofagáceas de Oceanía. Se calcula la relación del número de especies halladas sobre el número de muestras analizadas en esta tesis, y se confronta con la relación de especies registradas en Oceanía y su número de muestras.

Se analiza el número de géneros y especies en común entre los dos continentes y particularmente en Sudamérica, entre Argentina y Chile. Se presenta una lista con las especies igualmente presentes en estos dos países y las citas bibliográficas correspondientes.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se presentan a continuación los resultados obtenidos a partir del estudio de 148 muestras, ordenados de la siguiente manera: 1. Lista de especies según el criterio de clasificación adoptado. 2. Descripción de las especies y discusión. 3. Aislamientos. 4. Análisis cualitativo de datos.

1. Lista de especies.

ASCOMYCOTA

Clase Dothideomycetes

1. Hysteriaceae

Ostreichnion nova-caesariense

Ostreichnion sp. nov.

2. Leptosphaeriaceae

Leptosphaeria sp.

3. Melanommataceae

Melanomma subdispersum

4. Mytiliniaceae

Mytilinidion andinense

Mytilinidion tortile

5. Pleomassariaceae

Asteromassaria sp. nov.

Pleomassaria sp. 1

Pleomassaria sp. 2

6. Tubeufiaceae

Acanthostigma minutum

Acanthostigma patagonica sp. nov.

Rebentischia massalongoi

Tubeufia cerea (*Helicosporium virescens*)

Clase Eurotiomycetes

1. Herpotrichiellaceae

Capronia chlorospora

Capronia sp. nov. 1

Capronia sp. nov. 2

2. Massariaceae

Decaisnella sp. nov.

Clase Sordariomycetes

1. Amphisphaeriaceae

Discostroma sp.

2. Ceratocystidaceae

Ceratocystis moniliformis (*Thielaviopsis* sp.)

3. Coniochaetaceae

Coniochaeta raphalochaeta

4. Género de Posición Incierta

Rhynchomeliola usteriana

5. Familia y Género Indeterminados

Calosphaeriales sp. indet.

Hongos Mitospóricos

Acarosporium quisquilaris

Avettaea aff. *salvadorae*

Bactrodesmium atrum

Dictyosporium sp. nov.

Dothiorina tulasnei

Dwiroopa ramya

Endomelanconium sp. nov.

Gilmaniella multiporosa

Monodictys paradoxa

Petrakia sp. nov.

Pseudochuppia sp. nov.

Trimmatostroma sp. nov.

2. Descripción de las especies y discusión.

I DOTHIDEOMYCETES

1. HYSTERIACEAE:

1. 1. **OSTREICHNION** Duby, Mém. Soc. Phys. Hist. Nat. Genève 16: 22. 1862. ESPECIE TIPO: *O. sassafras* (Schwein.) M.E. Barr.

1. 1. 1. *Ostreichnion nova-caesariense* (Ellis) M.E. Barr, Mycotaxon 3(1): 84. 1975. Sinonimia completa en Barr (1975). LÁMINA 1

ASCOMAS histerioteciales, superficiales, solitarios, levemente alargados, obovoides en sección longitudinal, negro brillante, 440–1200 μm largo, 240–580 μm ancho, 400–520 μm alto, ($\bar{x} = 731,4 \times 368 \times 473,3$); superficie estriada, apertura apical longitudinal a veces hundida en un surco. PERIDIO de consistencia carbonosa, dura, 40–88 μm espesor en la parte lateral del cuerpo, 100–125 μm espesor en la parte superior. PSEUDOPARÁFISIS inmersas en una matriz de gel, filiformes, sinuosas, ramificadas, anastomosadas, septadas, hialinas, ca. 2 μm diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos a claviformes, cortamente pedicelados, con aparato apical fluorescente en forma de anillo, Γ , 2–8 esporados, 110–187,5 x 25–43 μm ($\bar{x} = 153,7 \times 32,2$). ASCOSPORAS ovales a fusiformes, de extremos redondeados, a veces curvas, 9–13 septadas transversalmente, constreñidas en el primer septo, levemente constreñidas en los restantes, 1–3 septos longitudinales en la mayoría de los segmentos centrales, asimétricas, mitad superior de mayor tamaño que la inferior, pared lisa, biseriadas, pardo amarillento a pardo oscuro, 41–65 x 13–25 μm ($\bar{x} = 52,8 \times 18,7$; n = 76)

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina, España, USA.

HOSPEDANTE — *Nothofagus antarctica*, *N. pumilio*, *Pinus rigida*, *Quercus* spp.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA**: *Chubut*, Parque Nacional Los Alerces: 42° 51' 718''S – 71° 37' 651''O, 511 msnm, sobre corteza de *N. antarctica*, 06. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti 33 (BBB); Esquel, Bosque Huemules, 42° 50,474' S – 71° 27,878' O, 1137 msnm, sobre corteza de *N. pumilio*, 28. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 323, 324, 328, 329 (BBB); Parque Prov. Lago Baggilt: camino al

Lago Baggilt por Ruta Nac. 259 después de Trevelin, desvío a la izquierda de 12 Km, sobre corteza de *N. pumilio*, 15. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 535 (BBB); Neuquén, Parque Nacional Lanín: Paso del Córdoba, 40° 35,747' S – 71° 08,621' O, 1245 msnm, sobre corteza de *N. pumilio*, 18. 01. 2009, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 786 (BBB). USA: *New Jersey*, Newfield, sobre corteza de *Pinus rigida*, IV. 1893, JB. Ellis y BM. Everhart, Col.10, TIPO (NY); JB. Ellis N.A.F. 152 (NY).

COMENTARIOS — el material de Argentina difiere de la especie tipo en el tamaño de las ascosporas, las mismas son más cortas y más delgadas en el material tipo [35–45 (–50) × 11–13 µm]. A su vez el material registrado como *Ostreichnion nova-caesariense*, en España, por Checa & Blanco (2005) también tiene ascosporas más cortas que las de nuestro país, pero éstas son un poco más anchas que las del material tipo (35–40 × 13–15 µm). Sin embargo el resto de los caracteres del material patagónico se ajusta plenamente a la descripción de la especie, como así también el aspecto general de las ascosporas. Este es el primer registro de la especie en Sudamérica.

Messuti & Lorenzo (2003) luego de revisar las especies del género *Hysterographium* Corda registradas por Spegazzini (1887, 1910) y Rehm (1899) en Argentina, aceptaron la existencia de 5 especies provenientes de la Patagonia Argentino-Chilena: *H. flexuosum* (Schwein.) Sacc., *H. fuegianum* Speg., *H. fuegianum* var. *intermedium* Rehm. y *H. magellanicum* Speg. Si bien nuestro material puede asemejarse a *H. flexuosum* en la longitud de las esporas, los ascomas hysteroiteciales son muy diferentes. Los ascomas de *Ostreichnion nova-caesariense* son solitarios, altos o elevados del sustrato y globosos en sección longitudinal, en cambio los de *H. flexuosum* son gregarios, bajos y mucho más largos, (2000 × 200–400 µm) según Zogg (1962) o (500–3500 × 200–800 µm) según Messuti & Lorenzo (*op cit.*).

Ostreichnion nova-caesariense fue descrita por Ellis en 1877 como una especie de *Hysterium* a la cual Zogg (1962) sinonimizó bajo el nombre *Hysterographium flexuosum* (Schwein.) Sacc. Barr (1975) la transfirió al género *Ostreichnion* por sus ascomas en forma de valva, el peridio prosenquimatoso, los ascos con ápice engrosado y la presencia de pseudoparáfisis inmersas en una matriz de gel.

Se trata de una especie rara, desde su descripción a finales del 1800 en Norte América, el único registro posterior es el de Checa & Blanco (2005) en España sobre diferentes especies de *Quercus*.

1. 1. 2. *Ostreichnion* sp. nov.

LÁMINA 2

ASCOMAS histerioteciales, superficiales, solitarios, escasos, obovoides en sección longitudinal, negro brillante, levemente estriados, asimétricos bilateralmente, 205–600 μm largo, 200–480 μm ancho, 180–525 μm alto ($\bar{x} = 413,2 \times 326,5 \times 354$); superficie levemente estriada; apertura apical longitudinal, aserrada. PERIDIO de consistencia carbonosa, dura, ca. 30 μm espesor. PSEUDOPARÁFISIS inmersas en una matriz de gel amarillenta, filiformes, ramificadas, tabicadas, hialinas. ASCOS bitunicados, claviformes, pared externa granulosa, cortamente pedicelados, aparato apical fluorescente en forma de capuchón, Γ , 8–esporados, 175–350 \times 43–53 μm ($\bar{x} = 250 \times 48$). ASCOSPORAS ovales, de extremos redondeados, 1–septadas, septo submedio, constreñidas, biseriadas en hélice, pardo grisáceo a pardo claro, con el contenido celular dividido en dos a tres grandes gúttulas en ambas células, apéndices hialinos en ambos ápices celulares, pequeños, semicirculares, presentes sólo en ascosporas maduras, 58–88 \times 15–28 μm ($\bar{x} = 68,6 \times 20,8$; n = 38).

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** *Chubut*, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 08. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti, 72 y 73 (BBB); 23. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 156, 158 y 172 (BBB).

MATERIAL ADICIONAL EXAMINADO: *Ostreichnion americanum* Duby: material sin datos del Herbario W.R. Gerard préstamo de 1913, anotado como *Ostreichnion americanum* (*O. sassafras*) Duby (NY); **USA:** *North Carolina:* Mill Creek, Old Fort, sobre *Liriodendron*, 22. V. 1934., ML. Lohman 579 (NY); Yadkinville, sobre *Quercus alba*, 12. IV. 1935., ML. Lohman 582 (NY). *South Carolina:* material del Herbario G. Massee préstamo de 1909, anotado por M.E. Barr en 1972; préstamo de 1905, anotado por ML. Lohman en 1953; North of Pikens mountains, sobre *Quercus rubra*, 26. V. 1934., ML. Lohman 580 (NY) y sobre *Q. prinus*, 581 (NY). *Florida:* Ocala, 1897/98, R. Thaxter, Reliquiae Farlowianae 626 (NY). *Georgia:* Chatooga River, Rabun Co., sobre *Quercus rubra*, 10. III. 1934., ML. Lohman 583 (NY). *Ostreichnion curtisii* (Duby) M.E. Barr: **USA:** Herbario de Massachusetts: *Alabama:* Tuskegee, anotado como *Hysteroglyphium viticolum*, sobre *Vitis rotundifolia*, I. 1900., GW. Carver 1536 (NY); *Florida:* Green Cove Springs, anotado como *Hysterium lineolatum*, sobre *Sabal serrulata*, invierno 1884, Ellis N.A.F. 1321; *South Carolina:* anotado como *H. flexuosum*, sobre *Quercus*, HW. Ravenel Fungi Car. 48 (NY); *Mississippi,* Ocean Springs, sobre *Persea palustris*, 26. V. 1895., FS. Earle, N° 646677, Tipo

(BPI). **PUERTO RICO:** Cabo Rojo: Sierra Bermeja, Cerro Mariquita, cerca del final Oeste de la Laguna Cartagena, 18° 00'N – 67° 07'O, 35–300m, RC. Harris 27721 (NY).

COMENTARIOS — esta especie se ajusta bien a la descripción que Barr (1990a) realizó del género, donde menciona ascomas superficiales, con forma de bivalvo, negros, peridio carbonoso, pseudoparáfisis delgadas, ramificadas y anastomosadas, ascos basales y ascosporas amarillentas a pardas cuando maduras, elipsoidales a cilíndricas, uno a varios septos, el primero constreñido. Sin embargo no se identifica totalmente con ninguna de las tres especies del género. Muestra mayor similitud con *Ostreichnion curtisii* (Duby) M.E. Barr (lámina 3), especie de la cual difiere por el mayor tamaño de los ascos [150–180(–220) × 25–30 (–40) μm] y la pared externa granulosa. Asimismo, las ascosporas de color pardo grisáceo tienen mayor tamaño que las de *O. curtisii* [(45–)62–82 × (10–)12–15(–17) μm], se ensanchan hacia el septo central y en la madurez el citoplasma protruye por los extremos celulares, formándose dos pequeños apéndices hialinos en forma semicircular. En cambio en *O. curtisii* las ascosporas inicialmente hialinas y luego de color pardo amarillento, se angostan hacia el septo central, muestran subdivisión transversal y longitudinal del citoplasma y engrosamiento de la pared a nivel de los extremos de ambas células (lámina 3).

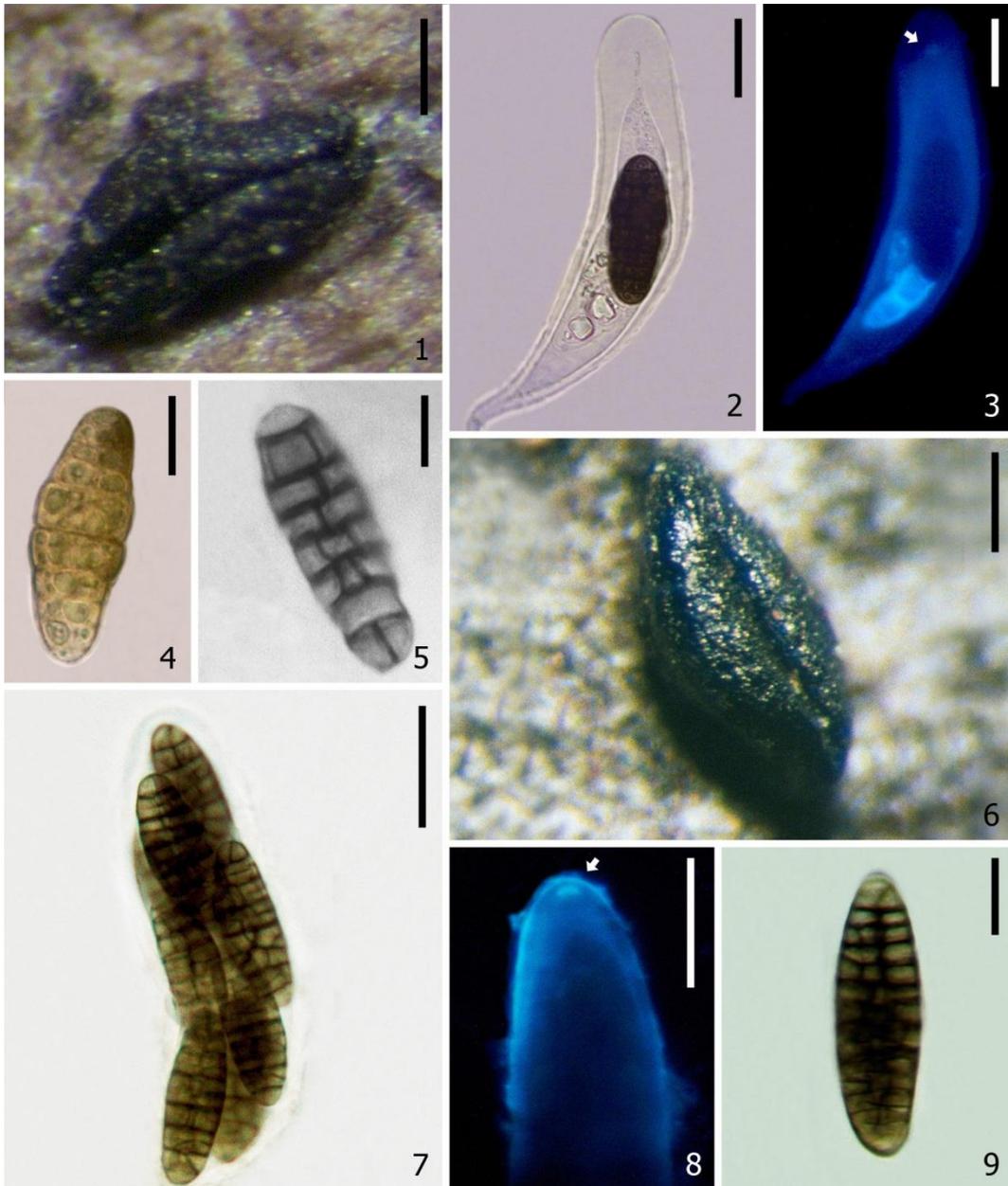
El género *Ostreichnion* Duby, fue propuesto para agrupar dos especies: *O. americanum* Duby como especie tipo del género y *O. europeum* Duby. En 1931 el género fue sinonimizado bajo el nombre *Mytilinidion* por Clements y Shear pero finalmente Barr (1975) lo separó de este por sus ascosporas. Barr (op. cit.) validó el primer nombre de la especie tipo *O. sassafras* (Schw.) M.E. Barr y adicionó dos especies al género *O. curtisii* (Duby) M.E. Barr y *O. nova-caesariense* (Ellis) M.E. Barr. Recientemente Boehm *et al.* (2009b) confirmaron molecularmente que el género *Ostreichnion* no es afín a las Mytiliniaceae sino a la familia Hysteriaceae. Por otro lado sus estudios revelaron que *O. curtisii* no es afín con la especie tipo *O. sassafras* y ambas son afines a géneros distintos, *O. curtisii* a *Hysterium* y *O. sassafras* a *Gloniopsis*. Esto confirma la artificialidad del género *Ostreichnion*. Al transferir el género a la familia Hysteriaceae se plantea la dificultad para explicar un peridio delgado en una familia que se caracteriza por poseer un peridio grueso, formado por tres capas celulares diferentes. Boehm y sus colaboradores (2009b) plantearon la hipótesis de una evolución convergente de histeriotecios de paredes delgadas dentro de las Hysteriaceae, acercándose a la configuración de las Mytiliniaceae, debido a presiones selectivas

similares. Finalmente concluyeron que los histeriotecios, de forma navicular, pared gruesa y abertura longitudinal prominente, han sido considerados por mucho tiempo una sinapomorfía definitoria de la familia Hysteriaceae. Sin embargo este tipo de ascoma evolucionó convergentemente no menos de cinco veces dentro de Pleosporomycetidae: *Farlowiella* Sacc., *Glonium* Muhl., *Anteaglonium* Mugambi & Huhndorf, *Hysterographium* y la familia Hysteriaceae (circunscripción según Boehm *et al.*, 2009a). Y de manera similar, ascomas de pared delgada de tipo mitiliniode (*Ostreichnion*) y de tipo patellarioide (*Rhytidhysterion* Speg.) evolucionaron también al menos dos veces en la subclase, y ahora fueron transferidos de las familias Mytilinidaceae y Patellariaceae, respectivamente, a la familia Hysteriaceae (Boehm *et al.*, 2009a).

En el caso del material de Argentina sería interesante realizar un estudio molecular que incluya todas las especies de Hysteriaceae/Mytilinidiaceae registradas por Spegazzini, Messuti, Lorenzo y las de esta tesis, para confirmar no sólo la identidad de las especies, sino también la relación que existe entre ellas y la que las une con el resto de los integrantes de estas familias. Hasta ahora no existen estudios filogenéticos y evolutivos de las especies histerioteciales de los bosques patagónicos.

Las especies del género *Ostreichnion* fueron descritas inicialmente en Norteamérica. Luego Teng (1933) registró una colección de *O. sassafras* en China y Zogg (1962) reportó una colección de *O. curtisii* en Brasil. El registro de *Ostreichnion nova-caesariense* y la descripción de una posible nueva especie de éste género constituyen el primer registro del *Ostreichnion* en Argentina. Por otra parte esto implica la ampliación del conocimiento del rango de hospedantes en que habitan las especies del género y su distribución hacia zonas australes.

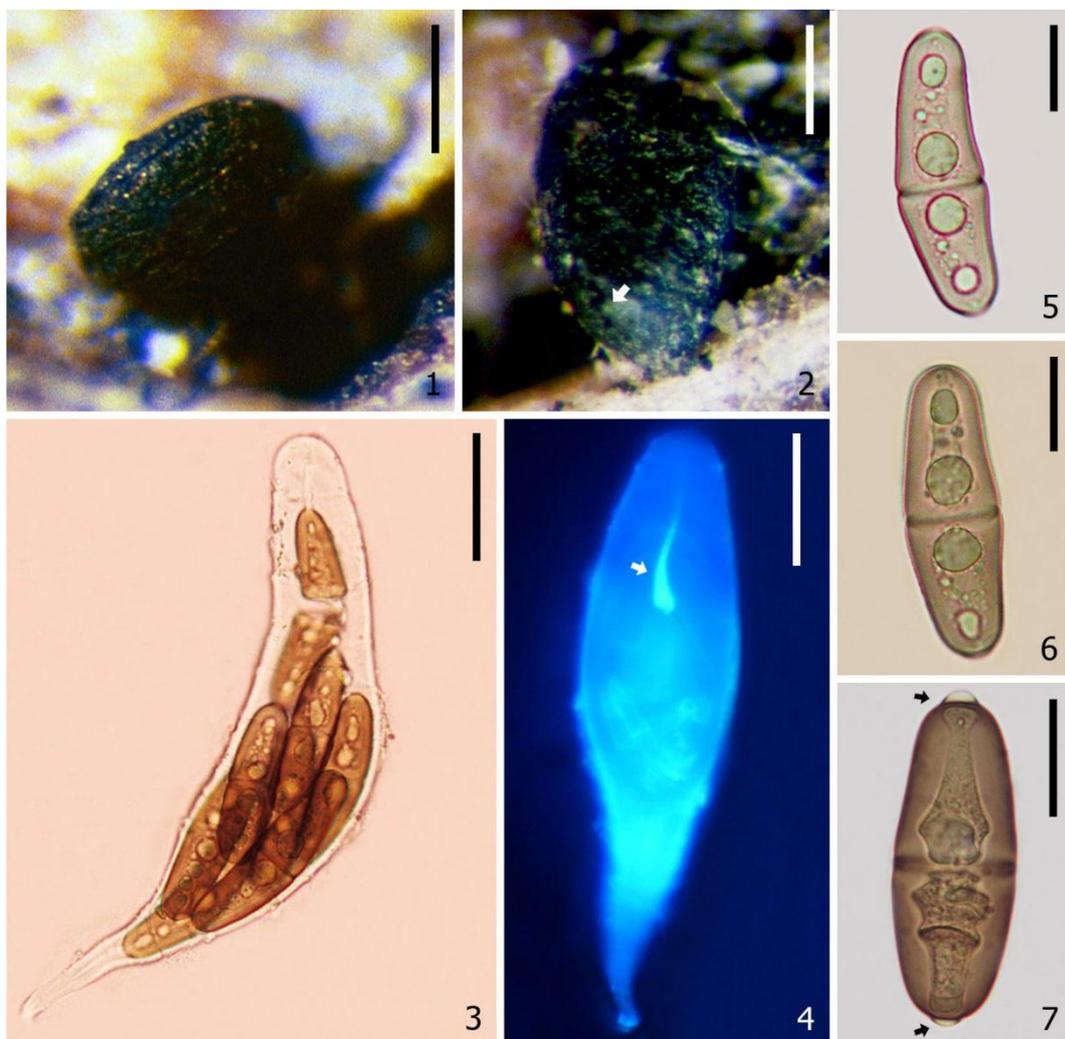
LÁMINA 1



***Ostreichnion nova-caesariense* (BBB):** 1. Ascoma sobre el sustrato. 2. Asco con sólo dos esporas. 3. Asco visto con microscopio de fluorescencia, nótese el anillo en el ápice ascas (flecha). 4. Ascospora inmadura. 5. Ascospora madura. ***O. nova-caesariense* (NY):** 6. Ascoma sobre el sustrato. 7. Asco 8-esporado. 8. Detalle del anillo fluorescente en el ápice del asco, visto con microscopio de fluorescencia (flecha). 9. Ascospora madura.

Escalas: 1 y 6 = 200 μm ; 2-3 y 7-8 = 25 μm ; 4-5 = 15 μm ; 9 = 10 μm .

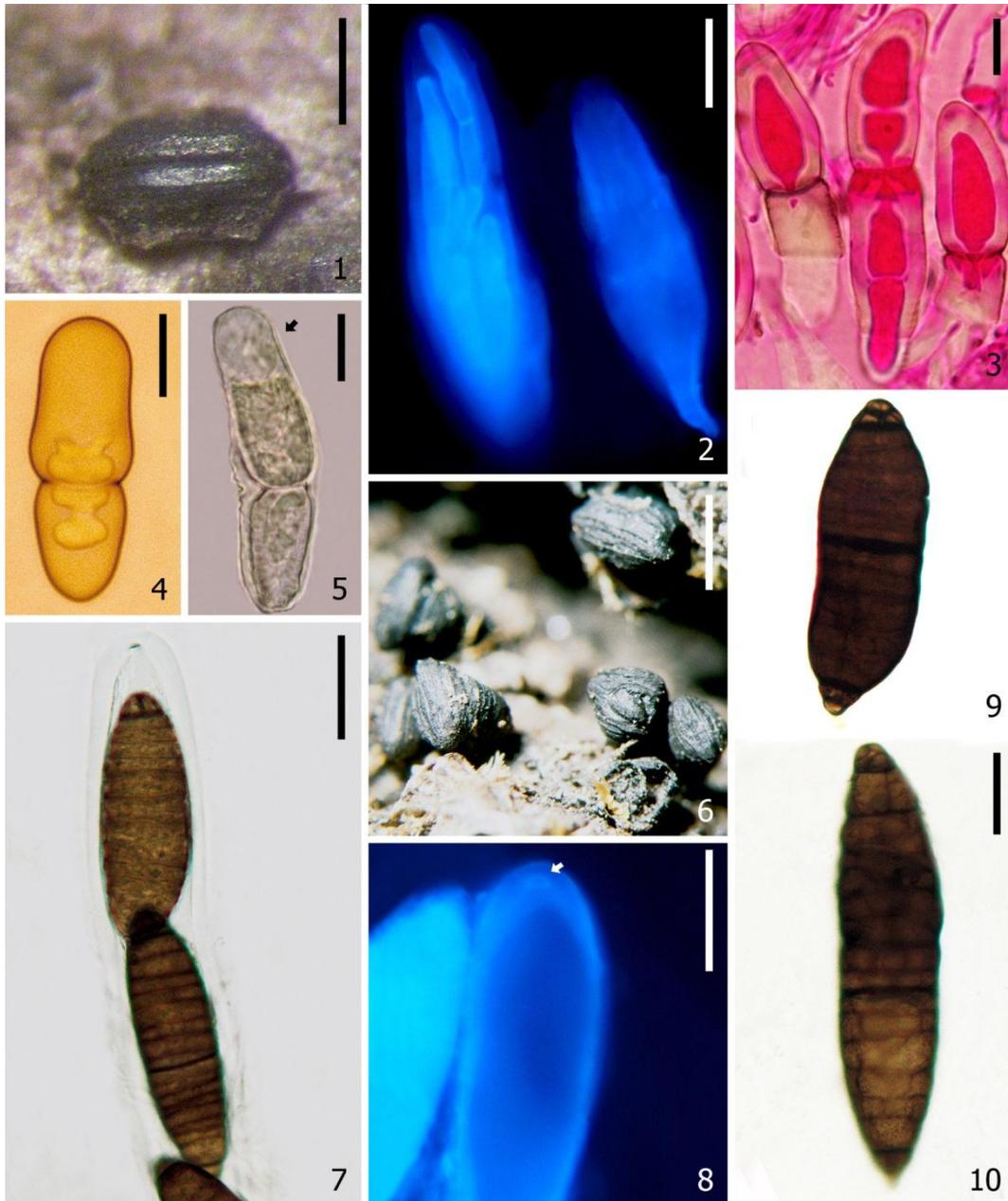
LÁMINA 2



Ostreichnion sp. nov.: 1–2. Ascoma sobre el sustrato. 2. Vista en detalle de la apertura longitudinal aserrada del ascoma (flecha). 3. Asco visto con microscopio óptico de campo claro. 4. Asco visto con microscopio de fluorescencia, nótese el capuchón fluorescente (flecha). 5–7. Ascosporas. 7. Las flechas señalan los apéndices hialinos en ambos extremos.

Escalas: 1–2 = 200 μm ; 3–4 = 40 μm ; 5–7 = 20 μm .

LÁMINA 3



Ostreichnion curtisii (NY): 1. Ascoma sobre sustrato. 2. Ascospas vistos con microscopio de fluorescencia. 3. Ascospas teñidas con floxina, nótese las divisiones del citoplasma. 4. Ascospora madura. *O. curtisii* (BPI): 5. Vista del engrosamiento de pared en el extremo de célula superior (flecha). *O. sassafras* (NY): 6. Varios ascomas sobre el sustrato. 7. Porción apical del asco con ascospas maduras. 8. Ascospas vistos con microscopio de fluorescencia, nótese el anillo fluorescente (flecha). 9–10. Ascospas.

Escalas: 6 = 1000 μ m; 1 = 500 μ m; 7–8 = 30 μ m; 9–10 = 20 μ m; 2 = 25 μ m; 3–5 = 10 μ m.

2. LEPTOSPHAERIAEAE:

2. 1. *LEPTOSPHAERIA* Ces. & De Not., Comm. Soc. Crittog. Ital. 1 (4):

234. 1863. ESPECIE TIPO: *L. doliolum* (Pers.) Ces. & De Not.

2. 1. 1. *Leptosphaeria* sp.

LÁMINA 4

ASCOMAS periteciales, superficiales, solitarios, globosos a conoides (*sensu* Barr, 1987), negros, $300\text{--}560 \times 280\text{--}500 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 445 \times 376,7$); ostíolo circular. PERIDIO biestratificado, formado por células poliédricas, la capa externa compuesta por hasta 7 hileras de células de paredes gruesas, pardo oscuro, $5\text{--}8 \times 4\text{--}6 \mu\text{m}$, la interna compuesta por hasta 4 hileras de células de paredes delgadas, hialinas; dispuestas en *textura angularis*; ca. $102 \mu\text{m}$ espesor. PSEUDOPARÁFISIS abundantes, filiformes, ramificadas, anastomosadas, septadas, hialinas, $2\text{--}3 \mu\text{m}$ diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos a claviformes, con aparato apical, Γ , 8-esporados, $173\text{--}242 \times 26\text{--}31 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 207,6 \times 28,1$). ASCOSPORAS fusiformes, simétricas, 1–3 septadas transversalmente, septo primario levemente constreñido, pared lisa, biseriadas, pardo rojizo, aclarándose hacia los extremos, pared engrosada en los ápices, pardo oscuro, $43\text{--}75 \times 13\text{--}16 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 60 \times 14,4$; n = 25).

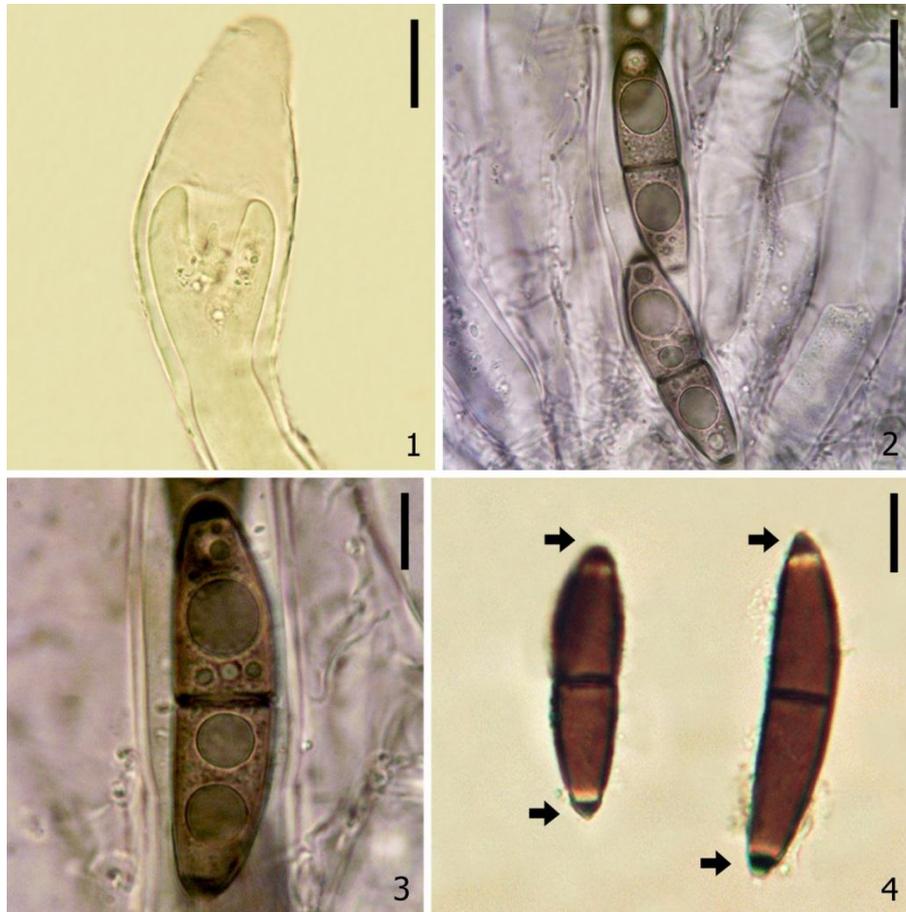
ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus antarctica* y *N. pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: Chubut, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 23. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 155 (BBB); Neuquén, Parque Nac. Nahuel Huapi: Ruta Nac. 234 desde V³. La Angostura a S.M.A. 1Km antes del acceso a Villa Traful, sobre corteza de *N. antarctica*, 16. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 559 y 560 (BBB).

LÁMINA 4



Leptosphaeria sp.: 1. Ápice de un asco vacío. 2. Ascus y ascosporas. 3. Ascospora dentro de un asco. 4. Ascosporas maduras, nótese el engrosamiento de pared en los ápices (flechas).

Escalas: 1–2 = 20 μm ; 4 = 15 μm ; 3 = 10 μm .

3. MELANOMMATACEAE:

3. 1. *MELANOMMA* Nitschke ex Fuckel, Jb. nassau. Ver. Naturk. 23-24:

159. 1870. [1869-70]. ESPECIE TIPO: *M. pulvis-pyrius* (Pers.) Fuckel

3. 1. 1. *Melanomma subdispersum* (P. Karst.) Berl. & Voglino, in Saccardo, *Syll.*

fung., Addit. I-IV (Abellini): 148. 1886.

LÁMINA 5

ASCOMAS periteciales, subperidérmicos, a veces dispuestos en forma lateral sobre el sustrato, dispersos o en grupos pequeños, globosos, negro brillante, 245–625 μm alto, 214–425 μm diámetro (\bar{x} = 405 \times 308); ostíolo circular papilado, inicialmente no visible, luego bien diferenciado en una papila en general subcéntrica, 50–125 \times 20–75 μm (\bar{x} = 83,8 \times 50,7). PERIDIO de consistencia coriácea, biestratificado, 25–41 μm espesor (\bar{x} = 34), capa externa más gruesa en la parte superior del ascoma, pardo oscuro, no se distinguen las células, capa interna formada por células cilíndricas de pared delgada, hialinas, 8–13 \times 3–4 μm , dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS filiformes, ramificadas, septadas, hialinas, formando una malla o red firme, 1–4 μm diámetro. PERÍFISIS filiformes, hialinas, 1–2 μm diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos, pedicelados, con anillo apical, Γ^- , rojo Congo⁺, 8-esporados, 61–125 \times 10–13 μm (\bar{x} = 94,1 \times 11,9). ASCOSPORAS fusiformes a ovales, 3(–5) septadas, constreñidas en el septo primario, uniseriadas, a veces biseriadas en zona basal, paredes lisas, células centrales pardo rojizo, células distales hialinas, 18–26 \times 6–10 μm (\bar{x} = 22,4 \times 7,1; n = 74).

ANAMORFO — CONIDIÓFOROS cilíndricos, rectos o curvos, tabicados, pardo oscuros, zona apical de crecimiento simpodial, con cicatrices de color más claro, 65–175 \times 5–13 μm (\bar{x} = 108 \times 6,7). CÉLULAS CONIDIÓGENAS cilíndricas, pardo claras, 4–13 \times ca. 3 μm . CONIDIOS pardo claros a oscuros, ovales a elipsoidales, 1–3 septados, 17–26 \times 5–7 μm (\bar{x} = 20,5 \times 5,7). Anamorfo tipo *Helminthosporium longipilum* Corda.

DISTRIBUCIÓN — Argentina, Canadá, Escocia, Gales, Inglaterra, Irlanda, Rusia.

HOSPEDANTE — *Betula albae*, *Betula papyrifera*, *Nothofagus pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO: ARGENTINA: Chubut, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre tocones de *Nothofagus pumilio*, 08. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti 73 (BBB); 3. XII. 2005, leg. M. Rajchenberg,

12171 (BBB); Parque Prov. Lago Baggilt: camino al Lago Baggilt por Ruta Nac. 259 después de Trevelin, desvío a la izquierda de 12 Km, sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 15. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 542 (BBB). **INGLATERRA:** *Surrey*, Ashtead Common, sobre peridermis de *Betula* sp., 29. II. 1948, leg. SJ. Hughes IMI 25234(b), 622384 (BPI); sobre corteza de *Betula* sp., 02. III. 1947, IMI 12286(a), 622388 (BPI); Ranmore Common, sobre corteza y peridermis de *Betula* sp., 25. V. 1947, leg. SJ. Hughes IMI 15525(a), 622385 (BPI); Mickleham, sobre peridermis de *Betula* sp., 26. V. 1947, leg. SJ. Hughes IMI 15526(a), 622386 (BPI); *Yorks.*, Skelder Plantation, sobre *Betula* sp., 15. IX. 1946, leg. SJ. Hughes IMI 6789(a), 622387 (BPI); *Norfolk*, Wheatfen Broad, sobre peridermis de *Betula* sp., 07. IV. 1947, col. EA. Ellis & MB. Ellis, det. SJ. Hughes IMI 13466(c), 622389 (BPI).

COMENTARIOS — la especie fue descrita inicialmente por Karsten (1884) y luego por Berlese (1891) a partir de la observación del material tipo. Como posteriormente el material de Karsten se perdió, Hughes (1950), asignó un nuevo material al nombre *Melanomma subdispersum* y realizó una descripción detallada del estado teleomórfico y anamórfico. El material aquí presentado concuerda plenamente con las tres descripciones. Se observaron ascosporas germinando a partir de las células de los extremos. En el material de herbario se pudo ver que el anillo de los ascos es fluorescente.

El género *Melanomma* Nitschke, se creó para incluir pequeños pirenomicetes con ascomas carbonáceos y esporas 2–3 septadas, raramente sin septos, pardas o hialinas. Saccardo (1878) lo enmendó para incluir esporas sólo coloreadas, multiseptadas, aovadas u oblongas; pero finalmente amplió la descripción, adoptando definitivamente a *M. pulvis-pyrius* (Pers.) Fuckel como la especie tipo y transfiriendo a *Melanomma* las especies del género *Sphaeria* descritas por De Notaris y por Karsten (Saccardo, 1883). Muchas especies fueron descritas en este género, sin embargo muy pocas de ellas son bien conocidas (Barr, 1990a). Por otra parte, el último trabajo molecular que incluyó especies de *Melanomma* reveló que el género, al igual que otros dentro de los loculoascomicetes, tiene un origen polifilético (Wang *et al.*, 2007).

Tradicionalmente la circunscripción de la familia Melanommataceae fue controversial. Barr (1990a) ubicó en ella cinco géneros, Lumbsch & Huhndorf (2007) aceptaron dieciocho géneros pero cuestionando la ubicación de seis de los mismos mientras que Kirk *et al.* (2008) incluyeron veintiún géneros. Recientemente Mugambi & Huhndorf (2009) establecieron molecularmente el origen polifilético de la familia Melanommataceae. Luego de su estudio aceptaron como integrantes de la familia a tres

géneros que previamente formaban parte de ella: *Byssophaeria* Cooke, *Melanomma* y *Pseudotrachia* Kirschst, rechazaron a dos de ellos, *Ostropella* (Sacc.) Höhn. y *Xenolophium* Syd., y transfirieron dos géneros que pertenecían a otras familias, *Bertiella* (Sacc.) Sacc. & P. Syd. y *Herpotrichia* Fuckel.

En Sudamérica hay registradas alrededor de veintiún especies que aún siguen perteneciendo al género *Melanomma*. Trece especies fueron descritas en Argentina: doce por Spegazzini (1880a/b; 1888; 1898; 1908b; 1909; 1912) y la especie tipo, *M. pulvis-pyrius*, con su anamorfo fue hallada por Romero (1998). Una especie fue descrita en Brasil (Samuels & Müller, 1978), seis en Chile, de las cuales una fue descrita por Hennings (1899), otra por Penzig & Saccardo (1904) y cuatro por Spegazzini (1888; 1910; 1923) y dos en Paraguay (Spegazzini, 1921b). Sin embargo este constituye el primer registro de la especie *Melanomma subdispersum* en Sudamérica.

LÁMINA 5



Melanomma subdispersum: 1. Ascomas agrupados sobre la superficie del sustrato. 2. Ascoma visto de perfil, nótese la ubicación de la papila (flecha). 3. Ápices ascales. 4. Vista del anillo ascal teñido con rojo Congo. 5. Ascosporas maduras. 6. Ascospora germinando a partir de ambas células distales. 7. Conidio biseptado. 8. Conidióforo.

Escalas: 1 = 500 μm ; 2 = 100 μm ; 3–4 y 6–8 = 10 μm ; 5 = 5 μm .

4. MYTILINIDIACEAE:

4. 1. *MYTILINIDION* Duby, Mém. Soc. Phys. Hist. nat. Genève 16(1): 34.

1862. ESPECIE TIPO: *M. aggregatum* (DC) Duby

4. 1. 1. *Mytilinidion andinense* (Messuti & Lorenzo) E. Boehm, C.L. Schoch &

Spatafora, *Mycol. Res.* 113(4): 470. 2009. Basiónimo: *Hysterium andinense*

Messuti & Lorenzo, *Mycol. Res.* 101 (3): 303. 1997.

LÁMINA 6

ASCOMAS periteciales, superficiales, gregarios, forma de bivalvo, obovoides en sección longitudinal, alargados, a veces curvos o sinuosos, asimétricos bilateralmente, negro brillante, 400–1000 μm alto, 740–1740 μm largo, 260–700 μm ancho (\bar{x} = 626,4 \times 1146,2 \times 445,4); superficie estriada, apertura apical longitudinal. PERIDIO de consistencia carbonosa, 38–44 μm espesor en la parte lateral del ascoma, 63–80 μm espesor en la parte superior. PSEUDOPARÁFISIS filiformes, ramificadas, septadas, hialinas, 1–2 μm diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos, pedicelados, sin aparato apical, Γ , 8–esporados, 173–250 \times 16–20 μm (\bar{x} = 215,8 \times 18,3). ASCOSPORAS ovales a fusiformes, (3)5–7(8) septadas transversalmente, septo primario constreñido, pared lisa, uniseriadas, ocre oscuro, 35–62(90) \times 10–19 μm (\bar{x} = 49,2 \times 13,2; n = 75).

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Austrocedrus chilensis*.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** *Chubut*, Parque Nacional Los Alerces: 42° 46,370'S – 71° 43,849'O, 551 msnm, sobre ramas de *A. chilensis*, 24. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 225, 228 y 229 (BBB).

COMENTARIOS — este material difiere del descrito por Messuti & Lorenzo (1997) por el mayor tamaño de los ascomas (400–640 μm alto, 600–1300 μm largo, 200–450 μm ancho), la mayor longitud de los ascos (172–198 μm), el mayor tamaño de las ascosporas (32–44 \times 10–15 μm), y su disposición uniseriada en el asco. Estas diferencias pueden atribuirse a que el material aquí descrito está más maduro que el material tipo (Lorenzo, com. pers.). Esta especie fue registrada por primera y única vez en la provincia de Río Negro en Dina Huapi, sobre el mismo sustrato aquí mencionado.

Con este nuevo registro se extiende su área de distribución hacia la provincia de Chubut.

Basándose en el estudio molecular de cultivos monospóricos obtenidos de material autenticado de *Hysterium andinense*, Boehm *et al.* (2009b) la transfirieron al género *Mytilinidion*. Este constituyó el primer registro del género en Sudamérica.

4. 1. 2. *Mytilinidion tortile* (Schwein.) Sacc., [as 'Mytilidion'], Syll. Fung. (Abellini) 2: 763. 1883. Basiónimo: *Hysterium tortile* Schwien., Schr. naturf. Ges. Leipzig 1: 50 (1822). LÁMINA 7

ASCOMAS periteciales, superficiales, dispersos o en pequeños grupos, obovoides, negro brillante, 160–620 µm alto, 300–1984 µm largo, 186–620 µm ancho ($\bar{x} = 287,4 \times 814,3 \times 347,6$); superficie estriada horizontalmente, apertura apical longitudinal en un surco. PERIDIO de consistencia carbonosa, 32–57 µm espesor en la parte lateral del ascoma, 38–68 µm espesor en la parte superior. PSEUDOPARÁFISIS filiformes, ramificadas, anastomosadas, septadas, hialinas, 1 µm diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos, pedicelados, sin aparato apical, Γ , 8–esporados, 71–93 \times 6–9 µm ($\bar{x} = 86,8 \times 7,8$). ASCOSPORAS oblongo fusiformes, asimétricas, mitad superior de mayor tamaño, 3–septadas transversalmente, septos constreñidos, pared lisa, uniseriadas, ocre oscuro, 11–18 \times 4–6 µm ($\bar{x} = 14,7 \times 5,1$; n = 36).

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina, Europa alpina, Rusia y USA.

HOSPEDANTE — *Austrocedrus chilensis*, *Nothofagus antarctica*, *Pinus* sp., *Larix* sp., *Picea* sp., *Juniperus virginiana* y *Pseudotsuga menziesii*.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** Chubut, Parque Nacional Los Alerces: 42° 51,786'S – 71° 37,591'O, sobre corteza de *A. chilensis*, 07. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti, 15 (BBB) y 43° 13,00'S – 71° 32,63'O, sobre *Nothofagus antarctica*, 11. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti, 100 (BBB).

COMENTARIOS — todos los autores que describieron esta especie (Ellis & Everhardt, 1892; Lohmam, 1933; Barr, 1990a) mencionan ascomas de menor tamaño (500–1500 \times 200–500 µm) que los encontrados en Argentina sobre *A. chilensis*, pero el resto de los

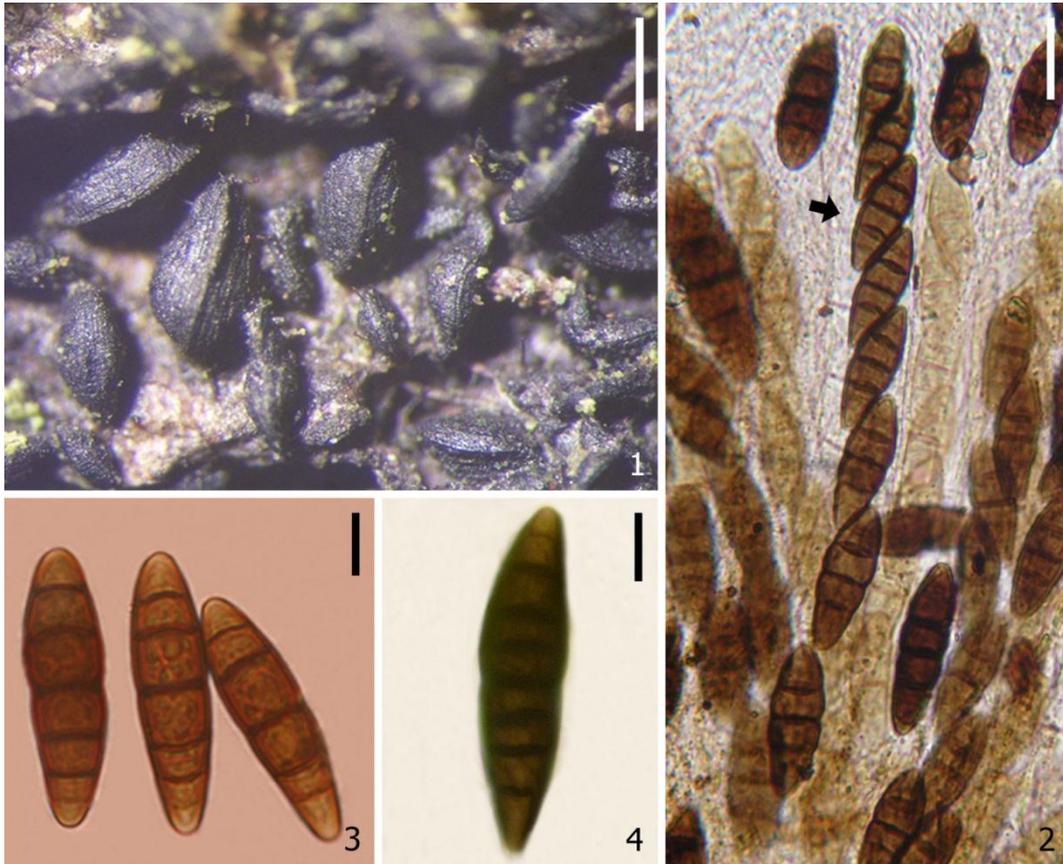
caracteres observados en este material concuerda enteramente con la descripción del material tipo. Esta constituye la primera cita de la especie para Sudamérica.

Las especies del género *Mytilinidion* se caracterizan por poseer ascomas gregarios o solitarios, alargados con forma de concha marina y apertura longitudinal; superficie a menudo estriada longitudinalmente, peridio delgado, de consistencia carbonosa, compuesto por células pequeñas de paredes gruesas; ascos y hamatecio inmersos en una matriz de gel, ascosporas elipsoides, fusoides u oblongo fusoides, simétricas o asimétricas, multiseptadas, amarillentas a pardas.

Estos hongos, llamados vulgarmente mitiliniáceos, a diferencia de los histeriáceos, poseen un peridio prosenquimático delgado que encierra un hamatecio formado por pseudoparáfisis trabeculares delgadas, envueltas en una matriz de gel, en general escasas o no presentes en la madurez. Sin embargo debido a la similitud de los ascomas y sobre todo por su apertura longitudinal, estos hongos fueron históricamente clasificados en la familia Hysteriaceae. Esta familia fue transferida varias veces de orden (Nannfeldt, 1932; Arax & Müller, 1975) hasta que finalmente fue separada en un nuevo orden, Hysteriales, cercano a los Pleosporales (Miller, 1949). Si bien Duby (1862) fue el primero en sugerir la separación de los hongos histeriáceos en dos secciones, no fue hasta cien años después (Zogg, 1962) que se aceptó la diferenciación en dos familias: Hysteriaceae para acomodar los ascomas histerioteciales de pared gruesa y Lophiaceae (Zogg 1962; Arx & Müller, 1975) para los ascomas de pared delgada. Luego Barr (1990a) justificó la conservación del nombre Mytilinidaceae sobre Lophiaceae para esta última familia. Recientemente, Schoch *et al.* (2007) comprobaron molecularmente que Hysteriaceae y Mytilinidaceae representan familias monofiléticas no relacionadas y ambas situadas dentro de Pleosporomycetidae. En los últimos trabajos, Boehm *et al.* (2009a; 2009b) reconstruyeron la filogenia de ambas familias y establecieron el nuevo orden Mytilinidiales para acomodar a la familia Mytilinidiaceae. En esta última aceptaron seis géneros *Actidium* Fr., *Lophium* Fr., *Mytilinidion*, *Ostreola* Darker, *Quasiconcha* M.E. Barr y *Zoggium* Lar.N. Vassiljeva; y removieron los géneros *Glyphium* Nitschke ex F. Lehm. y *Ostreichnion*.

En este trabajo se describe además de la especie sudamericana, una especie del hemisferio norte que se registra por primera vez para el país y Sudamérica.

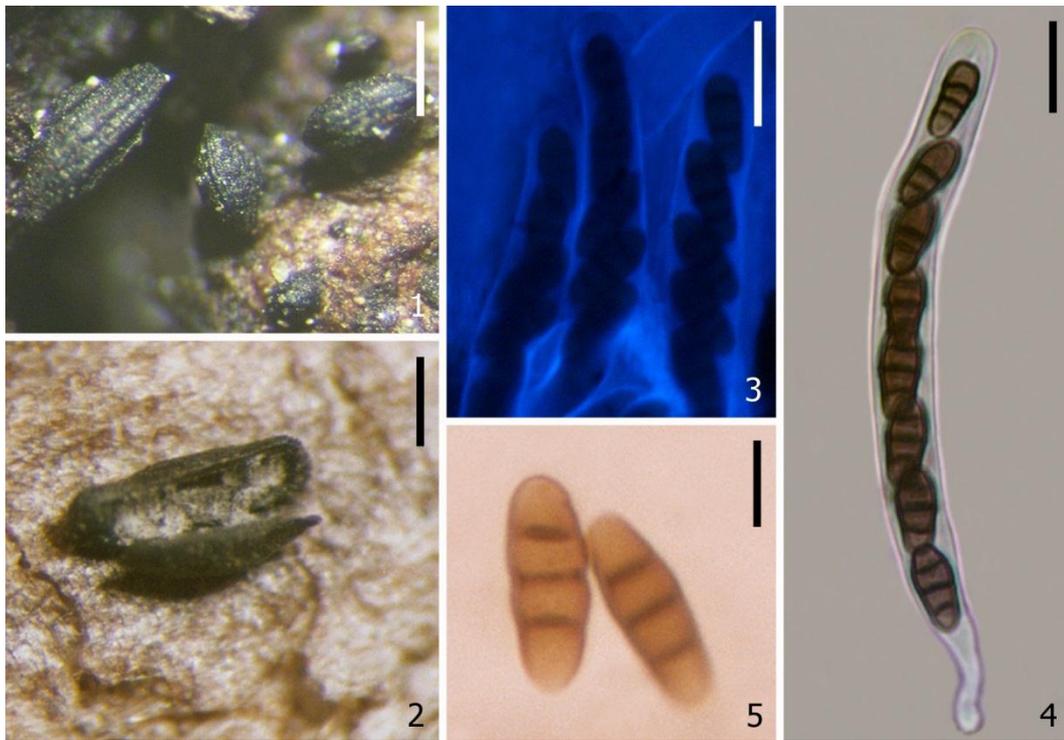
LÁMINA 6



Mytilinidion andinense: 1. Ascomas sobre el sustrato. 2. Hamatecio, la flecha señala un asco con 8 ascosporas uniseriadas. 3-4. Ascosporas. 4. Ascospora con 8 tabiques transversales.

Escalas: 1 = 500 μm ; 2 = 20 μm ; 3-4 = 10 μm .

LÁMINA 7



Mytilinidion tortile: 1. Agrupación de ascomas sobre el sustrato. 2. Ascoma abierto por su ostiolo longitudinal. 3. Ascosporas vistas con microscopio de fluorescencia. 4. Asco con 8 ascosporas uniseriadas. 5. Ascosporas.

Escalas: 1 = 500 μm ; 2 = 300 μm ; 3–4 = 10 μm ; 5 = 5 μm .

5. PLEOMASSARIACEAE:

5. 1. *ASTEROMASSARIA* Höhn. Sber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturw.

Kl., Abt. 1 126: 368. 1917. ESPECIE TIPO: *A. macrospora* (Desm.)

Höhn.

5. 1. 1. *Asteromassaria* sp. nov.

LÁMINAS 8 Y 9

ASCOMAS periteciales, predominantemente subperidérmicos, errumpentes a superficiales, solitarios o a veces en pequeños grupos, globosos, negro opaco, 670–1580 μm alto, 700–1260 μm diámetro ($\bar{x} = 987,6 \times 963,4$); superficie granulosa, papila subcéntrica, asimétrica, curva, 139–504 μm alto, 214–491 μm diámetro basal, 50–365 μm diámetro apical ($\bar{x} = 264,6 \times 352,8 \times 173,6$), ostíolo circular. PERIDIO de consistencia carbonosa, biestratificado, 100–214 μm espesor ($\bar{x} = 178$), formado por células poliédricas, la capa externa compuesta por 8–17 hileras de células anchas, de paredes gruesas, pardo oscuras, 10–18 \times 5–13 μm ($\bar{x} = 11,3 \times 8,4$), la interna compuesta por alrededor de 8 hileras de células más angostas, de paredes delgadas, hialinas, 5–13 \times 3–10 μm ($\bar{x} = 9,5 \times 5,4$), dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS abundantes, filiformes, ramificadas, anastomosadas, septadas, a veces más gruesas a nivel de los septos, 2–3 μm diámetro. PERÍFISIS gruesas, anastomosadas, ramificadas, septadas, 3–4 μm diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos, pedicelados, sin aparato apical, Γ , 1–8 esporados, 263–466 \times 28–49 μm ($\bar{x} = 367,8 \times 38$). ASCOSPORAS ovales a fusiformes, de ápices redondeados, 3-septadas, constreñidas a nivel de los septos, septos gruesos, pared con pequeñas foveas, uniseriadas, pardo rojizo oscuro, 57–101 \times 18–29 μm ($\bar{x} = 71,7 \times 22,7$; $n = 97$), vaina transparente, ca. 1 μm espesor en laterales, 1–6 μm en extremos.

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus alpina* y *N. obliqua*.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** Neuquén, Parque Nacional Lanín: Ruta Nac. 234 desde V^a La Angostura a S.M.A. pasando el acceso al Lago Meliquina, sobre corteza de *N. alpina*, 16. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 570 y 571 (BBB); en el camino al Lago Hui Hui, sobre corteza de *N.*

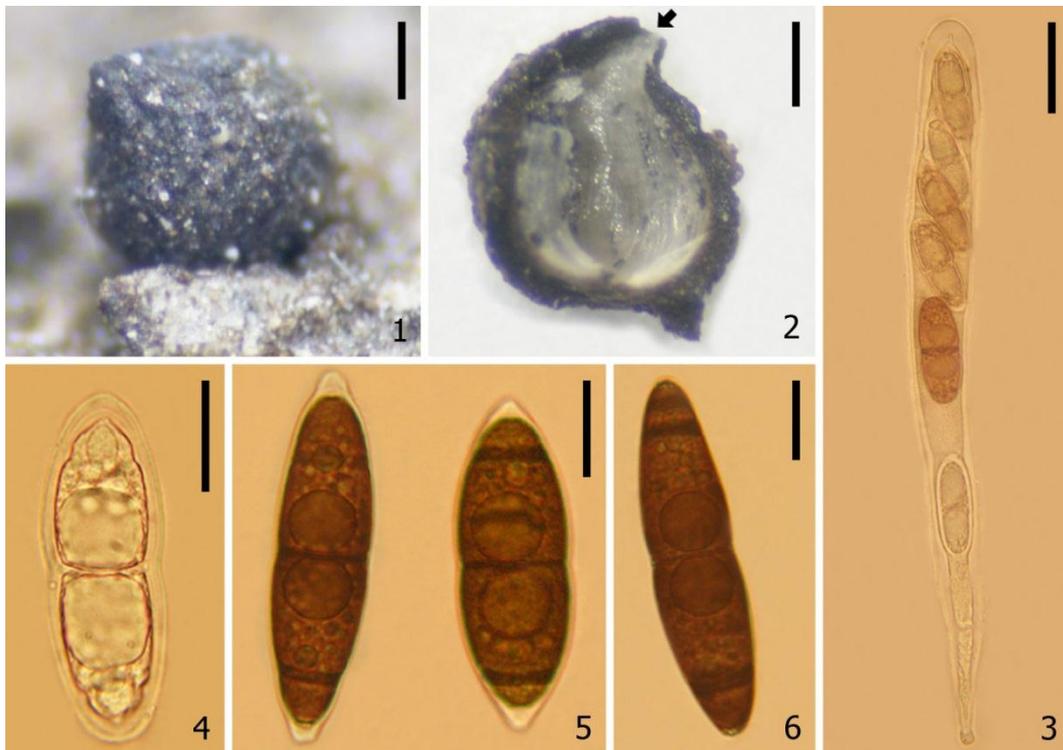
alpina, 17. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 573; sendero de ascenso a Cascada Chachín, sobre corteza de *N. obliqua*, 17. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 590 y 591 (BBB).

COMENTARIOS — las especies del género *Asteromassaria* poseen ascosporas con pared lisa o verrugosa y sólo *A. macrospora* (Desm.) Höhn. posee ascosporas con fóveas como se menciona para la especie patagónica. Sin embargo *A. macrospora* posee ascos (110–260 × 24–40 µm) y ascosporas ((26–)38–50(–56) × 13–20 µm) de menor tamaño y ascomas de menor altura (hasta 880 µm). Otra especie con ascomas de gran tamaño como la especie argentina es *A. macroconidica* Kaz. Tanaka, Y. Harada & M.E. Barr (800–1200 × 700–1100 µm) pero difiere por la ornamentación y el tamaño de las ascosporas. Por lo tanto, se propone esta nueva especie.

El género *Asteromassaria* cuenta actualmente con doce especies (Barr, 1982; 1993a; Boise, 1985; Kirk *et al.*, 2008; Mehrotra & Sivanesan, 1989; Sivanesan, 1988; Tanaka *et al.*, 2005) caracterizadas por ascomas medianos a grandes, ascos claviformes u oblongos y pseudoparáfisis inmersas en una matriz de gel. Las ascosporas son inicialmente hialinas, luego pardas en la madurez, simétricas bipolarmente, fragmoseptadas, con su primer septo medio y constreñido, la pared suele ser gruesa, de superficie lisa, verrugosa o con fóveas y a su vez está rodeada por una vaina mucilaginoso. Se reconocen hasta ahora dos estadios anamórficos de este género: *Macrodiplodiopsis* Petr. y *Scolicosporium* Lib. ex Roum., ambos con conidioma picnidial y conidiogénesis holoblástica.

En Sudamérica el género *Asteromassaria* fue registrado por primera y única vez en Chile a partir de una expedición científica al Cabo de Hornos en 1989. La especie que se registró, *A. macrospora*, fue hallada creciendo sobre *Nothofagus antarctica* (Hariot, 1989). En Argentina, hasta el momento, sólo se encontró el estadio anamórfico de una especie de este género, *Scolicosporium fusarioides* (Sacc.) Sutton, creciendo sobre ramas de *Geoffroea decorticans* (Gillies. ex Hook. *et* Arn.) Burkart, una leguminosa característica de la zona del Espinal (Bianchinotti, 1993). En esta tesis se registra por primera vez para nuestro país el estadio teleomórfico de una especie del género *Asteromassaria*.

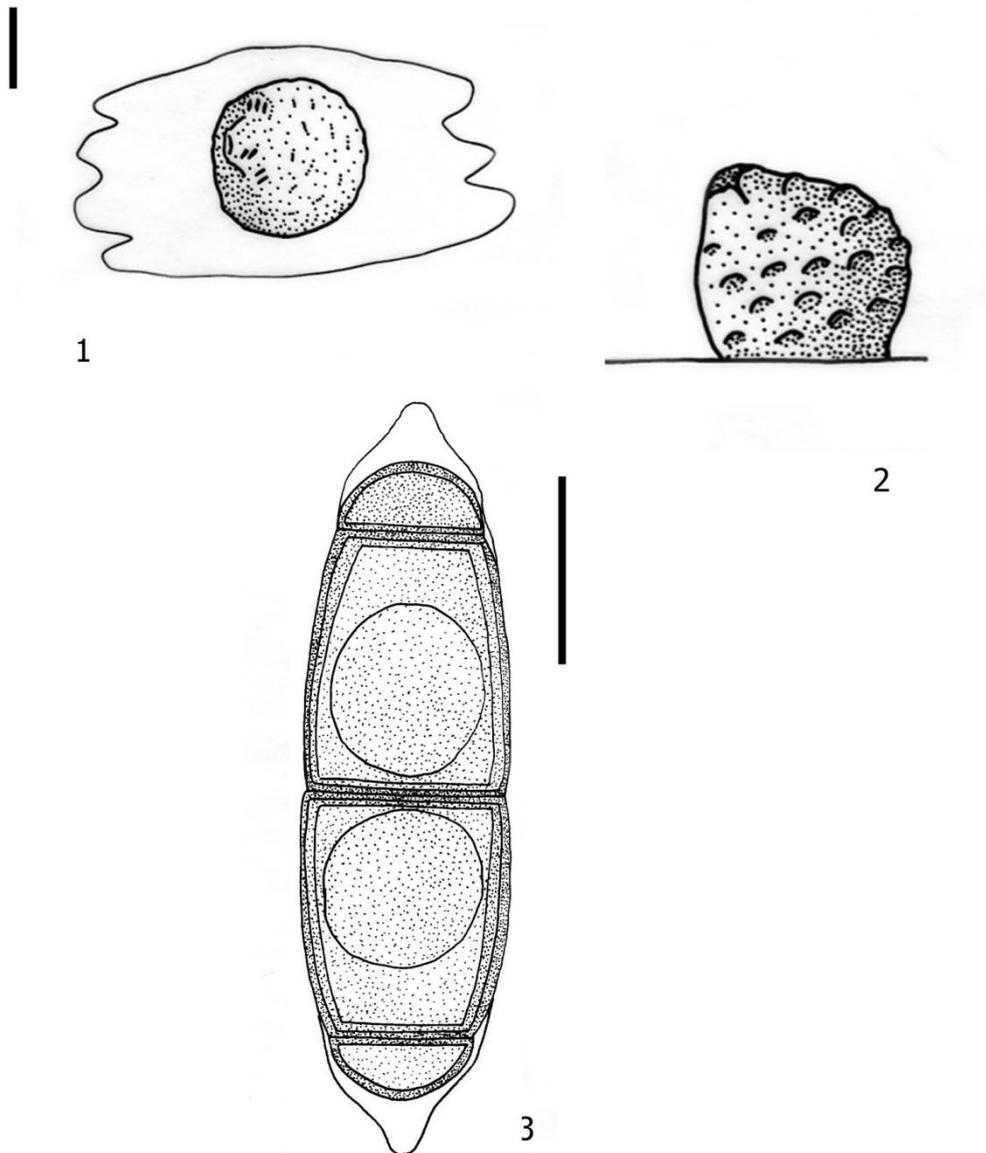
LÁMINA 8



Asteromassaria sp. nov.: 1. Ascoma sobre el sustrato, nótese la pared granulosa. 2. Corte longitudinal del ascoma, véase la papila subcéntrica y curva (flecha). 3. Asco con 6 esporas. 4. Ascospora inmadura. 5. Ascosporas maduras, vaina bien visible. 6. Ascospora en un estado más avanzado de madurez (la vaina ya no es visible).

Escalas: 1–2 = 300 μ m; 2 = 50 μ m; 4–6 = 20 μ m.

LÁMINA 9



Asteromassaria sp. nov.: 1. Vista superficial de un ascoma, nótese la papila curva, dispuesta en forma subcéntrica. 2. Vista lateral de un ascoma, nótese la pared granulada. 3. Ascospora madura.

Escalas: 1–2 = 500 μ m; 3 = 20 μ m.

5. 2. PLEOMASSARIA Speg., Anal. Soc. Cient. Argent. 9: (*in tabula ad p.* 192). 1880. ESPECIE TIPO: *P. siparia* (Berk. & Broome) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 2: 239. 1883.

5. 2. 1. Pleomassaria sp. 1

LÁMINA 10

ASCOMAS periteciales superficiales, solitarios o gregarios en pequeños grupos, globosos, negros, 675–1075 μm alto, 650–850 μm diámetro ($\bar{x} = 875 \times 733,3$), superficie lisa; papila gruesa, simétrica, en vista superior atravesada por dos surcos en cruz, 200–350 μm alto, 475–625 μm diámetro basal, 100–175 μm diámetro apical, ostíolo circular, en la intersección de los surcos. PERIDIO de consistencia carbonosa, biestratificado, 70–139 μm espesor, la capa externa formada por 7–10 hileras de células poliédricas, de paredes gruesas, pardo oscuro, *ca.* 8–10 \times 5 μm ; la interna formada por 6–8 hileras de células poliédricas de menor diámetro, de paredes delgadas, hialinas, 8–13 \times 4–8 μm ; dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS filiformes, ramificadas, anastomosadas, septadas, hialinas, muy delgadas, formando una red. ASCOS bitunicados, claviformes, con aparato apical, Γ , 8–esporados, 277–309 \times 50–54 μm ($\bar{x} = 293 \times 52,3$). ASCOSPORAS fusiformes, de ápices redondeados, curvas o sigmoides, asimétricas, pluriseptadas, a veces constreñidas a nivel del septo primario, septo transversal primario subcéntrico, 6–14 septos transversales gruesos, pardo oscuro, hasta 21 septos transversales secundarios delgados, septos longitudinales en todos los segmentos, septos oblicuos en algunos; pared lisa, biseriadas, pardo amarillento cuando jóvenes, pardo oscuro en la madurez, 78–115 \times 21–30 μm ($\bar{x} = 100,6 \times 25,8$; $n = 47$).

ANAMORFO — no visto.

HOSPEDANTE — *Nothofagus obliqua*.

MATERIAL EXAMINADO — ARGENTINA: Neuquén, Parque Nacional Lanín: Camino a Lago Quillén, sobre corteza de *N. obliqua*, 18. V. 2007, Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 598 (BBB).

5. 2. 2. Pleomassaria sp. 2

LÁMINA 11

ASCOMAS periteciales superficiales, solitarios, globosos, negros, 340–422 μm alto, 302–567 μm diámetro ($\bar{x} = 384,3 \times 368,6$), superficie irregular; papila gruesa, simétrica, en vista superior atravesada por dos surcos en cruz, 63–76 μm alto, 132–202 μm diámetro

basal, 50–101 μm diámetro apical, ostíolo circular, en la intersección de los surcos. PERIDIO de consistencia carbonosa, biestratificado, 63–113 μm espesor, la capa externa formada por 3–4 hileras de células poligonales a globosas, de paredes gruesas, pardo oscuras a negras, 6–11 \times 5–10 μm ; la interna formada por células cilíndricas, angostas, de paredes delgadas, hialinas, 8–15 \times 5–8 μm ; dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS filiformes, ramificadas, anastomosadas, septadas, hialinas, 2–3 μm diámetro. PERÍFISIS filiformes, hialinas. ASCOS bitunicados, claviformes, Γ , 8–esporados, 176–208 \times 44–50 μm (\bar{x} = 190,4 \times 47,3). ASCOSPORAS fusiformes, de ápices redondeados, curvas o sigmoides, asimétricas, pluriseptadas, constreñidas a nivel del septo primario, septo transversal primario subcéntrico, 7–12 septos transversales gruesos de color pardo oscuro, septos transversales secundarios delgados, septos longitudinales en todos los segmentos, pared lisa, vaina delgada, lisa, biseriadas, pardas, 48–76 \times 16–21 μm (\bar{x} = 58,4–18,7; n = 60).

ANAMORFO — no visto.

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio*

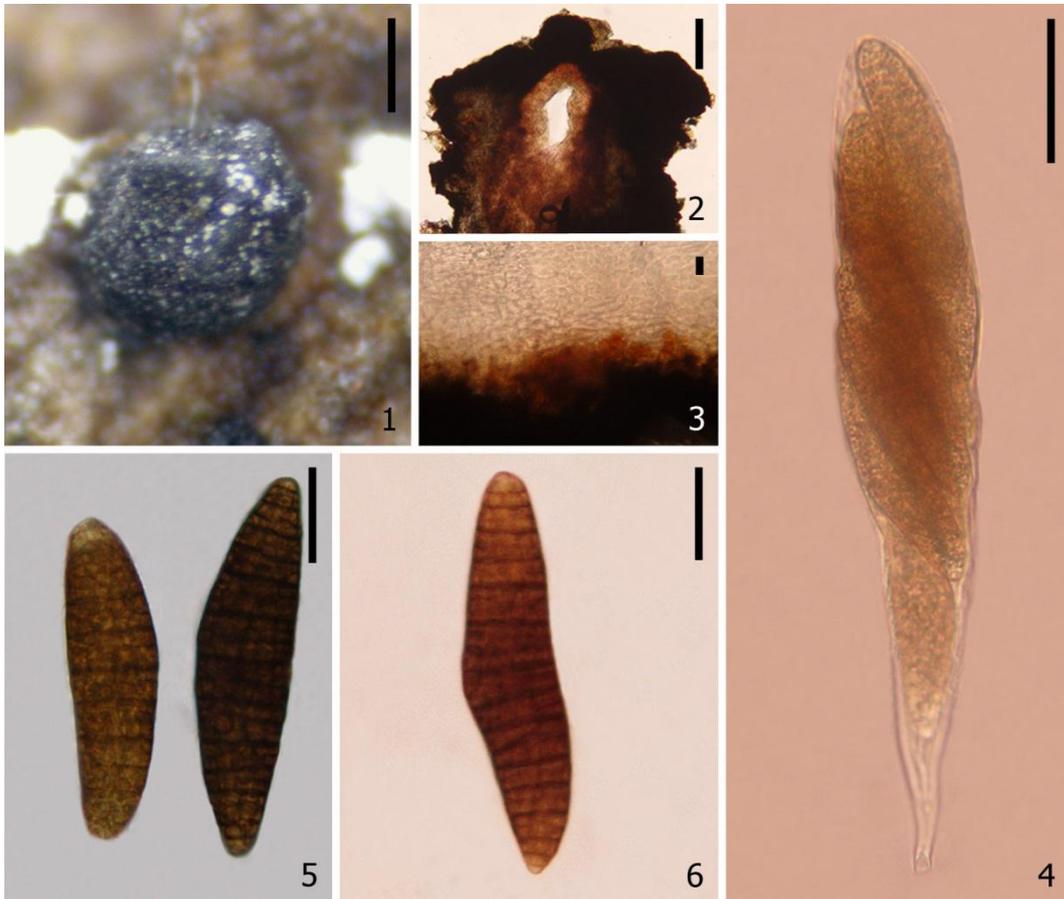
MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: Neuquén, Parque Nacional Lanín: Paso del Córdoba, sobre corteza de *N. pumilio*, 18. I. 2009, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 763, 772 y 778 (BBB).

COMENTARIOS — las especies indeterminadas aquí presentadas poseen ascosporas asimétricas y pluriseptadas, características que las acercan a las especies del género *Pleomassaria*. Sin embargo aún no se han podido identificar debido a la falta de claves actualizadas del género, por lo que se han solicitado los tipos de las especies más afines para su comparación con las colecciones patagónicas.

En la familia Pleomassariaceae se agrupan doce géneros (Kirk *et al.* 2008), de los cuales *Asteromassaria*, *Pleomassaria* Speg. y *Splachnonema* Corda son los más importantes en cuanto al número de especies (Tanaka, 2005). Barr (1982) diferenció estos tres géneros por la simetría, forma y septación de las ascosporas. Las especies del género *Pleomassaria* se caracterizan por poseer dictiosporas a diferencia de las especies de los otros dos que poseen fragmosporas. Las especies de *Splachnonema* tienen ascosporas asimétricamente septadas y el primer septo de las mismas es submedio, en cambio las especies de *Asteromassaria* tienen ascosporas con simetría bipolar y el primer septo es medio.

Recientemente algunos trabajos moleculares incluyeron representantes de la familia Pleomassariaceae para verificar su circunscripción y ubicación taxonómica. Zhang *et al.* (2009) encontraron que una de las dos secuencias genéticas pertenecientes a la especie tipo del género *Pleomassaria*, *P. siparia* (Berk. & Broome) Sacc., agrupó con las especies de la familia Melanommataceae y consideraron que la familia Pleomassariaceae debería ser sinonimizada bajo la primera. Sin embargo Mugambi & Huhndorf (2009) que también obtuvieron el mismo agrupamiento, consideraron que hace falta obtener secuencias adicionales de otras colecciones de *P. siparia* para confirmar su ubicación, teniendo en cuenta que las especies de los géneros *Asteromassaria* y *Splachnonema* que ellos incluyeron en el estudio no agruparon con la secuencia elegida de *P. siparia*.

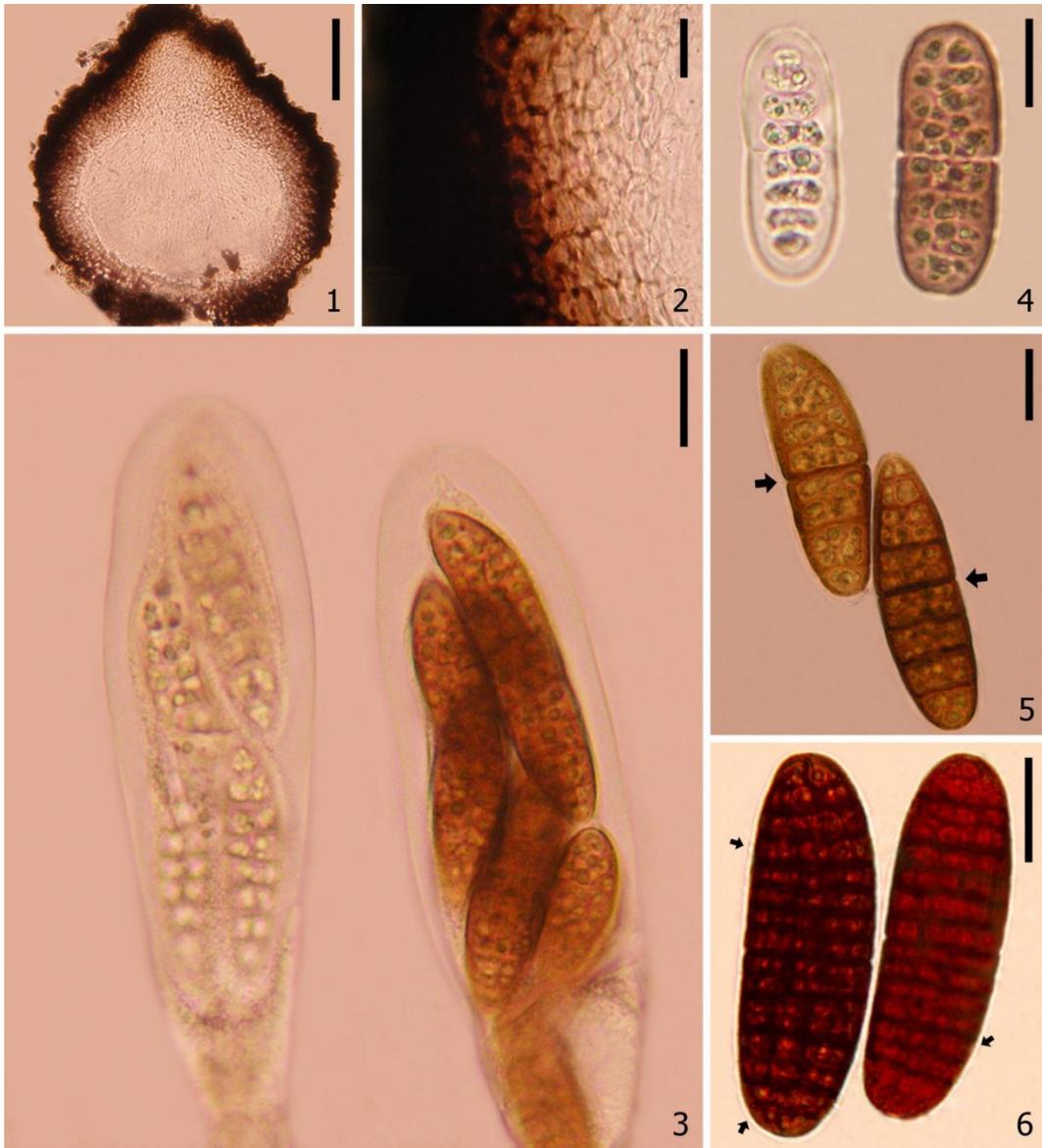
LÁMINA 10



Pleomassaria sp. 1: 1. Ascoma sobre el sustrato. 2. Corte longitudinal de papila. 3. Peridio. 4. Asco inmaduro. 5. Ascosporas curvas. 6. Ascospora sigmoidea.

Escalas: 1 = 300 μm ; 4 = 50 μm ; 2, 5-6 = 25 μm ; 3 = 10 μm .

LÁMINA 11



Pleomassaria sp. 2: 1. Corte longitudinal de ascoma. 2. Peridio. 3. Ascus con ascosporas biseriadas, pigmentadas (derecha) y aún no pigmentadas (izquierda). 4. Ascosporas inmaduras con septos en proceso de formación. 5. Ascosporas maduras, las flechas señalan el septo subcéntrico constreñido. 6. Ascosporas maduras, con 12 septos transversales gruesos y vaina delgada visible (flechas).

Escalas: 1 = 100 μm ; 3 = 20 μm ; 4–6 = 15 μm ; 2 = 10 μm .

6. TUBEUFIACEAE:

6. 1. *ACANTHOSTIGMA* De Not., Sfer. Ital., Cent. I, Fasc. 2: 85. 1863.

ESPECIE TIPO: *A. perpusillum* De Not.

6. 1. 1. *Acanthostigma minutum* (Fuckel) Sacc., Syll. Fung. 2: 209. 1883.

Sinonimia completa en Réblová & Barr (2000).

LÁMINA 12

ASCOMAS periteciales superficiales a subperidérmicos, globosos a subglobosos, setosos, pardo oscuro a negro cuando secos, (95–)110–300(–350) × 100–300(–330) µm (\bar{x} = 212,3 × 215,3); ostiolo circular papilado, 61–113 × 36–48 µm; setas rectas o curvas, mayormente distribuidas sobre mitad superior de ascoma, 0–1 septadas, pardo oscuro, 46–130 µm longitud (\bar{x} = 79), 3–8 µm diámetro basal (\bar{x} = 6), 1–4 µm diámetro apical (\bar{x} = 1,9). PERIDIO biestratificado, 18–55 µm espesor (\bar{x} = 35), la capa externa compuesta por 3–5 hileras de células poliédricas de pared gruesa, pardo oscuro, la interna compuesta por 2–4 hileras de células pardo claro, dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS ramificadas, anastomosadas, septadas, hialinas, 1–3 µm diámetro. PERIFISOIDES ramificadas, septadas, hialinas, ca. 2,5 µm diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos a claviformes, largamente pedicelados, Γ, 8–esporados, 80–150 × 12–50 µm (\bar{x} = 116 × 22). ASCOSPORAS alargadas, fusiformes, angostándose hacia los extremos, ápices redondeados, simétricas, rectas o levemente curvas, (7–) 9 (–12) septadas, no constreñidas o levemente constreñidas a nivel de los septos, pared lisa, bifasciculadas, hialinas 35–68(–75) × 5–8 µm (\bar{x} = 50 × 6,8; n = 104).

ANAMOFO — *Helicomyces* sp. (Réblová & Barr, 2000), no visto.

DISTRIBUCIÓN — América (Argentina, Canadá, USA); Asia (China, Taiwán); Europa (Francia, Alemania, Suiza).

HOSPEDANTE — *Fagus sylvatica*, *Gaultheria shallon*, *Nothofagus dombeyi*, *N. pumilio*, *Populus* sp. y *Quercus* sp.

MATERIAL EXAMINADO — ARGENTINA: Neuquén, Parque Nacional Lanín: en el camino al Lago Hui Hui, sobre estromas de xilariáceos viejos en corteza de *Nothofagus dombeyi*, 17. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM. Sánchez, 579 (BBB), Paso del Córdoba, sobre corteza de *N. pumilio*, 18. I. 2009, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 776, 777 y 781 (BBB). USA: Connecticut, 1 mi south of Canaan, sobre

madera en descomposición asociados con *Hemitrichia clavata*, 2. XI. 1959, CT Rogerson, (como *Acanthostigma decastylum*, NY).

COMENTARIOS — se registró *Acanthostigma minutum* por primera vez para Sudamérica (Sánchez & Bianchinotti, 2010). Se encontró sin su estadio anamórfico, creciendo sobre estromas viejos de hongos xilariaceos en tocones de *Nothofagus dombeyi* y sobre corteza de *N. pumilio*. Se comparó el material patagónico con una colección de USA autenticada por Réblová & Barr (2000) y se encontró que solamente difiere por el menor número de septos en las ascosporas (10–14). Es el primer registro del género en la Argentina.

El Dr. Miller, en colaboración, realizó el análisis molecular donde se incluyeron las posibles especies del género *Acanthostigma* provenientes de Argentina. El material identificado morfológicamente como *A. minutum* no agrupó filogenéticamente con los representantes Norteamericanos de la especie (Lámina 15), sugiriendo una posible nueva especie. Sin embargo para su confirmación se necesitan nuevos ejemplares de este material para repetir los estudios filogenéticos.

6. 1. 2. *Acanthostigma patagonica* sp. nov. RM Sánchez, A.N. Mill. &

Bianchin. 2011. MycoBank 561057.

LÁMINAS 13 Y 14

DIAGNOSIS — *Ascomata superficialia vel immersa, globosa, subglobosa ad conica, atro-brunnea, 140–488 × 100–388 μm; superficies setosa, setis brunneis, rectis vel curvis, 0–4 septatis, 49–125 μm longis, 5–13 μm in basi latis, 1–5 μm in apice latis. Papillae 30–113 × 50–100 μm. Peridium textura angulari, cellulis brunneis, polyedricis, intra lutescentibus. Pseudoparaphyses tenues, septatae, hyalinae, ramosae, 1–3 μm, reticulum formantes. Periphyses undulatae, hyalinae. Asci bitunicati, cylindrico-clavati, 8-spori, 85–139 × 15–33 μm. Ascosporae fusiformes, ad extremitates decrescentes et dissimiles, hyalinae, laeves, 8–18 septatae, septa constricta, 1–2 cellulis mediis latioribus 62–111 × 5–10 μm*

HOLOTIPO — ARGENTINA: Neuquén, Parque Nacional Lanín: Ruta Prov. 48 antes de llegar a playas de Yuco, sobre corteza de *N. alpina*, 17. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 573 (BBB), TIPO designado en Sánchez *et al.* (ms. enviado a Mycologia, 29. IV. 2011).

ETIMOLOGÍA — referido a la región geográfica de Argentina donde fue hallado.

ASCOMAS periteciales superficiales a subperidérmicos, globosos, subglobosos a cónicos, setosos, pardo oscuro a negro brillante cuando secos, 140–488 μm alto, 100–388 μm diámetro ($\bar{x} = 279,2 \times 236,3$); setas cubriendo todo el ascoma, a veces sólo en la mitad superior, rectas a curvas, con extremos agudos, 0–4 septadas, pardo oscuro, 49–125 μm longitud, 5–13 μm diámetro basal, 1–5 μm diámetro apical; ostíolo papilado, 30–113 \times 50–100 μm . PERIDIO biestratificado, 23–63 μm espesor ($\bar{x} = 40,1$), la capa externa compuesta por 5–7 hileras de células de paredes gruesas, alargadas, pardo oscuro, 8–15 \times 4–10 μm , la interna compuesta por 4–6 hileras de células de paredes finas, comprimidas lateralmente, angulares, pardo claro, 5–13 \times 3–8 μm ; dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS delgadas, ramificadas, septadas, formando una malla fuertemente entrelazada, hialinas, 1–3 μm diámetro. PERÍFISIS onduladas, hialinas. ASCOS bitunicados, cilíndricos a claviformes, pie corto, Γ , 8–esporados, 85–139 \times 15–33 μm ($\bar{x} = 110,8 \times 20$). ASCOSPORAS fusiformes, alargadas, rectas o levemente curvas, extremos asimétricos, agudos, con 1 o 2 células subapicales levemente más anchas que las demás, 8–18 septadas transversalmente, levemente constreñidas a nivel de los septos, pared lisa, fasciculadas, hialinas, 62–111 \times 5–10 μm ($\bar{x} = 83,3 \times 7,6$; $n = 100$).

ANAMORFO — No visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus alpina*, y *N. pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: Chubut, Parque Prov. Lago Baggilt: camino al Lago Baggilt por Ruta Nac. 259 después de Trevelín, desvío a la izquierda de 12 Km, sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 15. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 542 (BBB); Neuquén, Parque Nacional Lanín: Ruta Prov. 48 antes de llegar a playas de Yuco, sobre corteza de *N. alpina*, 17. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 573 TIPO, 574 (BBB); Paso del Córdoba, sobre corteza de *N. pumilio*, 18. I. 2009, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 776 (BBB).

COMENTARIOS — *Acanthostigma patagonica* se asemeja morfológicamente a *A. multiseptatum* Promptuttha & A.N. Mill. dado que ambas especies poseen ascosporas largas con el mayor número de septos en el género. Sin embargo *A. multiseptatum* tiene ascomas de menor tamaño (130–380 \times 130–380 μm) y ascosporas más angostas (5–7,5 μm), simétricas. *Acanthostigma patagonica* puede ser comparada también con *A.*

filiforme Promputtha & A.N. Mill. y *A. scopulum* (Cooke & Ellis) Peck las cuales se superponen con la especie argentina en el largo y número de septos de las ascosporas. Sin embargo, ambas especies se diferencian de *A. patagonica* por poseer ascosporas mucho más delgadas (2,5–4 μm) y (2–3,5 μm) respectivamente. *Acanthostigma patagonica* no se encuentra estrechamente relacionada a ninguna otra especie del género según el análisis filogenético realizado por el Dr. Miller (Lámina 15–16). Se confirma su identidad como nueva especie.

El género *Acanthostigma* fue establecido por De Notaris en 1863 con *A. perpusillum* De Not. como especie tipo. Desde el comienzo la posición taxonómica del género fue confusa, inicialmente formó parte de la familia Sphaeriaceae (Saccardo, 1883), posteriormente de la familia Trichosphaeriaceae (Ellis & Everhart, 1892) y luego fue sinonimizado con el género *Tubeufia* por Arx & Müller (1975). Barr (1980) consideró a *Acanthostigma* como una sección del género *Tubeufia* pero luego lo restituyó a la familia Trichosphaeriaceae (Barr, 1990b; 1993b) basándose en los ascos supuestamente unitunicados. Crane *et al.* (1998) establecieron otro género dentro de las Tubeufiaceae, *Acanthostigmia* Höhn. Finalmente el reciente redescubrimiento y estudio del espécimen tipo (Réblová & Barr, 2000), junto con el análisis molecular (Tsui *et al.* 2006b, 2007) clarificó la circunscripción de *Acanthostigma* y confirmó su ubicación taxonómica en la familia Tubeufiaceae. Más aún, Tsui *et al.* (2007) y Promputtha & Miller (2010) sugirieron que *Acanthostigma* debería ser sinonimizado bajo el nombre *Tubeufia*, pero antes que esto sea posible se necesitan análisis filogenéticos más rigurosos que incluyan al menos los 17 géneros adicionales que se cree pueden pertenecer a la familia (Kodsueb *et al.*, 2006b) y así luego poder incorporar genes adicionales que ayuden a dilucidar la circunscripción del género *Acanthostigma*.

A comienzos del 2010 (Sánchez & Bianchinotti, 2010) como producto de esta investigación se registró por primera vez el género *Acanthostigma* en Sudamérica con la especie *A. minutum* y se discutió la ubicación taxonómica de las cuatro especies previamente descritas por Spegazzini como *Acanthostigma* en Argentina, Chile y Paraguay. Una de ellas, *A. guaraniticum*, fue establecida como especie dudosa del género *Acanthostigma* y las tres restantes (*A. gnaphaliorum*, *A. dimerosporioides* y *A. imperspicuum*) fueron directamente excluidas de la familia Tubeufiaceae. En esta tesis se describe una nueva especie y se analiza filogenéticamente la posición taxonómica de las dos especies encontradas en los bosques andino-patagónicos.

Acanthostigma guaraniticum Speg., Anal. Soc. Cient. Argent. 18(6): 286. 1884.

MATERIAL EXAMINADO — **PARAGUAY**, Caá-Guazú, sobre *Eugenia* sp., Leg. Balanza 3452, I. 1882., det. CL Spegazzini (LPS 2664, TIPO).

COMENTARIOS — el material es escaso y únicamente consiste de una pequeña hoja de *Eugenia* sp. en la que no se pudo encontrar ningún ascoma. Se observaron conidióforos pardos pero no se encontraron conidios. De acuerdo con los dibujos de Spegazzini (disponibles en Arambarri *et al.*, 2008), este material se asemeja a una verdadera *Acanthostigma*. Sin embargo, Spegazzini describe los ascos como unitunicados (Spegazzini, 1884), por lo tanto hasta que se encuentre nuevamente material auténtico, debe ser tratado como *species dubia*.

Acanthostigma dimerosporioides Speg., Anal. Mus. Nac. Bs. As. 6: 277. 1898.

ASCOMAS periteciales superficiales, globosos, setosos, pardo oscuro, 155–158 μm diámetro, ostiolo circular, 28 μm diámetro, setas septadas, pardas, 50–250 \times 4–5 μm (fide Spegazzini, 1898). ASCOS bitunicados. PSEUDOPARÁFISIS ausentes. ASCOSPORAS fusiformes, 3–septadas, pardo oscuro, pared lisa, 18,5–20 \times 5 μm .

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**, Buenos Aires, La Plata, sobre *Gnaphalium purpureum*, III. 1899, leg. CL Spegazzini (LPS 2667, TIPO).

COMENTARIOS — la presencia de ascosporas 3–septadas, pardo oscuras, excluye a este material del género *Acanthostigma*. Probablemente pertenezca a las Herpotrichiellaceae.

Acanthostigma gnaphaliorum Speg., Anal. Mus. Nac. Bs. As. 19: 375. 1909.

ASCOMAS superficiales, globosos, setosos, pardo oscuro, 169–170 μm diámetro, ostiolo circular, 35 μm diámetro, setas 2–8 septadas, pardo a pardo claro, 95–145 μm longitud, 4–5 μm diámetro basal. ASCOS unitunicados, sin aparato apical visible, 50–60 \times 8 μm . PSEUDOPARÁFISIS ausentes. ASCOSPORAS fusiformes, 3–septadas, con una de las células internas levemente más ancha, pardo claro, pared lisa.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**, Buenos Aires, La Plata, Ensenada, sobre *Gnaphalium purpureum*, 28. XI. 1906, leg. CL Spegazzini (LPS 2391, TIPO).

COMENTARIOS — sólo se pudieron observar ascosporas inmaduras aún dentro del asco. Spegazzini describió este material como aparafisado. Esta especie no pertenece a la familia Tubeufiaceae por la combinación de ascos unitunicados y ascosporas 3-septadas, color pardo claro. Se asemeja más a los miembros de la familia Chaetosphaeriaceae.

Acanthostigma imperspicuum Speg., Bol. Acad. Nac. Cient. Córdoba 11: 46. 1887.

ASCOMAS superficiales, globosos, setosos, pardo rojizo oscuro, 189–202 μm diámetro, setas pardo oscuro, 38 μm longitud. ASCOS no vistos. ASCOSPORAS fusiformes, 3-septadas, con una de las células internas levemente más ancha, pardo claro, pared lisa, 13–16 \times 4–5 μm .

MATERIAL EXAMINADO — **CHILE**, Patagonia, Cabo Negro, sobre *Fagus antarcticum* [\equiv *Nothofagus antarctica*], VI. 1886, leg. CL Spegazzini (LPS 87, TIPO).

COMENTARIOS — el material se encuentra en malas condiciones y no posee ascos, sin embargo Spegazzini los ilustró como unitunicados. Por lo tanto debido a la combinación de caracteres, es probable que este ejemplar pertenezca a la familia Chaetosphaeriaceae.

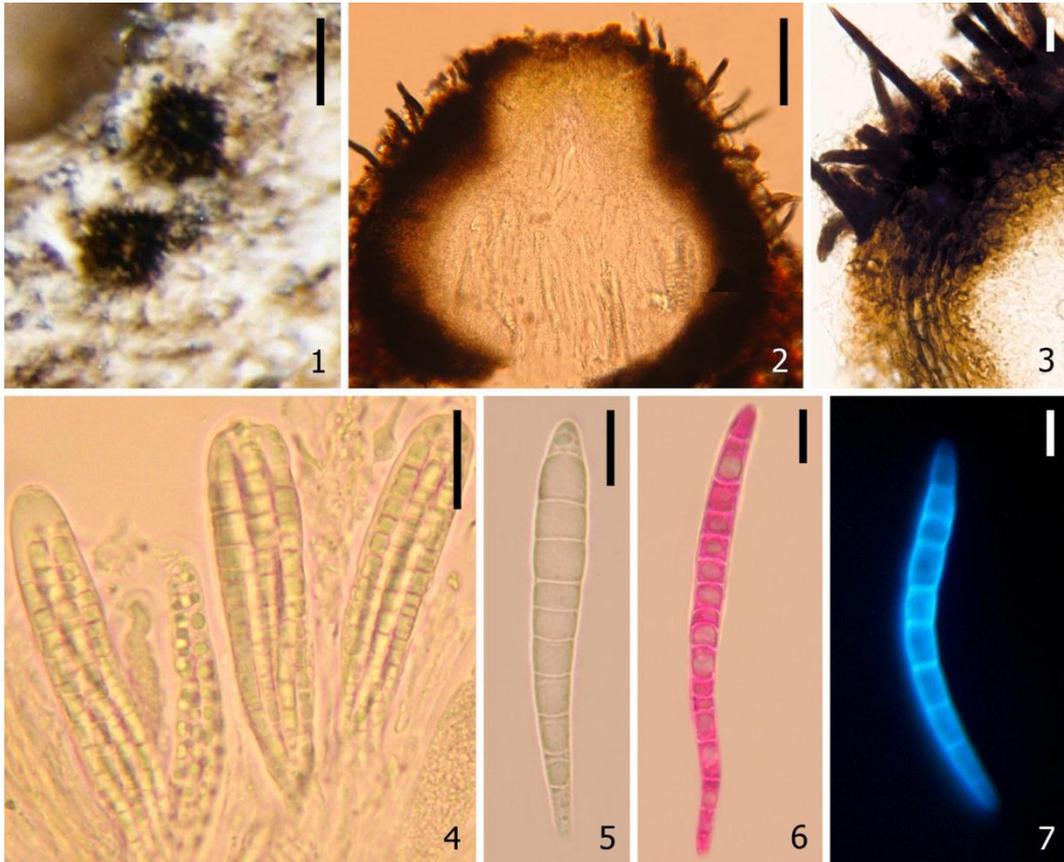
LÁMINA 12



Acanthostigma minutum: 1. Ascomas sobre el sustrato. 2. Corte longitudinal de ascoma. 3. Ascós, nótese los largos pedicelos. 4. Asco teñido con floxina, vista de los dos fascículos de ascosporas. 5–6. Ascosporas.

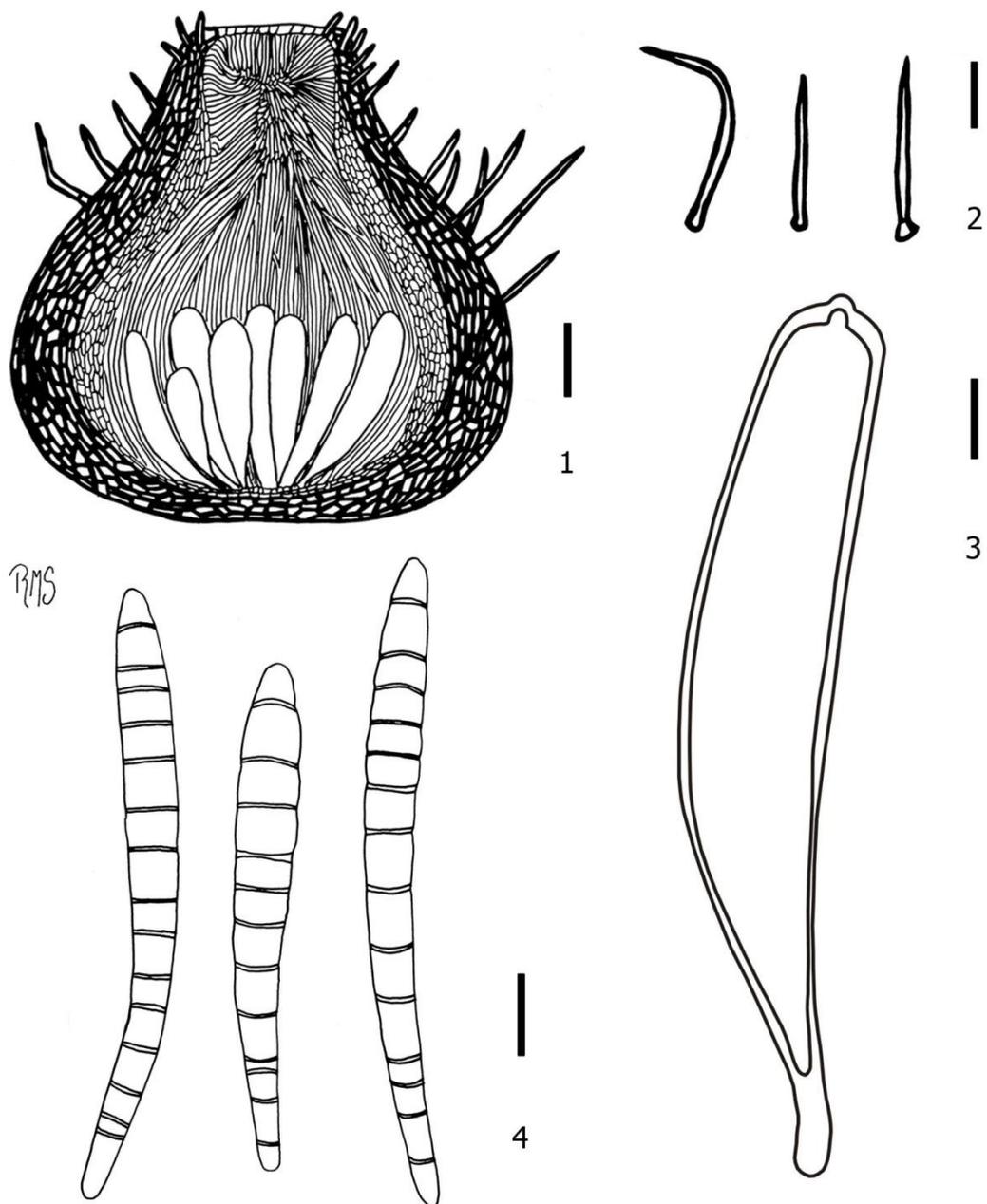
Escalas: 1 = 250 μm ; 2 = 50 μm ; 3 = 20 μm ; 4 = 15 μm ; 5–6 = 10 μm .

LÁMINA 13



Acanthostigma patagonica: 1. Ascomas sobre el sustrato. 2. Corte longitudinal del ascoma. 3. Células del peridio y setas en detalle. 4. Ascus. 5–7. Ascosporas. 5. Vista de las células medias cercanas al extremo apical más anchas. 6. Ascospora con 16 septos transversales, teñida con floxina. 7. Ascospora curva vista con microscopio de fluorescencia.

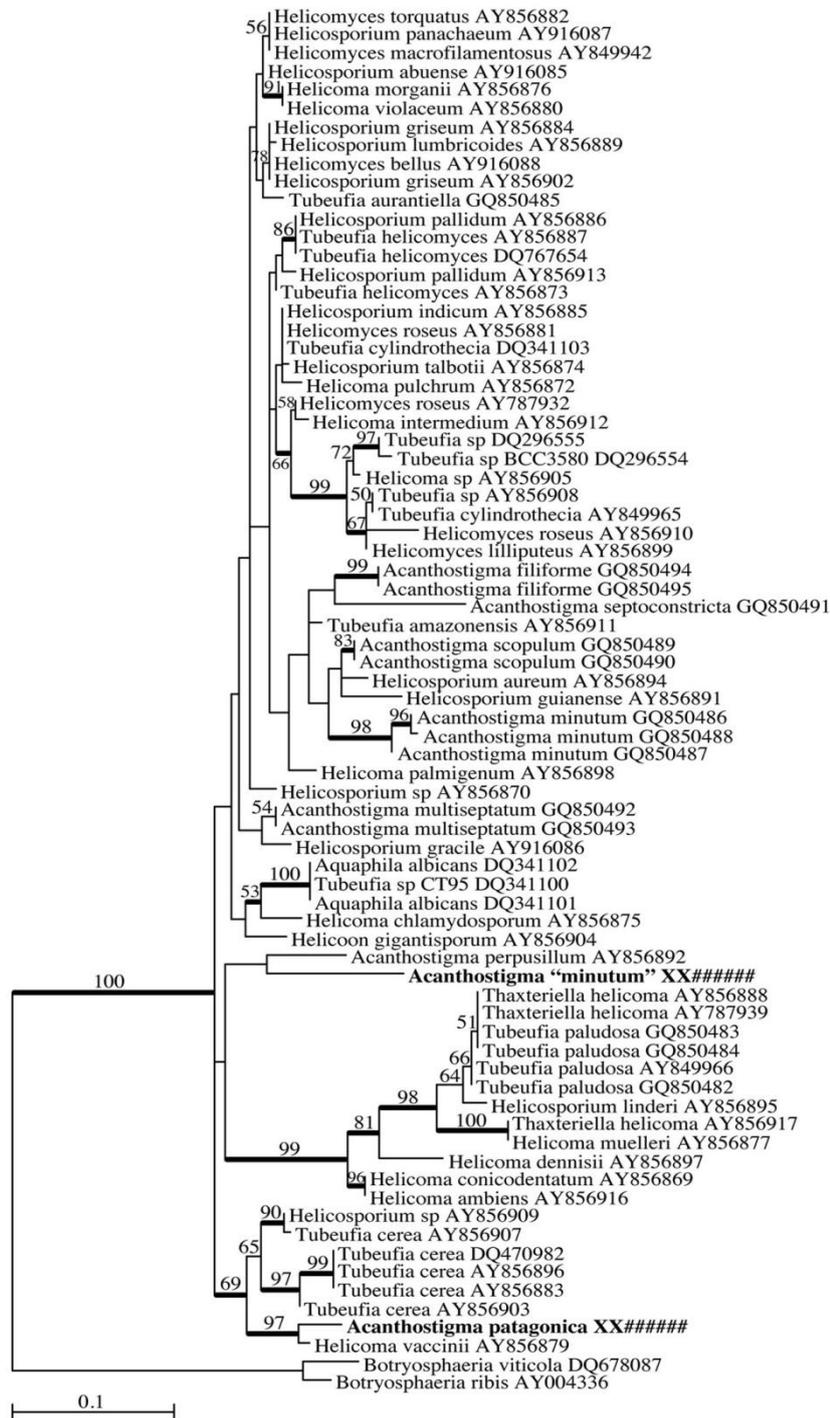
Escalas: 1 = 250 μm ; 2 y 4 = 50 μm ; 3 = 15 μm ; 5–7 = 10 μm .



Acanthostigma patagonica: 1. Corte longitudinal del ascoma. 2. Setas. 3. Asco. 4. Ascosporas.

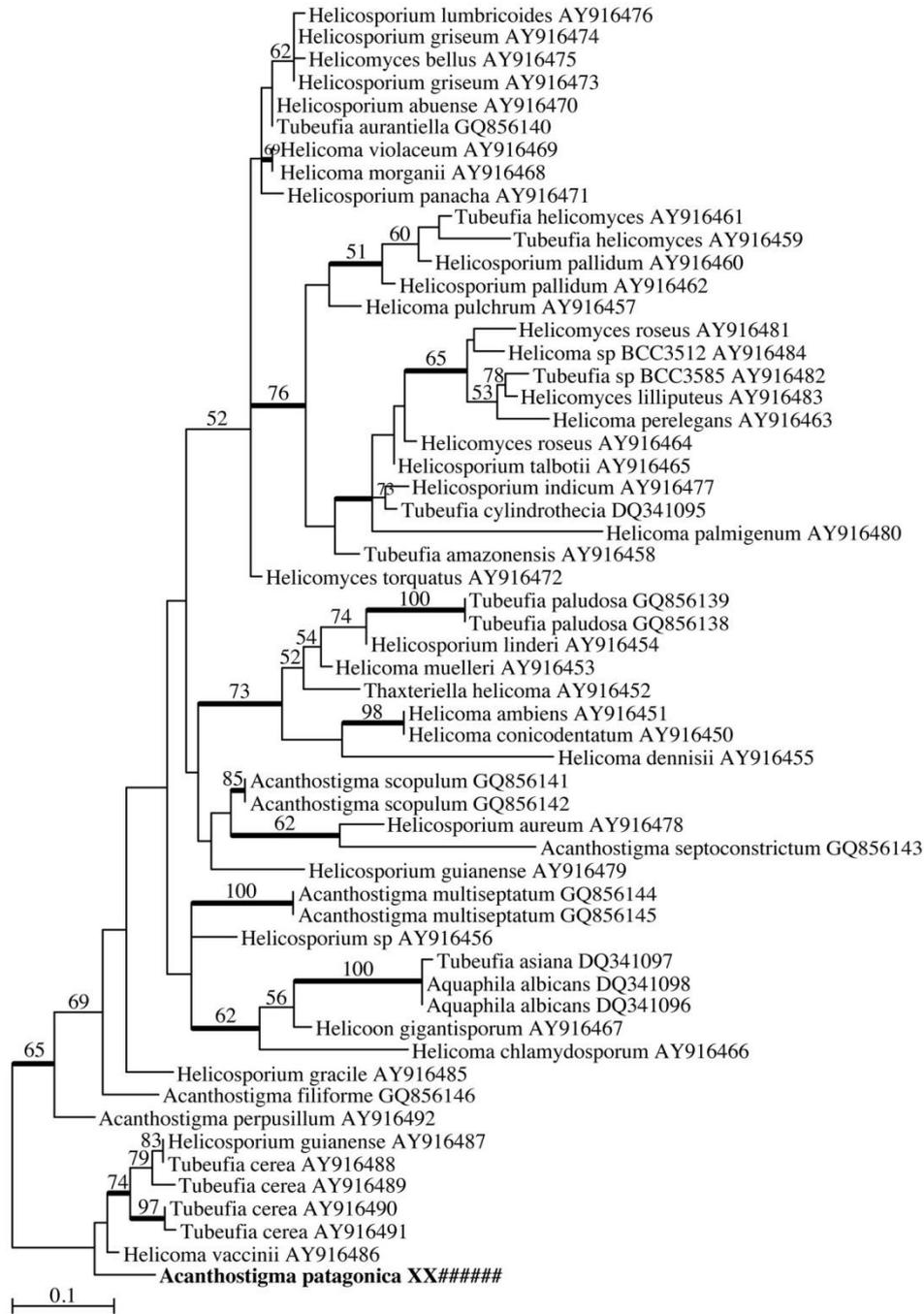
Escalas: 1 = 50 μm ; 2 = 22 μm ; 3-4 = 10 μm .

LÁMINA 15



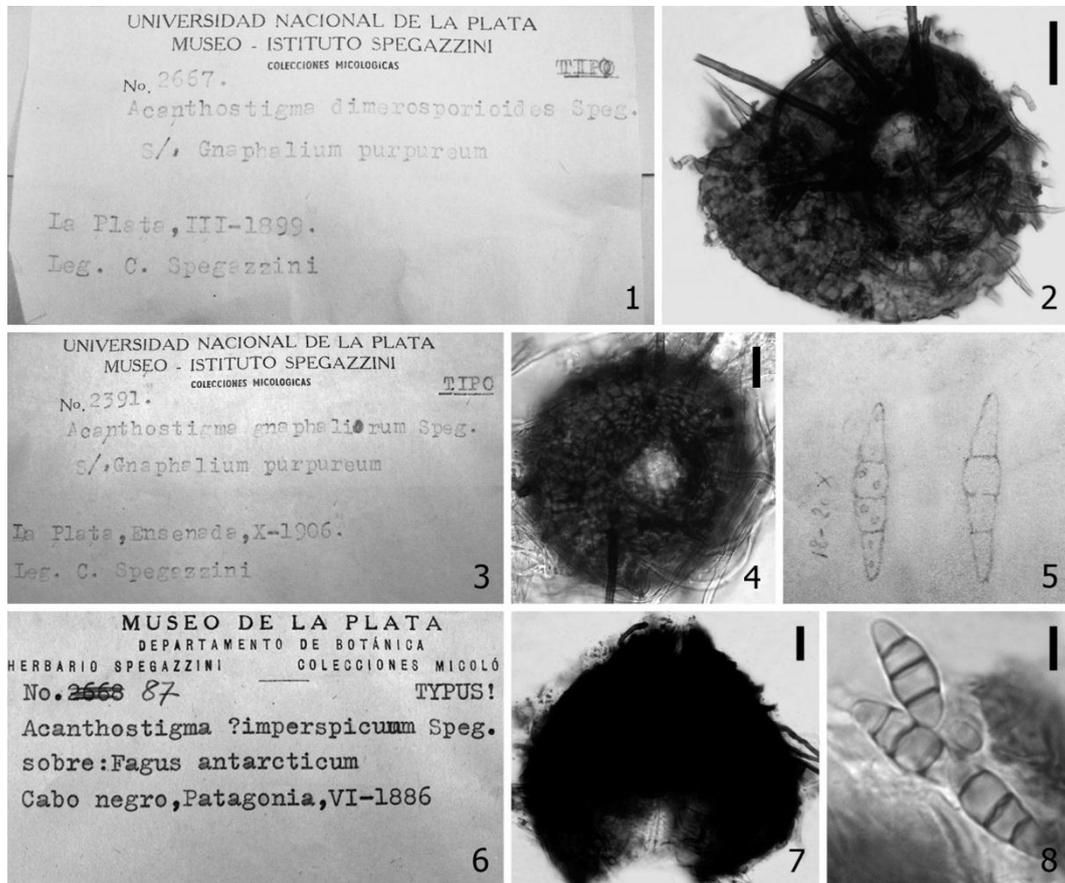
Árbol filogenético de la familia Tubeufiaceae (In L = -2619,3) generado a partir de un análisis PhyML de 75 secuencias de la LSU del nrDNA. En negrita se muestra la ubicación filogenética de los taxones argentinos de *Acanthostigma*. Las ramas gruesas indican una probabilidad Bayesian posterior mayor al 95% y los números en las mismas se refieren a valores PhyML de agrupamiento mayor al 50%. Como grupo externo se utilizaron dos especies de *Botryosphaeria*.

LÁMINA 16



Árbol filogenético de la familia Tubeufiaceae (In L = -1883,7) generado a partir de un análisis PhyML de 57 secuencias de ITS del nrDNA. En negrita se muestra la ubicación taxonómica de *A. patagonica*. Las ramas gruesas indican una probabilidad Bayesian posterior mayor al 95%, mientras que los números en las mismas se refieren a valores PhyML de agrupamiento mayor al 50%. El árbol tiene raíz en el clado de los taxones de *Tubeufia cerea*.

LÁMINA 17



Especies de Spegazzini, material de herbario (LPS): 1, 3 y 6. Sobres del material tipo. 1–2. *Acanthostigma dimerosporioides* (LPS 2667). 2. Vista superficial del ascoma. 3–5. *A. gnaphaliorum* (LPS 2391). 4. Vista superficial del ascoma. 5. Dibujo de las ascosporas realizado por Spegazzini en el sobre del material. 6–8. *A. imperspicuum* (LPS 87). 7. Vista lateral del ascoma. 8. Ascosporas.

Escalas: 2, 4 y 7 = 20 µm; 8 = 3 µm.

6. 2. REBENTISCHIA P. Karst. Fungi Fenniae Exsiccati, Fasc. No. 881 1869; en Mycol. Fenn. 2: 14. 1873. SPECIE TIPO: *R. massalongoi* (Mont.) Sacc.

6. 2. 1. *Rebentischia massalongoi* (Mont.) Sacc., Nuovo Giorn. Bot. Ital. 8: 12. 1876, [como '*massalongi*']. Sinonimia completa en Bianchinotti, MV. & Sánchez, RM. (2009). LÁMINA 19

ASCOMAS periteciales inicialmente inmersos, luego errumpentes, aislados, globosos, $200\text{--}250 \times 225\text{--}250 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 225 \times 237$). PERIDO blando, carnoso, compuesto por células de paredes gruesas, pardo oscuro a pardo rojizo oscuro, $4\text{--}7 \times 3\text{--}7 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 6,5 \times 4,8$), dispuestas en *textura angularis*, $35\text{--}50 \mu\text{m}$ diámetro. PSEUDOPARÁFISIS delgadas, anastomosadas, formando una red intrincada, $1\text{--}2 \mu\text{m}$ diámetro. ASCOS bitunicados, claviformes, Γ , 8–esporados, $88\text{--}113 \times 18\text{--}30 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 102 \times 22$). ASCOSPORAS claviformes, levemente curvas, extremo apical redondeado, extremo basal agudo, inicialmente hialinas, luego pardo grisáceo a pardo rojizo claro, $4\text{--}5\text{--}septadas$, $23\text{--}32 \times 8\text{--}10 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 27,4 \times 8,7$; $n = 18$), el septo primario se forma cerca de la base delimitando una célula basal hialina de extremo alargado, setiforme, $9\text{--}15 \mu\text{m}$ longitud. ($\bar{x} = 11,9$), las células medias más pigmentadas que la superior, pared lisa, biseriadas.

ANAMORFO — No visto.

DISTRIBUCIÓN — América (USA, Argentina). Europa (Alemania, Austria, República Checa, Finlandia, Francia, Eslovaquia, Suecia, Suiza)

HOSPEDANTE — *Abies balsamea*, *Acer pensylvanicum*, *A. platanoides*, *Austrocedrus chilensis*, *Robinia pseudo-acacia* y *Salix* spp.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA:** Chubut, Parque Nac. Los Alerces: $42^{\circ}46'18''\text{S} - 71^{\circ}43'51''\text{O}$, sobre corteza de *Austrocedrus chilensis*, 24. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti & RM. Sánchez, 205 (BBB).

MATERIAL ADICIONAL EXAMINADO — **BRASIL:** Bahía, Ondina, Salvador: Jardim do IBB, sobre hojas de *Costus igneus*, 16. V. 1960, leg. EAF. da Matta, 19197 (URM–CBB), TIPO.

COMENTARIOS — este material es similar al descrito por Barr (1980), pero los ascomas son más pequeños (hasta $495 \mu\text{m}$). *Rebentischia massalongoi* es un saprobio poco común (Réblová & Svrček 1997) que se encuentra frecuentemente creciendo asociado a

cancros viejos. Hasta hace poco había sido registrado en algunas pocas localidades del noroeste de USA y varios países de Europa (Farr *et al.* 2008, Mathiassen & Økland 2007). Recientemente la especie *Rebentischia massalongoi* fue citada por primera vez creciendo sobre una Cupressaceae y en la Argentina. Se registró por primera vez al género para el país y se amplió su distribución geográfica hacia el hemisferio sur (Bianchinotti & Sánchez, 2009).

La única especie del género registrada en el hemisferio sur fue descrita en Brasil, en 1963, por Bezerra & Matta. *Rebentischia costi* fue hallada sobre hojas de *Costus igneus* (= *Chamaecostus cuspidatus* (Nees. & Mart.) C.D. Specht & D.W. Stev., fide Specht & Stevenson (2006), miembro de las *Costaceae* (*Zingiberales*, *Liliopsida*). Difiere de otras especies del género por poseer ascosporas de menor tamaño. A su vez es la única especie del género descrita sobre una monocotiledónea. Barr (1980) no la incluyó en su revisión del género, pero recientemente, luego del análisis del material tipo, Bianchinotti & Sánchez (2009) validaron la especie brasilera (Lámina 20) en el género *Rebentischia* y proporcionaron una clave para identificar las cuatro especies del mismo.

El género *Rebentischia* fue creado por Karsten en 1869 para agrupar las especies con ascomas inmersos o errumpentes, ascos bitunicados, claviformes y ascosporas con forma de clava, extremo apical redondeado, base en forma de seta, inicialmente hialinas y luego con las células centrales de color pardo grisáceo o pardo rojizo oscuro. Varias especies fueron descritas en *Rebentischia*, sin embargo Barr (1980) revisó el género y aceptó solamente dos especies que se diferencian por su rango de tamaños y por su hábitat: *R. massalongoi* (= *R. pomiformis*), crece sobre ramas y troncos de varias plantas leñosas, y *R. unicaudata* (Berk. & Broome) Sacc., se encuentra sobre tallos de arbustos y enredaderas. Ahn & Shearer (1999) adicionaron una tercer especie, *R. abietis* (Fautrey) Ahn & Shearer, que crece sobre una Pinaceae, *Picea abies* (L.) Karst (= *Abies excelsa*) y Batista & Bezerra (1963) describieron la única especie que crece sobre una monocotiledónea, *R. costi* validada recientemente en el género (Bianchinotti & Sánchez, 2009).

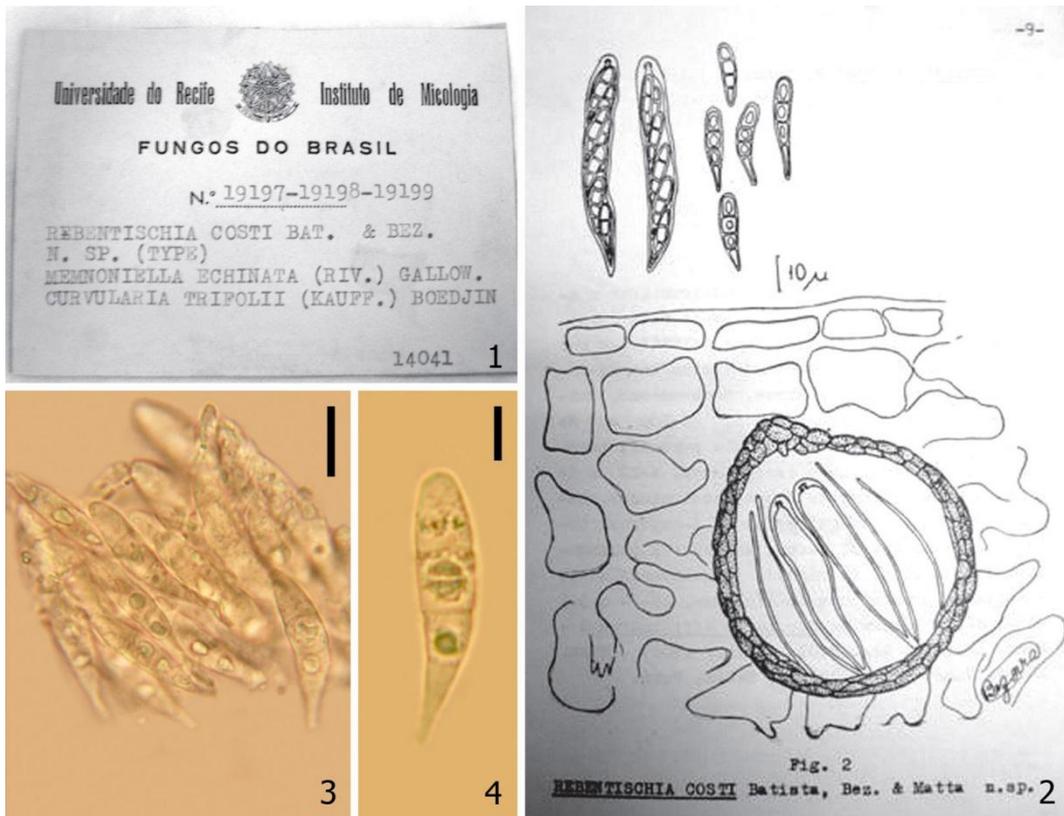
LÁMINA 19



***Rebentischia massalongoi*:** 1. Corte longitudinal de un ascoma inmerso en el sustrato. 2. Corte longitudinal del ascoma, visto en microscopio óptico. 3. Asco con 8 ascosporas maduras dispuestas en dos series. 4. Ascosporas, la flecha señala una ascospora con 5 septos transversales. 5. Ascospora inmadura con septo primario basal ya formado (flecha). 6-7. Ascosporas 4 septadas. 7. Ascospora curva.

Escalas: 1 = 200 μm ; 2 = 50 μm ; 3 = 20 μm ; 4-7 = 10 μm .

LÁMINA 20



Rebentischia costii (URM-CBB 19197): 1. Sobre del holotipo. 2. Ilustración original por Batista & Bezerra (1963). 3-4. Ascosporas.

Escalas: 3-4 = 10 µm.

6. 3. TUBEUFIA Penz. & Sacc., *Malpighia* 11: 517. 1897. SPECIE TIPO: *T. javanica* Penz. & Sacc. [= *T. paludosa* (P. Crouan & H. Crouan) Rossman].

6. 3. 1. Tubeufia cerea (Berk. & M.A. Curtis) Höhn., *Sitzungsber. Akad. Wiss., Math.-Naturwiss. Kl., Abt. 1*, 128: 562. 1919. LÁMINAS 21 Y 22

ASCOMAS periteciales globosos, deprimidos cuando secos, pruinosos, amarillo pálido, tornándose pardo amarillo hacia la base, oscuros en depresión alrededor de papila, 170–225 × 80–215 μm (\bar{x} = 200 × 130); papila 30–50 × 55–100 μm (\bar{x} = 40 × 77,5); ostiolo circular, 30–40,8 μm; células protuberantes cónicas, a veces curvas, 1–3 septadas, amarillas, 5–8 × 4–5 μm. PERIDIO formado por células poliédricas, 5–10 × 3–8 μm (\bar{x} = 7,6 × 5), dispuestas en *textura angularis*, 20–50 μm diámetro (\bar{x} = 36). PSEUDOPARÁFISIS delgadas, ramificadas, paralelas, a veces entrelazadas, septadas, 1–2 μm diámetro. ASCOS bitunicados, cilíndricos a claviformes, 76–87 × 10–13 μm (\bar{x} = 81,4 × 11,4). ASCOSPORAS fusiformes, alargadas, ápices agudos, a veces curvas, 6–11 septadas, septos no constreñidos, pared lisa, bifasciculadas, hialinas o levemente amarillentas, 39–58 × 3–6 μm (\bar{x} = 48,7 × 4; n = 31).

ANAMORFO — *Helicosporium virescens* (Pers.) Sivan. COLONIAS efusas, formando una capa algodonosa floja, amarillo a amarillo verdoso. MICELIO escasamente ramificado, hialino a pardo claro, 2–10 μm diámetro. CONIDIÓFOROS erectos, ápice estéril setiforme, no ramificados, pardo oscuro en la base, pardo claro a hialino hacia el ápice, 61–210 μm longitud, 2,5–10 μm diámetro basal, 2–2,5 μm diámetro apical. CÉLULAS CONIDIÓGENAS integradas, mono o poliblasticas, 7–21 × 2–3 μm. CONIDIOS cocleiformes, espiralados 2–3 veces, multiseptados, pared lisa, hialinos; espirales 10–21 μm diámetro (\bar{x} = 16,6 μm); células 1,5–2 μm diámetro.

DISTRIBUCIÓN — África (Congo); América (Argentina, Canadá, Guyana, Puerto Rico, USA); Asia (USSR, India); Europa (Alemania, Austria, Bélgica, Finlandia, Francia, Holanda, Polonia, Portugal, Suecia, UK).

HOSPEDANTE — sobre madera y corteza desprendida de diversas especies arbóreas, sobre sustratos herbáceos y sobre ascomas viejos o micelio de otros ascomicetes.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA:** Neuquén, Parque Nac. Nahuel Huapi: Ruta Nac. 234 desde V^a. La Angostura a S.M.A. 1Km antes del acceso a Villa Traful, sobre tocones de *Nothofagus antarctica*, 16. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti & RM. Sánchez, 564 (BBB).

COMENTARIOS — el material patagónico difiere del descrito por Munk (1957) por poseer ascosporas de mayor tamaño (36–48 × 2,5–3,5 µm). Sin embargo el resto de los caracteres concuerda plenamente con la descripción de la especie.

Tubeufia cerea se encuentra ampliamente distribuida en áreas templadas del Hemisferio Norte, con algunos registros en zonas tropicales (Cannon, 1999). Recientemente el género *Tubeufia* fue registrado por primera vez en Argentina (Sánchez & Bianchinotti, 2010).

Otras especies del género registradas en Sudamérica son: *T. albo-ostiolata* Rossman en Venezuela, *T. amazonensis* Samuels, Rossman & E. Müll. *et al.* y *T. asclepiadis* Bat. & R.G. de Souza en Brasil, y *T. aurantiella* (Penz. & Sacc.) Rossman, *T. clintonii* (Peck.) M.E. Barr, *T. cylindrothecia* (Seaver) Höhn., *T. helicoma* (W. Phillips & Plowr.) Piroz., *T. palmarum* (Torrend) Samuels, Rossman & E. Müll. *et al.*, y *T. paludosa* en Brasil y Venezuela (Barr, 1980; Batista & Souza, 1961; Rossman, 1987; Samuels *et al.*, 1978).

El género *Tubeufia* fue creado en 1897 por Penzig y Saccardo para acomodar tres especies de Java, Indonesia, (*T. javanica*, *T. coronata*, *T. anceps*), que se asemejaban por sus ascomas blancos, rosa crema a parduscos, oblongos verticalmente a ovoides y ascosporas cilíndricas, fusiformes a vermiformes, multiseptadas. El género fue revisado y estudiado molecularmente por Kodsueb *et al.* (2004) aceptando 14 especies en el mismo. Luego Etayo (2002) y Tsui *et al.* (2007) adicionaron dos nuevas especies.

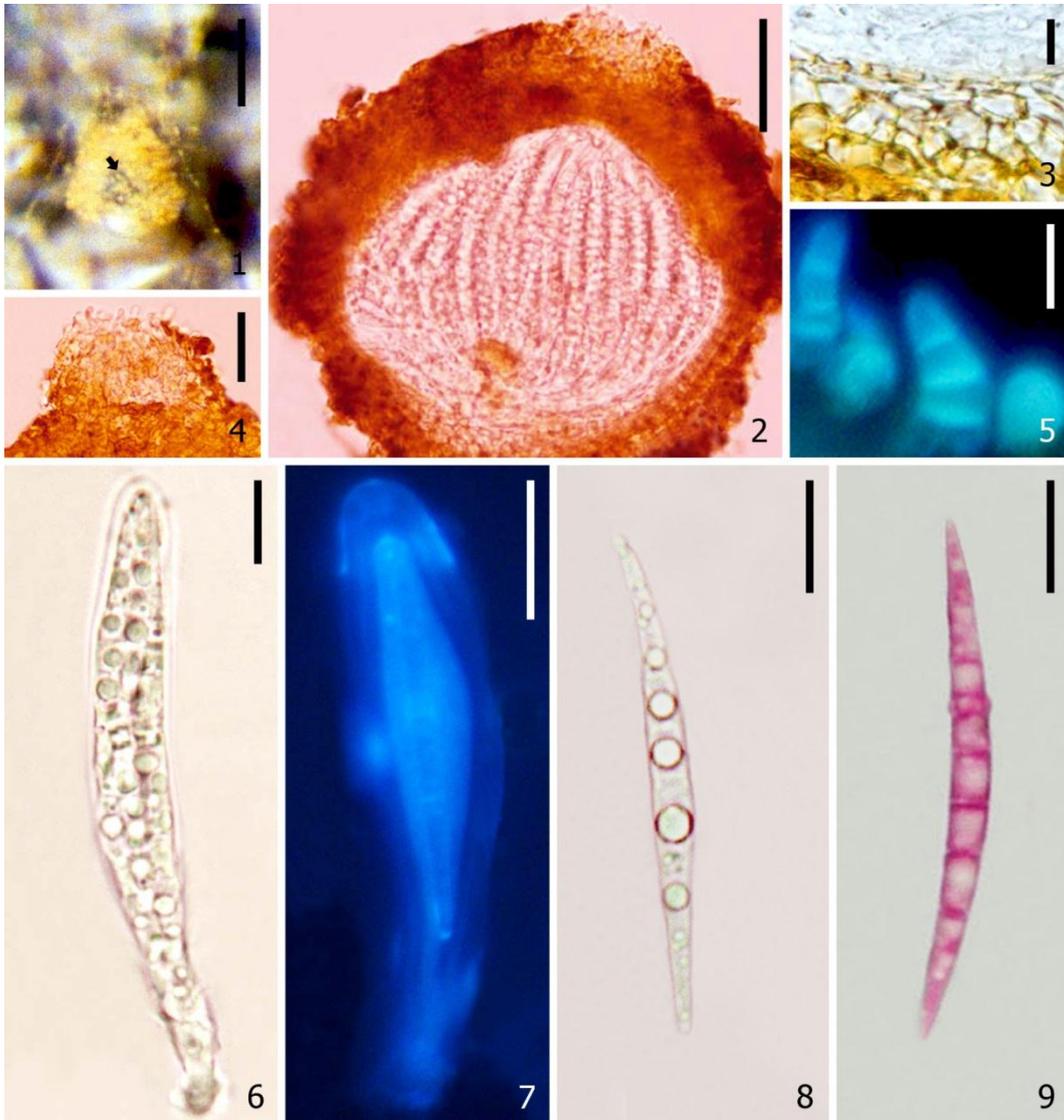
La familia Tubeufiaceae fue introducida por Barr (1979b) para agrupar varias especies de Pleosporales saprobios en madera, hipersaprobios o hiperparásitos sobre otros hongos, o parásitos de cochinillas. Los ascomas son pequeños, de color amarillo claro a pardo, globosos, cónicos o cilíndricos. Barr incluyó seis géneros en esta familia: el género tipo *Tubeufia*, *Letendraea* Sacc., *Melioliphila* Speg., *Podonectria* Petch, *Rebentischia* y *Thaxteriella* Petr. Un año más tarde Barr (1980) adicionó cinco géneros

más: *Allonecte* Syd., *Boerlagiomyces* Butzin, *Byssocallis* Syd., *Paranectriella* (Henn. ex Sacc.) Höhn., y *Puttemansia* Henn., y sinonimizó a *Thaxteriella* bajo *Tubeufia*.

La clasificación de las Tubeufiaceae basada principalmente en la morfología ha sido controversial. Eriksson (2006) ubicó a la familia como “*Dothideomycetes et Chaetothyriomycetes incertae sedis*”. Kodsueb *et al.* (2005) basándose en el análisis molecular la consideró una familia monofiléticamente distinta dentro de los Pleosporales como lo había propuesto originalmente Barr en 1980. Excluyó los géneros *Boerlagiomyces* y *Letendraea* por no encontrarse filogenéticamente relacionados. Al mismo tiempo Tsui & Berbee (2006) arribaron a los mismos resultados después de analizar molecularmente varias especies de *Tubeufia* y de hongos helicospóricos considerados estadios anamórficos de los géneros *Acanthostigma* y *Tubeufia*. Ellos indicaron que varias especies de *Tubeufia* y la mayoría de las especies de los géneros *Helicoma* Corda, *Helicomycetes* Link y *Helicosporium* Nees se encuentran unidos en linaje altamente monofilético, Tubeufiaceae *sensu stricto*.

La mayoría de las especies de la familia son consideradas tropicales, sin embargo existen especies que ocurren principalmente en áreas templadas (Hughes, 1978; Rossman, 1979; 1987; Samuels *et al.*, 1978). Bianchinotti & Sánchez (2009) clarificaron los registros australes de la familia, aceptando como válidas catorce especies Sudamericanas de la familia Tubeufiaceae: *Acanthostigma minutum* y *A. patagonica* en Argentina, *Rebentischia costi* en Brasil y *R. massalongoi* en Argentina, *Tubeufia cerea* en Argentina; *T. amazonensis* y *T. asclepiadis* en Brasil; *T. aurantiella*, *T. clintonii*, *T. cylindrothecia*, *T. helicoma*, *T. palmarum* y *T. paludosa* en Brasil y Venezuela y *T. albo-ostiolata* en Venezuela.

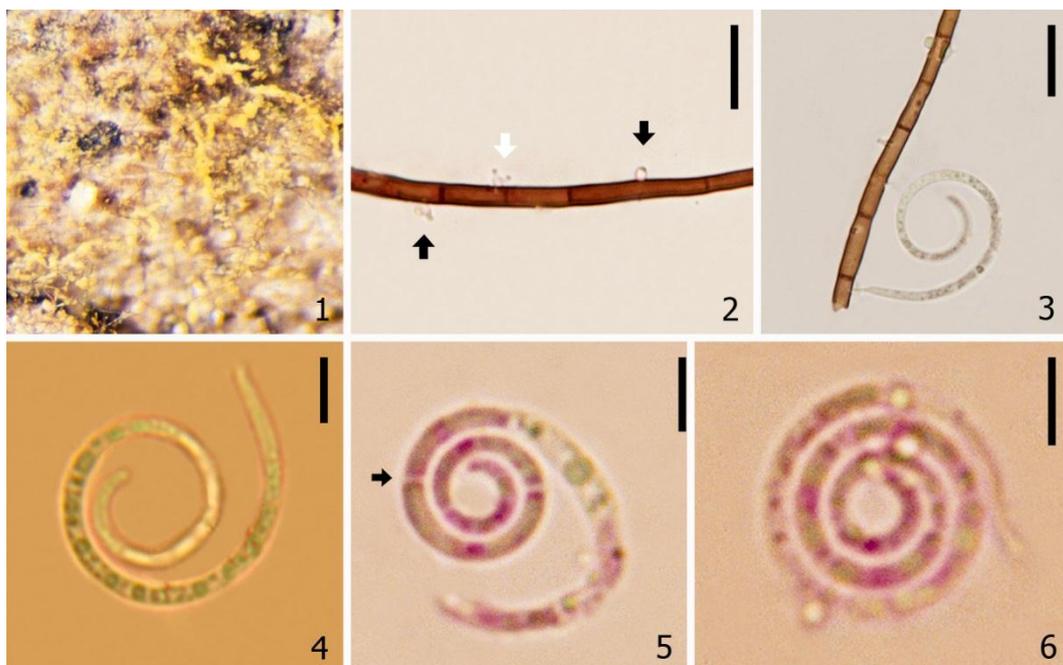
LÁMINA 21



Tubeufia cerea: **1.** Ascoma sobre el sustrato, la flecha señala la depresión alrededor de la papila. **2.** Corte longitudinal del ascoma. **3.** Células del peridio basal. **4.** Papila. **5.** Células protuberantes, 3-septadas, vistas con microscopio de fluorescencia. **6.** Asco octosporado. **7.** Asco visto con microscopio de fluorescencia. **8-9.** Ascosporas maduras. **9.** Ascospora con 10 septos transversales, teñida con floxina.

Escalas: **1** = 100 μm ; **2 y 4** = 30 μm ; **6-9** = 10 μm ; **3 y 5** = 5 μm .

LÁMINA 22



***Helicosporium virescens*:** 1. Colonia sobre el sustrato 2. Conidióforo mostrando dos dentículos conidiógenos monoblásticos (flechas negras) y un dentículo poliblástico (flecha blanca). 3. Conidio unido al conidióforo. 4. Conidio montado en agua. 5–6. Conidios teñidos con floxina. 5. Visualización de los septos, la flecha señala uno de ellos. 6. Conidio con tres vueltas en espiral.

Escalas: 2–3 = 10 μm ; 4–6 = 5 μm .

II EUROTIOAMYCETES

1. HERPOTRICHIELLACEAE:

1. 1. *CAPRONIA* Sacc., Syll. fung. (Abellini) 2: 288. 1883. ESPECIE TIPO:
C. sexdecimspora (Cooke) Sacc.

1. 1. 1. *Capronia chlorospora* (Ellis & Everh.) Barr, Mycotaxon 41(2): 426. 1991.
Sinonimia completa en Barr (1991). LÁMINAS 1 Y 5.

ASCOMAS periteciales, subperidérmicos, errumpentes a superficiales, globosos, setosos, negros, brillantes, 120–189 μm alto, 107–183 μm diámetro ($\bar{x} = 160,3 \times 148,3$); setas rectas, aguzándose hacia el ápice, 0–1 septadas, paredes de 1 μm espesor, pardas, 30–86 μm longitud, 4–13 μm diámetro basal, 0,5–2,5 μm diámetro apical; cortamente papilados, ostiolo circular. PERIDIO biestratificado, 30–32 μm espesor ($\bar{x} = 30,8$); la capa externa compuesta por 4–7 hileras de células poliédricas de paredes gruesas, pardo oscuro, 6–10 \times 2,5–6,5 μm ($\bar{x} = 7,6 \times 4,3$), la interna formada por 3–4 hileras de células cilíndricas, de paredes delgadas, pardo claro a hialino, 4,5–10 \times 2,5–5 μm ($\bar{x} = 6,6 \times 4$), dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS ausentes. PERIFISOIDES y PERÍFISIS hialinas, 2 μm diámetro. ASCOS bitunicados, inicialmente globosos, luego claviformes, con aparato apical fluorescente en forma de anillo bien visible, Γ , 8–esporados, biseriados, 40–60 \times 18–23 μm ($\bar{x} = 49 \times 19$). ASCOSPORAS elipsoidales, 5–7 septadas transversalmente con algunos septos oblicuos y otros dispuestos en forma radial en el borde externo de la spora, pardo rojizo, 15–20 \times 7–10 μm ($\bar{x} = 17,2 \times 9,1$; n = 30).

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina, USA.

HOSPEDANTE — *Acer saccharum*, *Acer* sp., *Ailanthus* sp., *Carya* sp., *Lemaireocereus thurberi*, *Nothofagus obliqua*, *Quercus* sp., *Stenocereus (cereus) thurberi* y sobre estromas viejos de *Hypoxylon* creciendo sobre *Fagus* sp.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** Neuquén, Parque Nac. Lanín: Sendero de ascenso a Cascada Chachín, sobre corteza de *N. obliqua* (Mirb.) Oerst., 17. 05. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 592 (BBB).

COMENTARIOS — se registra a *Capronia chlorospora* por primera vez para Sudamérica, ampliándose el conocimiento del rango de hospedantes en que habita y su distribución.

Esta especie fue descrita por Ellis y Everhart (1892) como *Teichospora chlorospora* Ellis & Everh. sobre *Quercus* sp. Cuando Barr (1991) la transfiere al género *Capronia* la redescubre a partir de un nuevo material, debido a la pérdida del holotipo. Respecto de la última descripción, este material sólo difiere en su peridio más ancho (15 µm) y sus setas más largas (25–65 µm), sin embargo estas concuerdan con la descripción de Ellis y Everhart (50–80 µm). Aún no se ha descrito ningún estadio anamórfico para esta especie.

Hasta ahora no existen registros de *C. chlorospora* en Argentina, Brasil, Chile y Venezuela (Farr, 1973; Iturriaga & Minter, 2006; Minter & Peredo López, 2006; Minter & Silva, 2007). Tampoco se encuentra citada para Nueva Zelanda (NZFungi Landcare Research, 2010).

1. 1. 2. *Capronia* sp. nov. 1

LÁMINAS 2 Y 5.

ASCOMAS periteciales, subperidérmicos, errumpentes a superficiales, globosos a veces ovoides, setosos, pardo oscuro, brillantes, 112,5–220 µm alto, 100–210 µm diámetro (\bar{x} = 164 × 153); setas rectas, aguzándose hacia el ápice, 0–3 septadas, paredes de 1 µm ancho, pardo oscuro, 25–65 µm longitud, 3–8 µm diámetro basal, 1–4 µm diámetro apical (\bar{x} = 43,8 × 4,8 × 2), cortamente papilados, ostiolo circular. PERIDIO biestratificado, células poliédricas, 35–50 µm espesor (\bar{x} = 42,5), la capa externa compuesta por 5–7 hileras de células de paredes gruesas, pardo oscuro, 5–10 × 3–7 µm (\bar{x} = 7,3 × 4,7), la interna compuesta por 4–5 hileras de células de paredes delgadas, pardo claro, 7,5–10 × 4–5 µm (\bar{x} = 8,5 × 4,6), dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS ausentes. PERIFISOIDES hialinas, 7–8 × 2–3 µm. PERÍFISIS hialinas, ca. 15 × 2,5 µm. ASCOS bitunicados, claviformes a globosos, con aparato apical fluorescente pequeño y no siempre visible, I⁻, 8–esporados, biseriados, 71–85 × 18–28 µm (\bar{x} = 79 × 21). ASCOSPORAS ovales a fusiformes, de extremos agudos, ligeramente

asimétricas, (7–)9–10(–12) septadas transversalmente, 1–3 septadas longitudinalmente, a veces septos oblicuos presentes, muy gutuladas, ocráceo–rojizo claro cuando jóvenes, pardo rojizo cuando maduras, $18\text{--}35 \times 7\text{--}15 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 26,1 \times 10,6$; $n = 86$).

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** *Chubut*, Parque Prov. Lago Baggilt: Camino al Lago Baggilt por Ruta Nac. 259 después de Trevelin, desvío a la izquierda de 12 Km, sobre ramas de *Nothofagus pumilio*, 15. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 535 y 536 (BBB). **NUEVA ZELANDA:** *Westland*, Saltwater State Forest, sobre *Dacridii cupressini*, 3. V. 1974, leg. GJ. Samuels, 34068 (PDD), TIPO.

COMENTARIOS — se pudieron observar ascosporas con algunas de sus células germinando. También se observó en el sustrato micelio pardo rojizo cercano a los ascomas. En el material de la muestra N°536 no pudo visualizarse el anillo fluorescente en los ascos como sí se lo hizo en la muestra N°535.

Este material se comparó por sus dimensiones con la especie originaria de Nueva Zelanda, *Capronia acutiseta* G.J. Samuels, pero ésta posee ascosporas elipsoidales, de menor tamaño ($14\text{--}27 \times 11\text{--}14 \mu\text{m}$) y menor número de septos transversales (4–5) (Lámina 3). Ambos materiales fueron observados bajo el microscopio de fluorescencia usando como medio de montaje Calcofluor al 0.05% y al 1%. *Capronia acutiseta* no mostró un anillo fluorescente en el asco como la especie sudamericana.

Se propone al material encontrado como una nueva especie para el género.

1. 1. 3. *Capronia* sp. nov. 2

LÁMINAS 4 Y 5.

ASCOMAS periteciales, subperidérmicos errumpentes, globosos a cilíndricos, setosos, pardo oscuro a negro, $100\text{--}284 \mu\text{m}$ alto, $100\text{--}334 \mu\text{m}$ diámetro, ($\bar{x} = 166,3 \times 176,5$); setas mayormente en parte superior, a veces en totalidad de ascoma, rectas o sinuosas, cilíndricas de ápices redondeados, 0–10 septadas, paredes de $1 \mu\text{m}$ ancho, pardo oscuro, $20\text{--}155 \mu\text{m}$ longitud, $4\text{--}9 \mu\text{m}$ diámetro basal, $1\text{--}5 \mu\text{m}$ diámetro apical ($\bar{x} = 69,2 \times 5 \times$

2,5), cortamente papilados, ostiolo circular. PERIDIO biestratificado, células poliédricas, 24–30 μm espesor ($\bar{x} = 26,3$), la capa externa compuesta por 3–7 hileras de células de paredes gruesas, pardo oscuras, 4–11 \times 3–7 μm ($\bar{x} = 6,8 \times 4,8$), la capa interna compuesta por 4 hileras de células de paredes delgadas, pardo claro, 10–14 \times 2–3 μm ($\bar{x} = 11,9 \times 2,7$), dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS ausentes. PERIFISOIDES hialinas, 5–23 \times 2–4 μm ($\bar{x} = 13,8 \times 2,6$). PERÍFISIS hialinas, 8–12 \times 4–5 μm ($\bar{x} = 9,2 \times 4,5$). ASCOS bitunicados, claviformes, con aparato apical fluorescente en forma de anillo o a veces de forma no tan definida, I⁻, 8–esporados, biseriados, 60–88 \times 12–21 μm ($\bar{x} = 70,2 \times 17,4$). ASCOSPORAS ovales, 3–7 septadas transversalmente, 1–2 septadas longitudinalmente en las células centrales, septos levemente constreñidos, pardo ocráceo claro, 15–25 \times 5–11 μm ($\bar{x} = 19,9 \times 7,8$; n = 77).

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Austrocedrus chilensis*, *Nothofagus alpina*, *N. anctarctica* y *N. obliqua*.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** *Chubut*, Parque Nac. Los Alerces: 42° 46,370'S - 71° 43,849' O. 551 msnm, sobre ramas de *A. chilensis*, 24. X. 2006. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 204 y 206 (BBB); *Neuquén*, Parque Nac. Nahuel Huapi: Ruta Nac. 234 desde V^a. La Angostura a S.M.A. 1Km antes del acceso a Villa Traful, sobre corteza de *N. antarctica*, 16. V. 2007. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 560, 561 y 562 (BBB); Parque Nac. Lanín: Sendero de ascenso a Cascada Chachín, sobre corteza de *N. alpina*, 17. V. 2007. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 588 (BBB); Camino a Lago Quillén, sobre corteza *N. obliqua*, 18. V. 2007. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 598 (BBB).

COMENTARIOS — inmerso en la peridermis cercana a los ascomas, se observó micelio de células cilíndricas a globulares, color pardo claro.

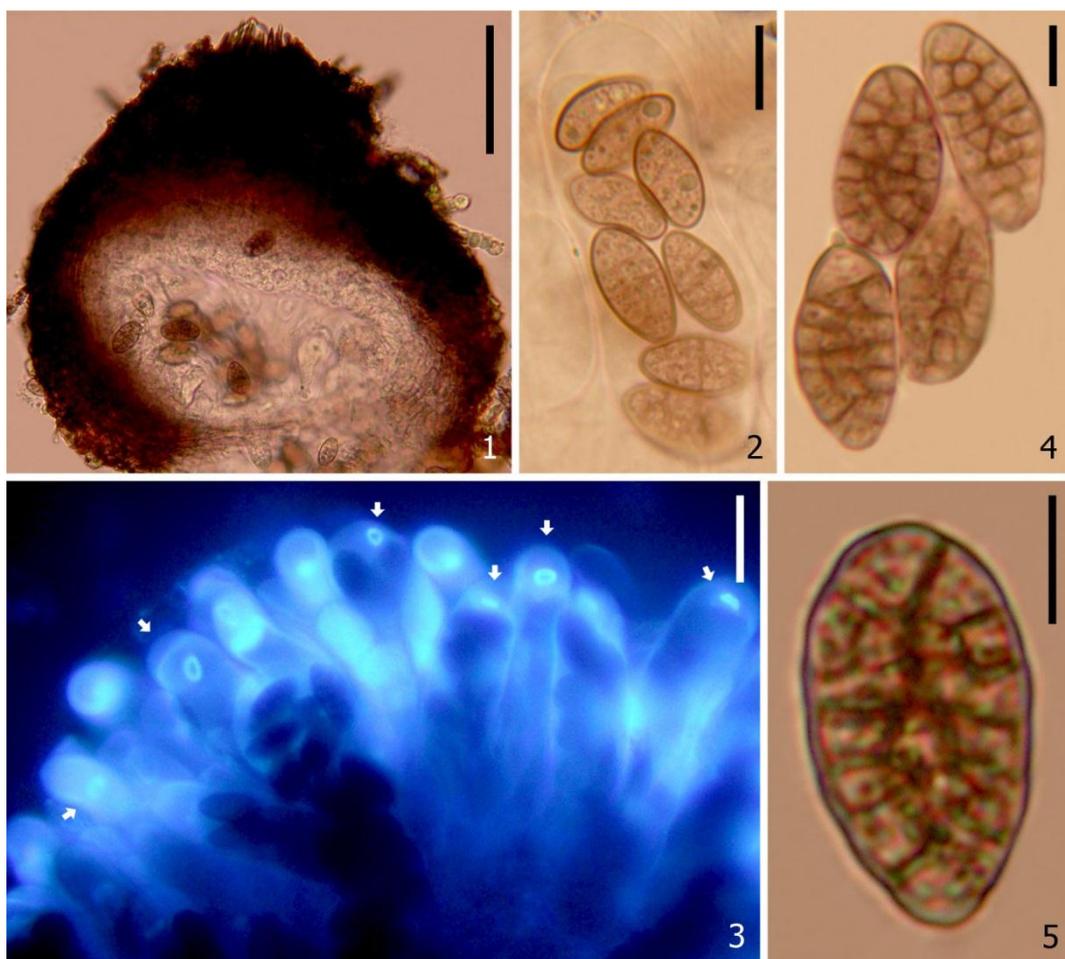
La especie más afín es *Capronia epimyces* Barr, pero sus ascosporas son elipsoidales de extremos ahusados con septos no constreñidos y la superficie del ascoma está cubierta por setas unicelulares y células protuberantes. El material patagónico tiene ascosporas ovales de extremos redondeados con septos levemente constreñidos y la superficie de los ascomas sólo está cubierta por setas de color pardo oscuro, con varios septos. Por no poder ser asignado a ninguna de las especies existentes en el género, se propone esta nueva especie.

El género *Capronia* Sacc. (1883) cuenta actualmente con alrededor de 70 especies de hábitos folícolas, lignícolas e hipersaprófitos que poseen ascomas oscuros, cubiertos por setas o células protuberantes, que son superficiales a errumpentes y raramente inmersos. Los ascos pueden ser octosporados o plurisporados, no poseen filamentos interascales y las ascosporas son pigmentadas desde claras a oscuras, de pared lisa, uni a pluriseptadas, fragmo o dictiosporas. La mayoría de los anamorfos descritos para este género pertenecen al complejo *Exophiala-Ramichloridium-Rhinochloidiella*, vulgarmente denominados “levaduras negras” (Untereiner *et al.* 1995) y también a *Cladosporium* Link (Müller *et al.* 1987). Todas las especies son de conidiogénesis holoblástica.

Las especies de este género son en general de presencia poco notoria y aparecen especialmente sobre madera en descomposición, hojas y tallos muertos cubiertos por hojarasca que ayuda a mantener la humedad, sobre basidiomas viejos o estromas de otros pirenomicetes como hipersaprobios. Sin embargo, también son capaces de crecer en madera descortezada, bajo los márgenes elevados de la corteza y en lugares secos donde no se acumula hojarasca.

En Sudamérica el género *Capronia* fue citado en Argentina con las especies *C. pilosella* (P. Karst.) E. Müll., Petrini, P.J. Fisher, Samuels & Rossman creciendo sobre *Eucalyptus viminalis* (Romero, 1998) y *C. coronata* Samuels (Carmarán *et al.*, 2001) y en Brasil con la especie *C. mansonii* (Schol-Schwarz) E. Müll., Petrini, P.J. Fisher, Samuels & Rossman, creciendo sobre plantas, suelo y otros hongos (Minter & Silva, 2007). En este trabajo se registra por primera vez la especie *C. chlorospora* y se describen dos nuevas especies.

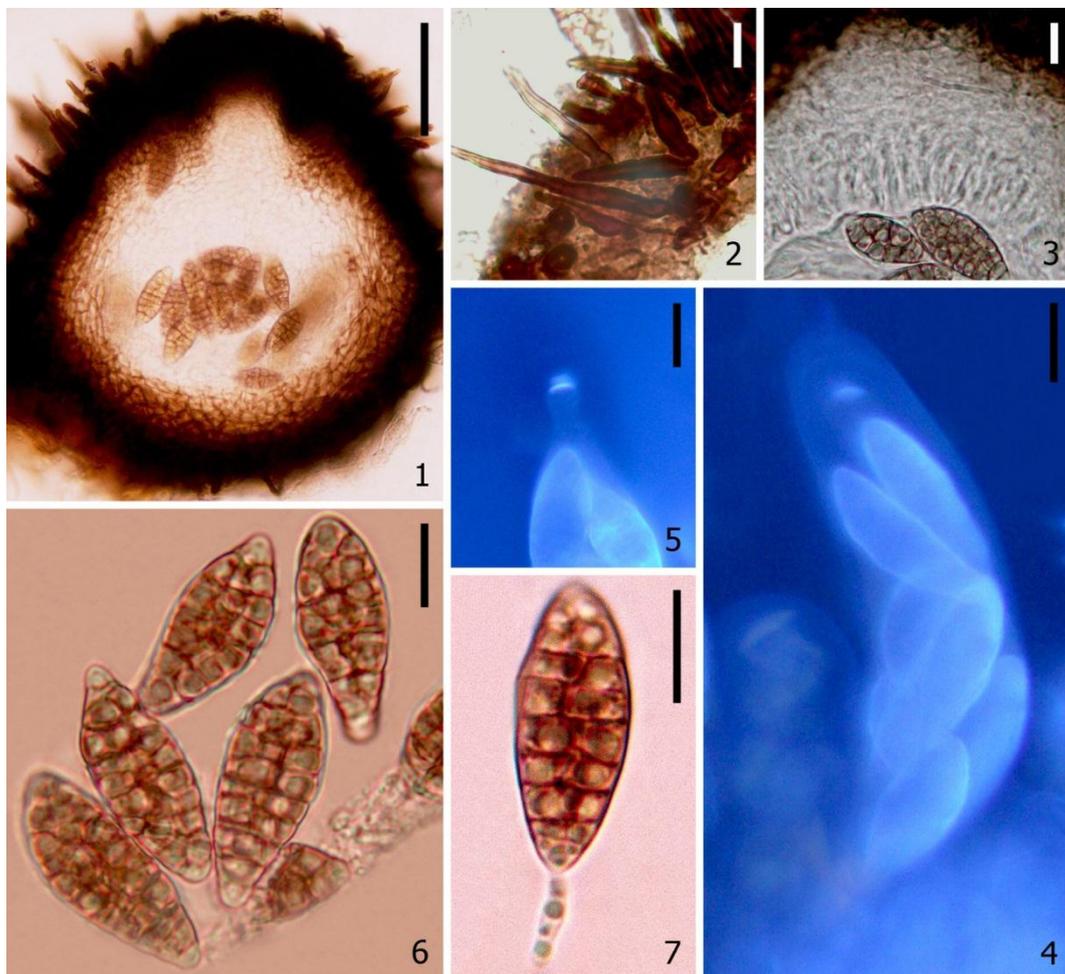
LÁMINA 1



Capronia chlorospora: 1. Corte longitudinal del ascoma. 2. Asco con ocho ascosporas. 3. Las flechas señalan los anillos fluorescentes en los ápices ascales. 4-5. Ascosporas.

Escalas: 1 = 40 μm ; 2-3 = 10 μm ; 4-5 = 5 μm

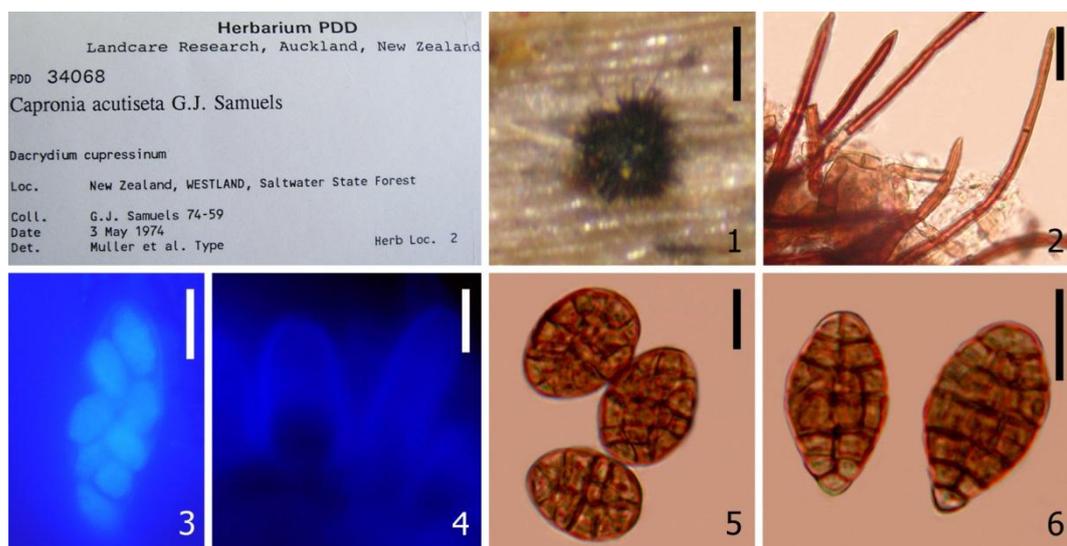
LÁMINA 2



Capronia sp. nov. **1:** 1. Corte longitudinal del ascoma. 2. Setas. 3. Perifisoides. 4. Asco visto con microscopio de fluorescencia. 5. Anillo del asco en detalle. 6. Ascosporas. 7. Ascospora germinando.

Escalas: 1 = 40 μ m; 2, 4-7 = 10 μ m; 3 = 8 μ m.

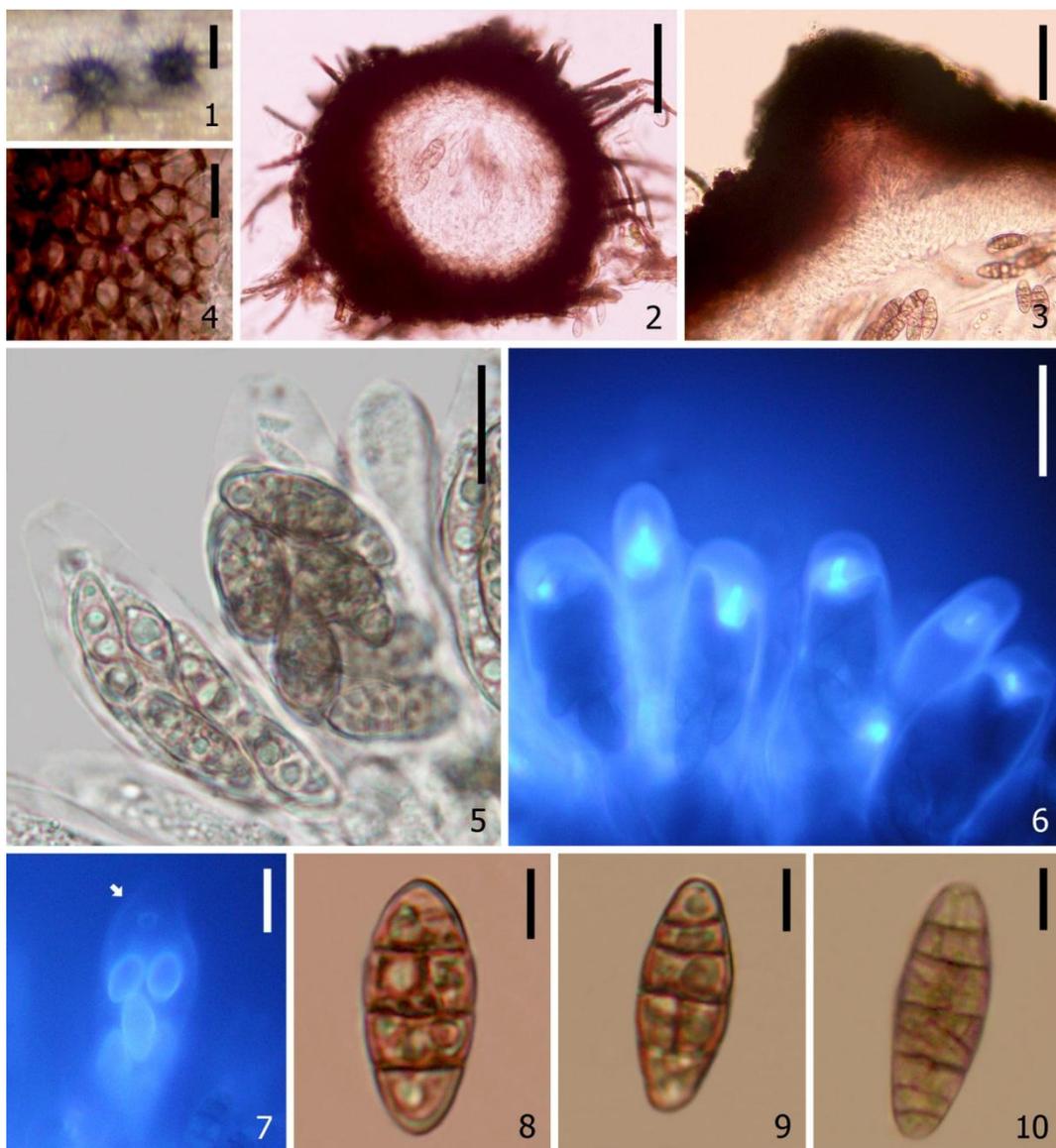
LÁMINA 3



Capronia acutiseta (PDD-34068): 1. Ascoma sobre el sustrato. 2. Setas. 3–4. Ascospores vistos con microscopio de fluorescencia. 4. Vista en detalle de los ápices ascales. 5–6. Ascospores.

Escalas: 1 = 200 μ m; 3–4 = 15 μ m; 2, 5–6 = 10 μ m.

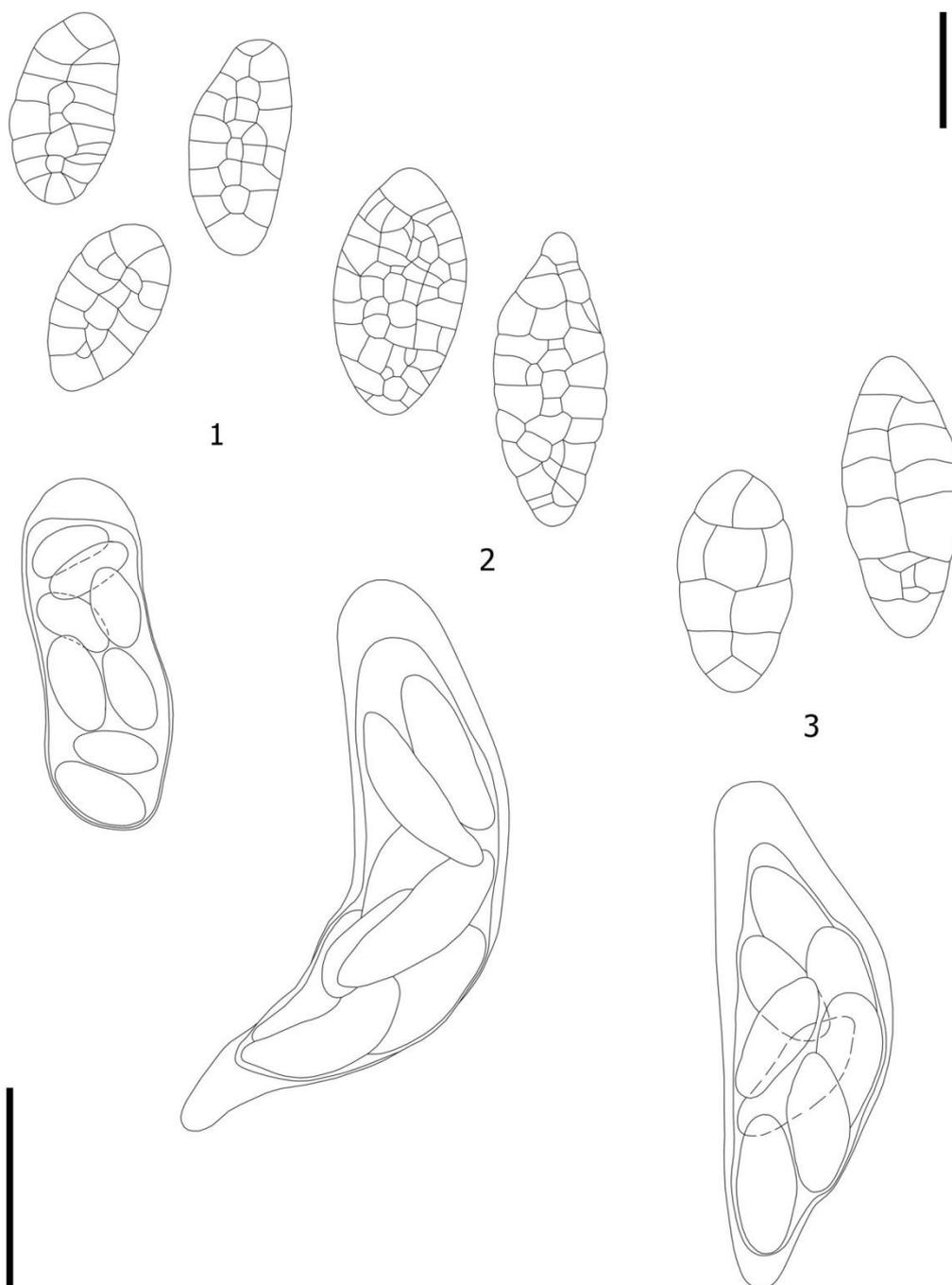
LÁMINA 4



***Capronia* sp. nov. 2:** 1. Ascomas sobre el sustrato. 2. Corte longitudinal del ascoma. 3. Papila y perifisoides. 4. Peridio, células de capa externa. 5. Ascus. 6–7. Ascus vistos con microscopio de fluorescencia. 7. Aparato apical en forma de anillo (flecha). 8–10. Ascosporas.

Escalas: 1 = 150 μm ; 2 = 50 μm ; 3 y 6 = 20 μm ; 5 y 7 = 10 μm ; 4, 8–10 = 5 μm .

LÁMINA 5



Capronia spp.: 1. *C. chlorospora*: ascosporas y asco. 2. *Capronia* sp. nov. 1: ascosporas y asco.
3. *Capronia* sp. nov. 2: ascosporas y asco.

Escalas: ascosporas = 10 μ m; ascos = 8 μ m.

2. MASSARIACEAE:

2. 1. *DECAISNELLA* Fabre, Ann. Sci. Nat., Bot. Sér. 6, 9: 112 (1879).

ESPECIE TIPO: *D. spectabilis* Fabre.

2. 1. 1. *Decaisnella* sp. nov.

LÁMINAS 6 Y 7

ASCOMAS periteciales, subperidérmicos con vientres totalmente inmersos, cuellos semi-inmersos errumpentes, gregarios; vientres globosos, pardo oscuro, $504\text{--}950 \times 567\text{--}750$ μm ($\bar{x} = 718 \times 639$), superficie cubierta por pelos hifales, pardo oscuro, formados por 2–3 células de $13\text{--}20 \times 3\text{--}4$ μm ; cuellos prominentes, comprimidos lateralmente, superficie surcada longitudinalmente, $107\text{--}252$ μm alto, $248\text{--}375$ μm diámetro, apertura longitudinal. PERIDIO biestratificado, $50\text{--}101$ μm diámetro ($\bar{x} = 71,3$), la capa externa compuesta por células triangulares en vista superior, dispuestas concéntricamente a partir de varios centros formando placas, en vista lateral organizadas en 6–8 hileras, cilíndricas, con paredes engrosadas, pardo rojizo oscuro, $9\text{--}20 \times 4\text{--}5$ μm , dispuestas en *textura prismatica*, las células de capa interna ordenadas en 4–5 hileras, poliédricas, con paredes delgadas, hialinas, $5\text{--}10 \times 5\text{--}8$ μm , dispuestas en *textura angularis*. PSEUDOPARÁFISIS abundantes, filiformes, ramificadas, anastomosadas, septadas, hialinas, 2–3 μm diámetro. PERÍFISIS abundantes, filiformes, ca. $1,5 \times 25$ μm . ASCOS bitunicados, cilíndricos, con aparato apical fluorescente en forma de anillo, Γ , 8–esporados, $228\text{--}325 \times 32\text{--}44$ μm ($\bar{x} = 264,8 \times 36,2$). ASCOSPORAS fusiformes, curvas, muriformes, 22–29 septos transversos, 1–4 septos longitudinales por segmento excepto en los finales, septos no constreñidos, biseriadas, cada célula gutulada lo que le da una coloración amarillo verdosa, pared hialina, vaina gelatinosa hialina, gruesa en un principio, en general se adelgaza a medida que las esporas maduran, salvo en algunas esporas en las cuales permanece engrosada, $100\text{--}133 \times 18\text{--}48$ μm ($\bar{x} = 115,2 \times 25,1$; $n = 44$), vaina 1–7 μm espesor.

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus obliqua*.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA**: Neuquén, Parque Nacional Lanín: sendero de ascenso a Cascada Chachín, sobre corteza de *Nothofagus obliqua*, 17. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 591 (BBB).

COMENTARIOS — esta especie difiere de las demás descritas para el género por el mayor tamaño de sus ascosporas y por ser la única con ascosporas que se mantienen hialinas a la madurez. Las especies del género que poseen ascosporas de tamaño similar son *D. americana* M.E. Barr, *D. macrospora* (Speg.) M.E. Barr y *D. peniophora* (Cooke) M.E. Barr & Boise. La primera tiene ascomas cubiertos por un clípeo, ascos uni o biesporados y ascosporas pardas, sin vaina gelatinosa y con hasta 9 septos longitudinales por segmento. *Decaisnella macrospora*, posee ascos a veces 4-esporados, sin anillo, ascosporas cilíndrico-elipsoidales, más delgadas (20–26 µm diám.), con menos septos transversales (7-19), de color pardo rojizo oscuro y con pared finamente verrugosa. Se intentó estudiar el material tipo de *D. macrospora* (\equiv *Lophiostoma macrosporum* Speg.) pero está perdido desde el año 1987 (Chayle, JA. Curador del LPS, comunicación personal). *Decaisnella peniophora*, por su parte, se distingue por sus ascosporas de color pardo rojizo, con 3–6 septos longitudinales por segmento, con remanentes de la vaina sólo en los extremos y paredes a veces finamente verrugosas.

El género *Decaisnella* fue creado por Fabre (1879), pero luego de haber sido relegado a sinonimia bajo el nombre *Teichospora* por Saccardo (1883) fue ignorado o tratado como sinónimo por muchísimos años. Un nuevo estudio del holotipo de la especie *D. spectabilis* realizado por Barr (1986) permitió el restablecimiento del género y el agrupamiento en él de las especies con ascosporas dictioseptadas dentro de la familia Massariaceae. Las especies de *Decaisnella* tienen hábito saprótrofo y crecen sobre madera descortezada, ramas leñosas o tallos herbáceos gruesos y entre otras características distintivas presentan ascomas periteciales inicialmente inmersos que a medida que maduran pueden quedar errumpentes o superficiales, papila bien prominente con ostiolo circular o longitudinal. Los ascos tienen una cámara ocular ancha rodeada por un anillo refringente. Las ascosporas son oblongo-elipsoidales o fusiformes, rectas o curvadas, de pared gruesa, inicialmente distoseptadas pero luego se forman verdaderos septos transversales y longitudinales en todos los segmentos salvo en los finales donde puede haber septos oblicuos. Los septos no son constreñidos aunque el primario a veces puede serlo. Las ascosporas son de color pardo amarillento o pardo

rojizo oscuro, con las células apicales más claras, el contenido celular es homogéneo, con pequeñas gúttulas o grandes glóbulos lipídicos.

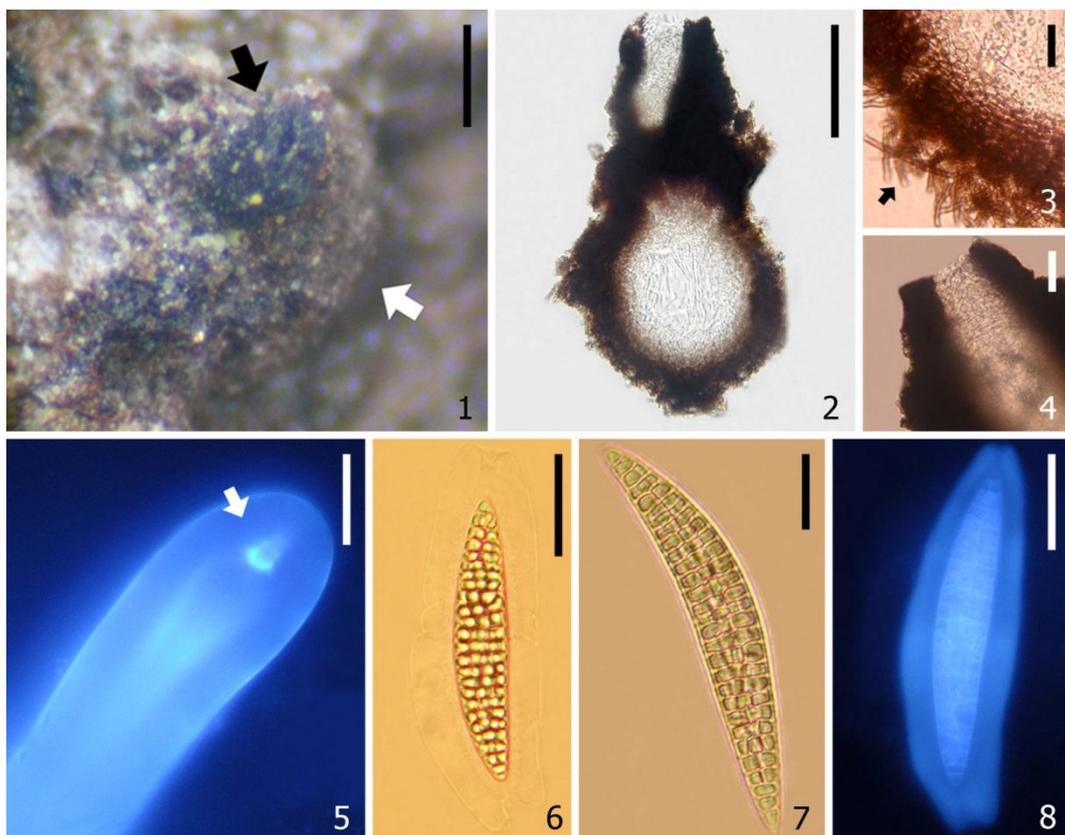
Un género muy afín y que pertenece a la misma familia que *Decaisnella* es *Navicella* el cual también posee ascomas con papilas comprimidas y ascosporas septadas, pero éstas sólo tienen septos transversales, algunos de los cuales son distoseptos en la madurez (Barr, 1990a).

Las características distintivas de la familia Massariaceae son sus ascomas grandes (de 500 μm o más), peridio formado por numerosas capas de células pequeñas, ascos de paredes gruesas, pseudoparáfisis trabeculadas embebidas en una matriz de gel y ascosporas grandes, simétricas, con varios septos o distoseptos, algunas muriformes, generalmente rodeadas por una vaina gelatinosa (Barr, 1979a; 1987; 1990a). Se reconocen seis géneros en la familia (Kirk *et al.*, 2008) los cuales se distinguen por el tipo de ascoma y la septación de las ascosporas.

El género *Decaisnella* tiene once especies (Kirk *et al.*, 2008), diez de las cuales fueron descritas en lugares de clima templado de Norteamérica y Europa. Abdel-Wahab & Jones (2003) hallaron la primera especie del hemisferio sur, *D. formosa* Abdel-Wahab & E.B.G. Jones, y la describieron creciendo sobre madera no identificada en un ambiente tropical marino de Australia.

Esta constituye la primera cita del género *Decaisnella* en Sudamérica y en Argentina ya que hasta el momento no existen registros del mismo en la bibliografía consultada (Farr, 1973; Iturriaga & Minter, 2006; Minter & Peredo López, 2006; Minter & Silva, 2007). Se amplía el conocimiento del rango de hospedantes en que habita y su distribución.

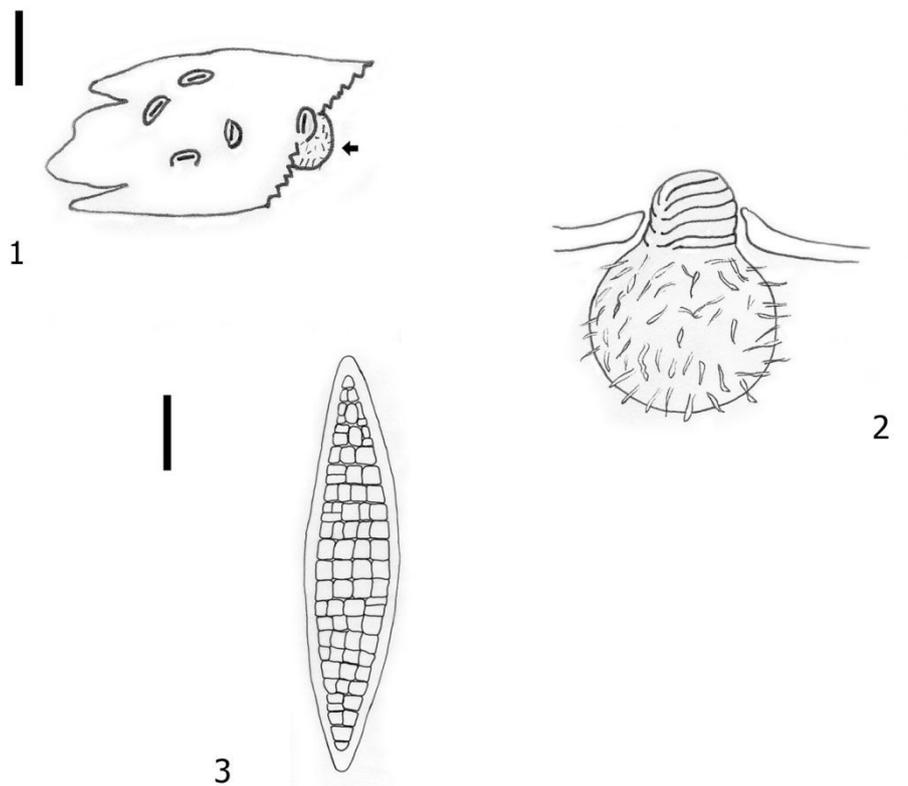
LÁMINA 6



***Decaisnella* sp. nov.:** **1.** Ascoma en el sustrato, nótese la papila comprimida, oscura (flecha negra) y el vientre globoso inmerso, más claro (flecha blanca). **2.** Corte longitudinal del ascoma. **3.** Vista en detalle del peridio y de los pelos hifales (flecha). **4.** Corte longitudinal de papila con detalle de las perístisis. **5.** Ápice ascas, nótese el anillo fluorescente. **6.** Ascospora inmadura con algunos distoseptos y vaina gruesa. **7.** Ascospora madura. **8.** Ascospora vista con microscopio de fluorescencia.

Escalas: **1** = 200 μm ; **2** = 150 μm ; **4** = 50 μm ; **3, 5–8** = 20 μm .

LÁMINA 7



Decaisnella sp. nov.: **1.** Disposición de los ascomas en el sustrato, cuellos superficiales y vientre subperidérmico (flecha). **2.** Ascoma en detalle. **3.** Ascospora.

Escalas: **1** = 800 μm ; **2** = 500 μm ; **3** = 20 μm .

III SORDARIOMYCETES

1. AMPHISPHAERiaceae:

1. 1. *DISCOSTROMA* Clem., Gen. fung. (Minneapolis) 50: 173. 1909.

ESPECIE TIPO: *D. rehmii* (Schnabl) Clem.

1. 1. 1. *Discostroma* sp.

LÁMINA 1

ASCOMAS periteciales subperidérmicos errumpentes, vientres globosos, negros, 250 μm alto, 238 μm diámetro; superficie lisa, inmersos en un estroma esferoide, de consistencia carbonosa, negro, 550 μm diámetro, 338 μm alto; cortamente papilados, ostiolo circular. PERIDIO biestratificado, 38–51 μm espesor ($\bar{x} = 43,1$); la capa externa compuesta por células poliédricas, de paredes gruesas, pardo oscuras, 9–12 \times 5–10 μm , la interna formada por células cilíndricas, angostas, de paredes delgadas, hialinas; dispuestas en *textura angularis*. PARÁFISIS filiformes, anastomosadas, tabicadas, ramificadas, 41–71 \times 1–2 μm . ASCOS unitunicados, cilíndricos, pedicelados, aparato apical con forma de anillo, Γ^+ , 8–esporados, 143 \times 10–13 μm . ASCOSPORAS fusiformes, 4–septadas transversalmente, constreñido a nivel de los septos, pared lisa, biseriadas, hialinas, 28–35 \times 8 μm ($\bar{x} = 30 \times 8$; n = 6).

ANAMORFO — no visto.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTES — *Nothofagus antarctica*.

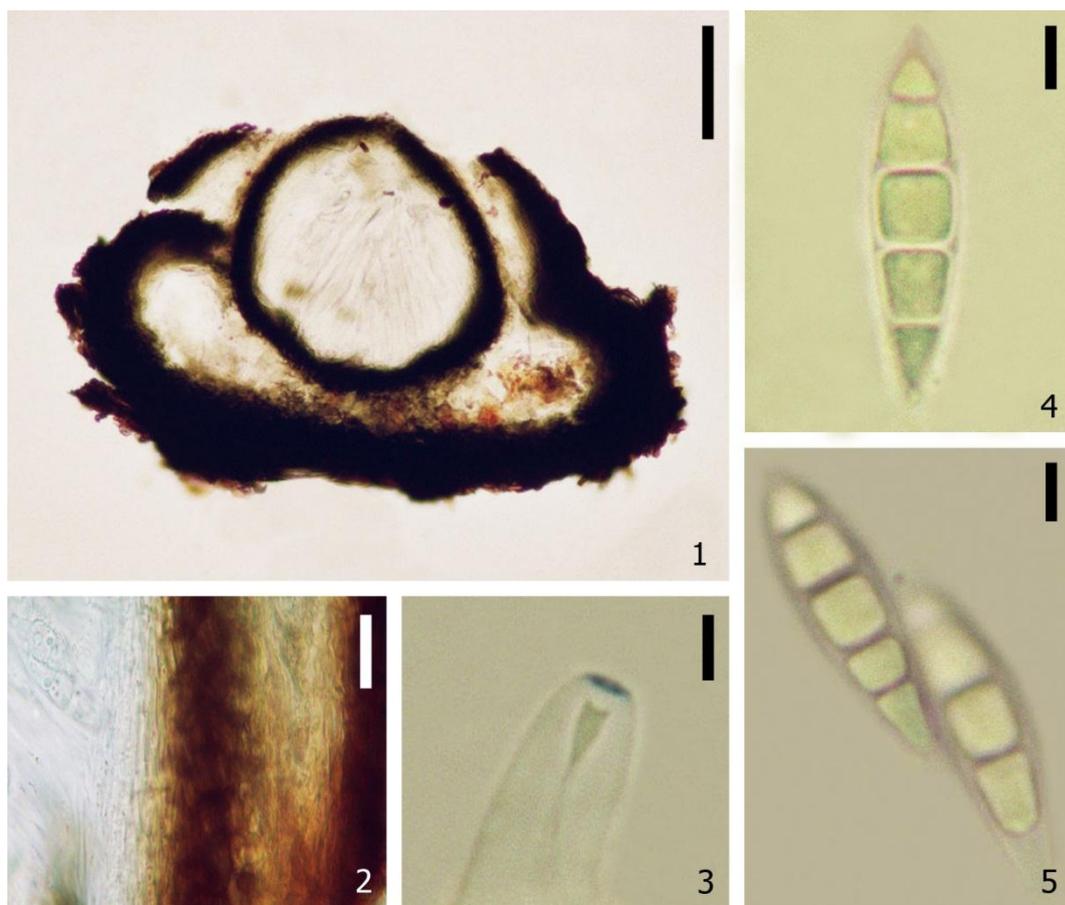
MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: *Chubut*, Esquel: antes de llegar a Bosque Huemules, sobre corteza de *N. antarctica*, 28. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 333 (BBB).

COMENTARIOS — este ejemplar no coincide con ninguna de las especies del género en cuanto a la combinación de caracteres morfológicos. Hasta ahora en todas las especies descritas con ascosporas septadas transversalmente, éstas miden menos de 25 μm de longitud. Por ello, es probable que se trate de una especie nueva. Sin embargo, dado que el material encontrado es escaso, será necesario material adicional para realizar la diagnosis definitiva.

Este constituye el primer hallazgo de algún miembro del género para Argentina. Hasta ahora no existen registros de especies de este género en los catálogos fúngicos de Brasil (Minter & Silva, 2007), Chile (Minter & Peredo López, 2006) y Venezuela (Iturriaga & Minter, 2006), y tampoco entre las especies citadas por Spegazzini para Sudamérica (Farr, 1973).

El género *Discostroma* fue introducido en 1909 por Clements para una sola especie, con ascosporas hialinas y septos transversales. Brockmann (1974) amplió la circunscripción del género para incluir también a especies con ascosporas pigmentadas; de esa manera ubicó en *Discostroma* tres especies con anamorfo tipo *Seimatosporium* Corda, cuatro con anamorfo tipo *Sporocadus* Corda y una sin anamorfo conocido. Años más tarde, Swart (1979) creó el género *Discostromopsis* para cuatro especies similares a la de Clements con anamorfo tipo *Seimatosporium*. Posteriormente *Discostromopsis* fue considerado sinónimo de *Discostroma* por Sivanesan (1983). Actualmente comprende 28 especies (Kirk *et al.*, 2008) sobre diferentes sustratos, en su mayoría biótropas y también algunas saprótropas.

LÁMINA 1



Discostroma sp.: **1.** Corte longitudinal de ascoma y estroma. **2.** Detalle de peridio y estroma. **3.** Detalle del ápice del asco, anillo Γ^+ con Melzer. **4-5.** Ascosporas.

Escalas: **1** = 100 μm ; **2** = 20 μm ; **3-5** = 5 μm .

2. CERATOCYSTIDACEAE:

2. 1. *CERATOCYSTIS* Ellis & Halst., New Jersey Agric. Coll. Exp. Sta. Bull. 76: 14. 1890. ESPECIE TIPO: *C. fimbriata* Ellis & Halst.

2. 1. 1. *Ceratocystis moniliformis* (Hedgc.) C. Moreau, Revue Mycol., Paris

17(1): 22. 1952. Sinonimia completa en Upadhyay (1981). LÁMINA 2

ASCOMAS periteciales superficiales o subperidérmicos errumpentes, gregarios, vientres globosos, setosos, negro brillantes, 227–504 μm diámetro ($\bar{x} = 379,8$); setas cónicas, pardo oscuras a negras, 15–41 μm longitud, 4–9 μm diámetro basal ($\bar{x} = 25 \times 5,9$); cuellos rectos a levemente curvos en zona apical, 430–844 μm longitud, 31–120 μm diámetro basal, 17–28 μm diámetro apical ($\bar{x} = 613.5 \times 71.4 \times 21.4$), células del cuello cilíndricas en vista lateral, dispuestas en forma paralela, pardo oscuras; hifas ostiolares dispuestas en forma divergente, filiformes, hialinas, 20–38 μm longitud ($\bar{x} = 29,8$). PERIDIO biestratificado, la capa externa compuesta por células de paredes gruesas, pardo oscuras, la interna por células de paredes delgadas, hialinas, dispuestas en *textura epidermoidea*. PARÁFISIS filiformes, hialinas, ausentes en la madurez. ASCOS unitunicados, globosos, rápidamente evanescentes. ASCOSPORAS campanuladas o en forma de sombrero, unicelulares, de paredes lisas, rodeadas por una vaina gelatinosa, hialinas, 3–5 μm diámetro, 1,5–2 μm alto en vista lateral ($\bar{x} = 3,9 \times 2$; $n = 27$). Las ascosporas se acumulan en el ápice del cuello al salir, en una sustancia gelatinosa que al secarse forma un cirro de color amarillento.

ANAMORFO — *Thielaviopsis* sp.

LÁMINA 2

MICELIO parcialmente inmerso en la corteza, formado por células cilíndricas, de paredes lisas, ca. 1 μm de grosor, pardo claras, 13–49 \times 3–7 μm ($\bar{x} = 26 \times 4,1$). CONIDIÓFOROS simples, emergiendo lateralmente de las hifas vegetativas, 0–4 septados, hialinos a pardo claros, 17–32 μm longitud ($\bar{x} = 24,6$), 5 μm diámetro. CÉLULAS CONIDIÓGENAS fialídicas, cilíndricas, con collarettes ensanchándose hacia el ápice, hialinas, 22–44 \times 5–6 μm ($\bar{x} = 29 \times 5,6$). CONIDIOS de dos tipos, ambos con ontogenia conidial de tipo “Ring wall-building” (vesículas constructoras de pared dispuestas en anillo). Conidios α : cuadrangulares con ápices redondeados a globosos, unicelulares, de paredes delgadas, hialinos, 3–9 \times 2–7 μm ($\bar{x} = 6,5 \times 5,4$; $n = 44$). Conidios β :

doliformes, elongados, con paredes transversales gruesas y refringentes, hialinos, 4–8 × 3 μm (\bar{x} = 5,5; n = 15).

DISTRIBUCIÓN — Argentina, Bután, Camerún, Costa Rica, China, Ecuador, Escocia, Filipinas, Francia, Indonesia, Japón, Madagascar, Malawi, Polonia, Sudáfrica, Tanzania, USA, Zambia.

HOSPEDANTE — *Acacia mearnsii*, *Brachystegia speciformis*, *Calamus maximus*, *Cassia fistula*, *Cercidiphyllum japonicum*, *Endospermum peltatum*, *Erythrina* sp., *Eucalyptus grandis*, *Fagus crenata*, *F. grandifolia*, *Hevea* sp., *Julbenardia paniculata*, *Kalopanax ricinifolius*, *Liquidambar styraciflua*, *Liriodendron tulipifera*, *Macaranga capensis*, *Magnolia hypoleuca*, *Magnolia* sp., *Nothofagus pumilio*, *Nyssa aquatica*, *Parkia javanica*, *Parinari curatellifolia*, *Pinus echinata*, *P. palustris*, *P. ponderosa*, *P. taeda*, *Pterocarya rhoifolia*, *Pycnanthus kombo*, *Quercus glandulifera*, *Q. robur*, *Quercus* sp., *Schizolobium parahybum*, *Theobroma cacao*, *Theobroma* sp.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: *Chubut*, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 08. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti, 70 y 72 (BBB); 23. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 341 (BBB).

COMENTARIOS — este material concuerda con la descripción de *Ceratocystis moniliformis* (Hedgcock, 1906; Upadhyay, 1981; Yuan & Mohammed, 2002) pero difiere en algunas características, como el mayor tamaño de los vientres y la ausencia de una base disciforme en el cuello de los ascomas y el menor tamaño de ambos tipos de conidios. Este constituye el primer registro de la especie para la Argentina y el primer hallazgo de la especie sobre el género *Nothofagus*.

En Sudamérica *C. moniliformis* se encuentra citado para Chile sobre *Araucaria araucana* y *Laurelia philippiana* (Minter & Peredo López, 2006). Anteriormente en ese mismo país Butin había descrito tres especies nuevas y había registrado otras dos del género *Ceratocystis* (Butin, 1968; Butin & Aquilar, 1984), todas ellas son consideradas actualmente especies de *Ophiostoma* por poseer anamorfo diferente a *Thielaviopsis*: *Ophiostoma araucariae* (Butin) de Hoog. & R.J. Scheff., *O. nothofagi* (Butin) Rulamort, *O. piceae* (Münch) Syd. & P. Syd., *O. piliferum* (Fr.) Syd. & P. Syd y *O. valdiviana* (Butin) Rulamort. En Brasil hay registros de *C. cacaofunesta* Engelbr. & T.C. Harr., *C. fimbriata* Ellis & Halst., *C. paradoxa* (Dade) C. Moreau y *C. platani*

(J.M. Walter) Engelbr. & T.C. Harr., y en Venezuela de *C. paradoxa* (Baker Engelbrecht & Harrington, 2005; Ferreira *et al.*, 2010; Iturriaga & Minter, 2006; Minter & Silva, 2007). En nuestro país se encontró recientemente en la Patagonia a *C. coerulescens* (Münch) B.K. Bakshi sobre “pino oregón” (De Errasti com. pers.).

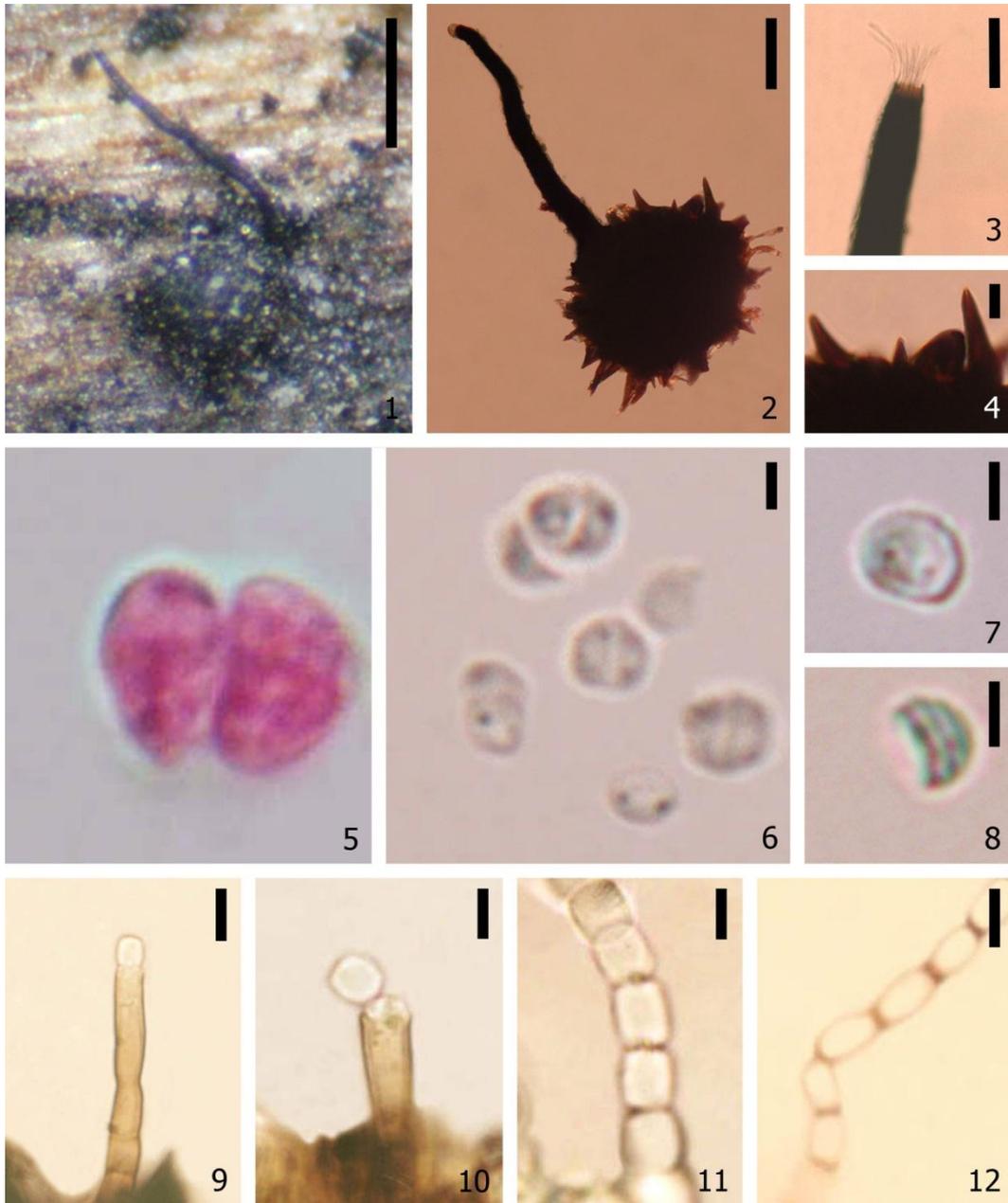
Hasta el momento, dentro del género *Ceratocystis* existen 18 especies que poseen ascosporas con forma de sombrero. Entre ellas, 8 especies comparten con *C. moniliformis* el hecho de tener vientre ornamentado, disco basal en el cuello y más de un tipo de conidio: *Ceratocystis bhutanensis* M. van Wyk, M.J. Wingf. & Kirisits, *C. inquinans* Tarigan, M. van Wyk & M.J. Wingf., *C. microbasis* Tarigan, M. van Wyk & M.J. Wingf., *C. moniliformopsis* Z.Q. Yuan & C. Mohammed, *C. oblonga* R.N. Jol. Roux, *C. savannae* Kamgan & Jol. Roux *C. sumatrana* Tarigan, M. van Wyk & M.J. Wingf., y *C. tribiliformis* M. van Wyk & M.J. Wingf., (Yuan & Mohammed, 2002; Van Wyk *et al.*, 2004; 2006; Heath *et al.*, 2009; Kamgan *et al.*, 2008; Tarigan *et al.*, 2010). Anteriormente estas especies eran identificadas como *C. moniliformis*, sin embargo, con la ayuda de técnicas moleculares se ha demostrado que todas ellas conforman un complejo denominado *Ceratocystis moniliformis sensu lato* de especies muy similares que crecen en un amplio rango de hospedantes en todo el mundo. Es así que es posible que el espécimen argentino no sea precisamente *C. moniliformis* y se trate de una nueva especie derivada de este complejo. Para poder develar esta incógnita se deberá realizar un estudio molecular que incluya las nueve especies junto al espécimen de Argentina.

El género *Ceratocystis* fue propuesto por Ellis y Halsted en 1890, no obstante dos años más tarde fue Saccardo quien estableció el concepto del género que finalmente fue aceptado por el resto de los micólogos. El género fue ubicado en la familia Ophiostomataceae por varios años por poseer vientres globosos y oscuros, con cuellos largos y ascos evanescentes que producen ascosporas pegajosas agrupadas. En ese entonces *Ceratocystis* en sentido amplio incluía tres géneros, hoy diferentes, *Ceratocystis sensu stricto*, *Ceratocystiopsis* H.P. Upadhyay & W.B. Kendr. y *Ophiostoma* Syd. & P. Syd. Los tres son considerados patógenos vegetales importantes, su transmisión, en la mayoría de las especies, está asociada con insectos y son posiblemente los causantes más importantes y más comunes de tinción fúngica de la madera, en árboles talados o caídos en bosques de todo el mundo. Sin embargo Spatafora y Blackwell (1994), concluyeron mediante estudios moleculares que esas

características que comparten son producto de una evolución convergente de estructuras que se adaptaron a una transmisión mediada por insectos. *Ceratocystis* en sentido estricto fue segregado al orden Microascales en una subclase distinta dentro de los Sordariomycetes constituyendo un grupo monofilético de hongos saprótrofos que sólo tiene anamorfos del tipo *Thielaviopsis* (Paulin-Mahady *et al.*, 2002). Los otros dos géneros en cambio, confirmados como hongos necrótrofos, permanecen en el orden Ophiostomatales y pueden tener variados anamorfos pero nunca del tipo *Thielaviopsis*.

Como ya se mencionó, *Ceratocystis* tiene muchas especies de importancia económica que afectan en forma diferente las especies arbóreas en todo el mundo. La mayoría de las especies del complejo *C. fimbriata sensu lato* son importantes patógenos que causan marchitamiento y muerte de los árboles afectados, en cambio, las especies del complejo *C. moniliformis sensu lato* se caracterizan por causar tinción de la madera y no está confirmado que causen la muerte de los árboles que parasitan (Tarigan *et al.*, 2010). En la madera estudiada en este trabajo se observó tinción de color gris a negro y por el momento no existen registros de mayores daños o muerte en *Nothofagus pumilio*.

LÁMINA 2



Ceratocystis moniliformis: **1.** Ascoma sobre el sustrato. **2.** Ascoma visto en MO. **3.** Cuello del ascoma, detalle de hifas ostiolares divergentes. **4.** Detalle de setas. **5.** Ascus teñidos con floxina. **6–8.** Ascosporas. **9.** Hifa conidiógena y conidióforo septado. **10.** Hifa conidiógena liberando dos conidios encadenados. **11.** Conidios tipo α . **12.** Conidios tipo β .

Escalas: **1** = 300 μm ; **2** = 150 μm ; **3** = 50 μm ; **9** = 10 μm ; **4, 10–12** = 5 μm ; **6–8** = 2 μm

3. CONIOCHAETACEAE:

3. 1. *CONIOCHAETA* (Sacc.) Cooke, Grevillea 16: 16. 1887. ESPECIE

TIPO: *C. ligniaria* (Grev.) Masee

3. 1. 1. *Coniochaeta rhopalochaeta* A. I. Romero & Carmarán, Mycol. Res.
103(6): 689. 1999. LÁMINA 3

ASCOMAS periteciales, superficiales, globosos, setosos, pardo claros, 160–340 μm diámetro ($\bar{x} = 205$); setas de dos tipos: a) ápices agudos, paredes de 1 μm ancho, pardo oscuras, 10–51 μm longitud, 4–10 μm diámetro basal, 2–4 μm diámetro apical ($\bar{x} = 24,9 \times 5,8 \times 3,1$), b) células capitadas, ápices globosos o romos, más delgadas en la base, cortas, pardo oscuras a negras hacia el ápice, 9–15 μm longitud, 3–4 μm diámetro basal, 4–6 μm diámetro apical ($\bar{x} = 11,3 \times 3,3 \times 4,8$); papilados, ostiolo circular. PERIDIO biestratificado, la capa externa compuesta por células poliédricas de paredes muy gruesas, carbonosas, pardo oscuras, 13–15 \times 5–8 μm , la interna formada por hasta 10 hileras de células poliédricas alargadas, de menor diámetro hacia la cavidad del ascoma, paredes delgadas hialinas, 1–2 μm diámetro, dispuestas en *textura angularis*, 35–60 μm diámetro ($\bar{x} = 48,8$). PARÁFISIS filiformes, angostándose hacia el ápice, tabicadas, no ramificadas o ramificadas una vez en la base, hialinas, 65–85 μm longitud, 2–4 μm diámetro. PERIFISOIDES cilíndricas, hialinas. ASCOS unitunicados, cilíndricos, ápice truncado, con aparato apical fluorescente en forma de anillo pequeño, Γ , 2–4–6–8–esporados, 92–123 \times 7–10 μm ($\bar{x} = 101,6 \times 8,3$). ASCOSPORAS elipsoidales, unicelulares, con surco germinativo longitudinal, lenticulares en vista lateral, pared lisa, uniseriadas, pardo claras cuando jóvenes a muy oscuras cuando maduras, 10–16 \times 5–11 μm ($\bar{x} = 12,2 \times 8,4$; n = 31).

ANAMORFO — (no visto).

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Bulnesia retama*, *Nothofagus antactica*, *N. dombeyi* y *N. pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — ARGENTINA: Chubut, Parque Prov. Lago Baggilt: camino al Lago Baggilt, sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 15. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 546 (BBB); Neuquén, Parque Nacional Nahuel Huapi: Ruta Nac. 234 desde V^a. La Angostura a S.M.A. 1Km antes del

acceso a Villa Traful, sobre corteza de *N. antarctica*, 16. V. 2007. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 564 (BBB); Parque Nacional Lanín: en el camino al Lago Hui Hui, sobre corteza de *N. dombeyi*, 17. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 579 (BBB).

COMENTARIOS — este material se ajusta a la descripción de *Coniochaeta rhopalochaeta* (Romero *et al.*, 1999), pero difiere en que posee ascos de mayor longitud y un segundo tipo de setas, de extremos agudos, no visto por Romero y sus colaboradores en el material tipo. La especie fue originalmente registrada en Argentina, en la provincia de San Juan y este sería el segundo hallazgo de la misma. Se amplía de esta manera su distribución y el conocimiento del rango de hospedantes en que habita.

El género *Coniochaeta* (Sacc.) Cooke fue introducido por Saccardo en 1882 como subgénero de *Rosellinia* De Not. para ubicar aquellas especies del género que poseían peritecios setosos, luego fue Cooke en 1887 quien lo elevó a nivel de género (Arx & Müller, 1954).

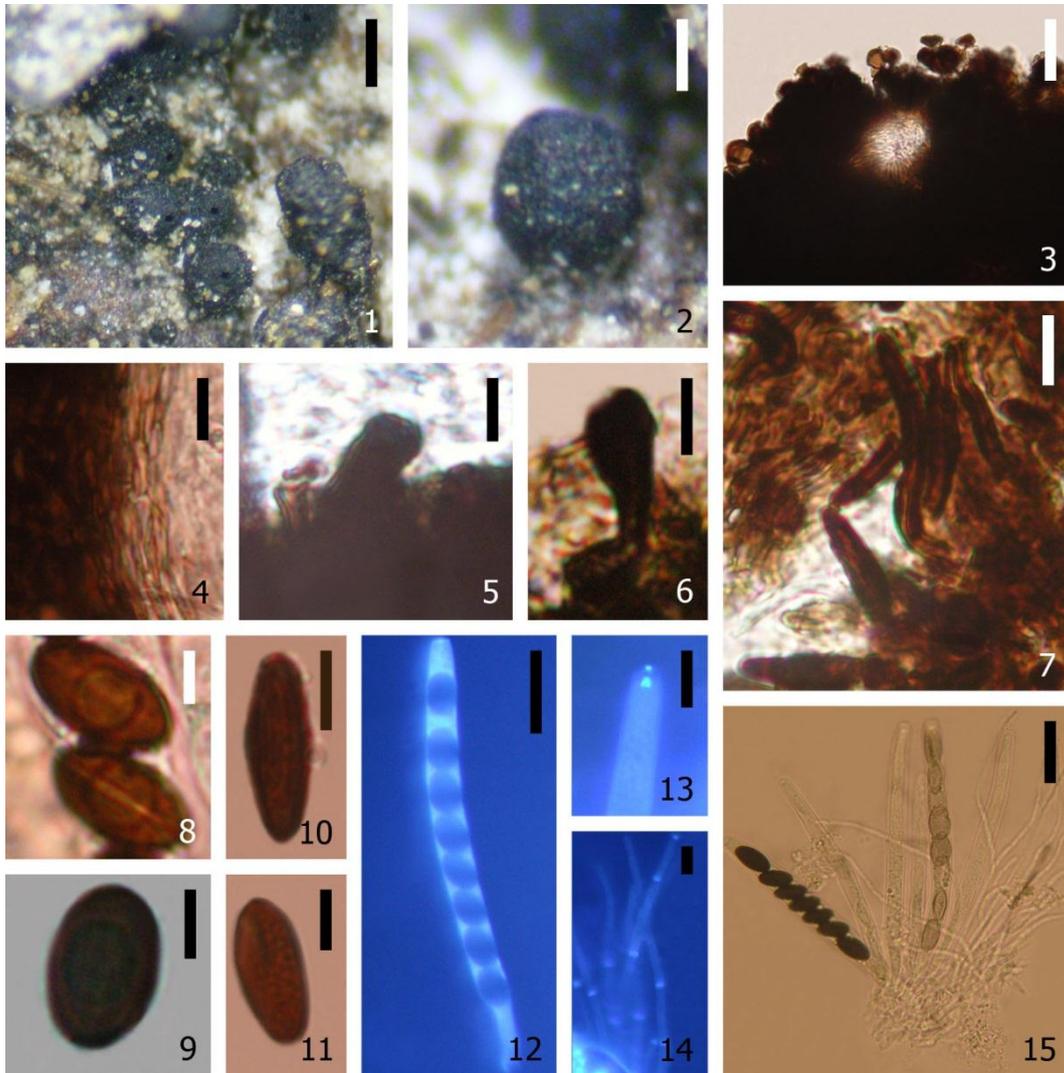
Actualmente incluye alrededor de 65 especies distribuidas en todo el mundo (Kirk *et al.*, 2008), creciendo sobre madera y corteza, madera sumergida en agua dulce, hojas, hojarasca, suelo, excremento y algunas plantas no leñosas. Algunas especies en su estadio anamórfico *Lecythophora*, han sido también registradas sobre alimentos y como patógenos de humanos (Damm *et al.*, 2010).

En Argentina se han encontrado 7 especies: *C. tetraspora* (Godeas & Marchand, 1979), *C. ligniaria* (Lorenzo, 1990), *C. extramundana*, *C. hansenii* (Lorenzo, 1992), *C. pulverulacea* (Romero, 1999), *C. rhopalochaeta*, y *C. scatigena* (Romero *et al.*, 1999). De ellas, *C. tetraspora* es la única especie aislada del suelo, *C. pulverulacea* y *C. rhopalochaeta* fueron aisladas a partir de madera y las cuatro restantes se encontraron sobre excremento animal.

La familia Coniochaetaceae fue establecida por Malloch & Cain (1971) para agrupar los géneros *Coniochaeta* y *Coniochaetidium* cuyas especies se diferencian de las de la familia Sordariaceae por la presencia de surco germinativo en las ascosporas y de las de la familia Xylariaceae por poseer anamorfo no estromático, fialídico. Esta familia fue tradicionalmente incluida en el orden Sordariales (Barr, 1990; Lee & Hanlin, 1999; Eriksson, 2005), pero basándose en datos moleculares, Huhndorf y colaboradores (2004b) decidieron separar definitivamente a la familia Coniochaetaceae creando el

orden Coniochaetales. La familia es un grupo monofilético representado por cinco géneros: *Barrina* A. W. Ramaley, *Coniochaeta*, *Coniochaetidium* Malloch & Cain, *Ephemeroascus* Emden y *Poroconiochaeta* Udagawa & Furuya (Kirk *et al.*, 2008).

LÁMINA 3



Coniochaeta rhopalochaeta: **1.** Ascoma sobre el sustrato, vista de los ostíolos. **2.** Ascoma, vista lateral. **3.** Corte del ascoma a nivel del ostiolo. **4.** Peridio. **5–6.** Células capitadas de la pared del ascoma. **7.** Setas. **8–11.** Ascosporas: **8.** Detalle del surco germinativo. **9.** Vista frontal. **10–11.** Vista lateral. **12–13.** Asco visto con microscopio de fluorescencia: **13.** Detalle del aparato apical. **14.** Paráfisis vistas con microscopio de fluorescencia. **15.** Ascus y paráfisis.

Escalas: **1** = 200 μm ; **2** = 100 μm ; **3** = 25 μm ; **12** y **15** = 20 μm ; **4** y **7** = 15 μm ; **13–14** = 10 μm ; **5–6** y **8–11** = 5 μm .

4. INCERTAE SEDIS

4. 1. **RHYNCHOMELIOLA** Speg., Anal. Soc. Cient. Argent. 18(6): 283.

1884. ESPECIE TIPO: *R. pulchella* Speg.

4.1.1. **Rhynchomeliola usteriana** (Speg.) Arx & E. Müll., Beitr. Kryptfl. Schweiz

11(2): 593. 1962.

LÁMINA 4

ASCOMAS periteciales, superficiales, pardo oscuros a negros, vientres globosos, 88–150 μm diámetro, (\bar{x} = 123,6); superficie lisa; cuellos cilíndricos, angostándose hacia el ápice, lisos, 194–950 μm longitud, 31–51 μm diámetro basal, 15–35 μm diámetro apical, formado por células cilíndricas, 2–3 μm diámetro. SUBÍCULO escaso formado por 3–4 hifas cilíndricas, pardas, entrelazadas e inmersas en el sustrato, de ca. 7 μm diámetro. PERIDIO de consistencia coriácea, muy delgado, formado por células dispuestas en *textura epidermoidea* en vista superior. PARÁFISIS cilíndricas angostándose hacia el ápice, simples, hialinas, con septo basal, 2–3 μm diámetro. ASCOS unitunicados, cilíndricos, Γ , 4–8–esporados. ASCOSPORAS fusiformes a elipsoidales, bicelulares, septo céntrico, levemente constreñido, pared delicadamente verrugosa, uniseriadas, pardo claras a pardas, 11–18 \times 5–8 μm (\bar{x} = 11,4 \times 6,4; n = 38).

ANAMORFO — se observaron clamidosporas inmersas en el sustrato, unidas en cadenas de hasta 8 células, globosas, de paredes gruesas, pardo oscuras, con una gútula central, 4–5 \times 7 μm .

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — ARGENTINA: Chubut, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 08. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti, 73 (BBB)

COMENTARIOS — se pudieron observar ascosporas maduras pero muy pocos ascos con ascosporas en su interior, por eso se estima que el material estudiado se encuentra en estado de sobremaduración. En base a las características morfológicas, coincide con la descripción de Spegazzini (1908a) salvo por el mayor tamaño de los cuellos (70–125 \times 23–30 μm) y por el mayor diámetro de las ascosporas (3,5–5,5 μm). Spegazzini describió a esta especie creciendo sobre hojas de una mirtácea no identificada

proveniente de Brasil. Se amplía el conocimiento del rango de hospedantes en que habita y su distribución.

De las nueve especies descritas en este género, la única que posee ascosporas delicadamente verrugosas de similar longitud es *Rhynchomeliola quercina* Marinc. & M.E. Barr. *Rhynchomeliola quercina* crece también sobre madera pero sus ascosporas son mucho más delgadas (2,5–3,5 μm) y poseen una ornamentación distintiva, con pequeñas verrugas ordenadas en hileras formando calles (Marincowitz & Barr, 2007).

Rhynchomeliola Speg. comparte muchas similitudes morfológicas con *Rhynchostoma* P. Karst. (Karsten, 1870), cuyas especies son descritas como lignícolas o cortícolas. De hecho, ambos géneros fueron propuestos independientemente para ubicar especies de ascomas periteciales con largos cuellos ostiolares, ascos unitunicados sin aparato apical persistentes y ascosporas bicelulares pardas (Lee *et al.*, 2003). La segregación de los dos géneros se ha sustentado en la ausencia o presencia de estroma y en el hábitat folícola o lignícola respectivamente. Estos caracteres no parecen ser suficientes desde el hallazgo de *Rhynchomeliola quercina* que combina la ausencia de estroma con hábito lignícola; así como por el registro en este trabajo de *R. usteriana*, una especie consignada como folícola, encontrada creciendo sobre madera.

Cuatro de las nueve especies del género *Rhynchomeliola* han sido originalmente descritas en Brasil: la especie tipo del género, *R. pulchella* Speg. y *R. licaniae* Bat. & J.L. Bezerra, *R. rosacearum* Bat. & Cavalc. y *R. usteriana* Speg. Sin embargo, hasta ahora el género no había sido registrado en Argentina, Chile ni Venezuela (Minter & Peredo López, 2006; Iturriaga & Minter, 2006; Minter & Silva, 2007).

Se registra el género por primera vez para nuestro país, y se amplía el conocimiento de la distribución y el rango de hospedantes en que habita la especie *R. usteriana*.

LÁMINA 4



Rhynchomeliola usteriana: 1–2. Ascomas sobre el sustrato. 3. Clamidosporas en cadena. 4. Ascospora. 5. Vista de pared verrugosa. 6. Ascosporas germinando.

Escalas: 1 = 150 μm ; 2 = 100 μm ; 3 = 10 μm ; 4–6 = 5 μm .

5. CALOSPHERIALES:

5. 1. Especie Indeterminada 1.

LÁMINA 5

ASCOMAS periteciales, con base inmersa en sustrato, negros, vientres globosos, 280 μm alto, 220–260 μm diámetro, cuellos excéntricos, cilíndricos, 200–320 μm largo, 50–60 μm diámetro basal y apical. PARÁFISIS de dos tipos: a) levemente espatuliformes, gruesas, ramificadas, tabicadas, hialinas; b) filiformes, ramificadas, tabicadas basalmente, angostándose hacia el ápice, 66–158 μm longitud, 3–5 μm diámetro basal, ca. 1 μm diámetro apical. ASCOS unitunicados, cilíndricos con ápice romo, dispuestos en fascículo, Γ , 8–esporados, 26–31 \times 4–5 μm . ASCOSPORAS unicelulares, alantoides a curvas, subhialinas, 6–9 \times 1–2 μm .

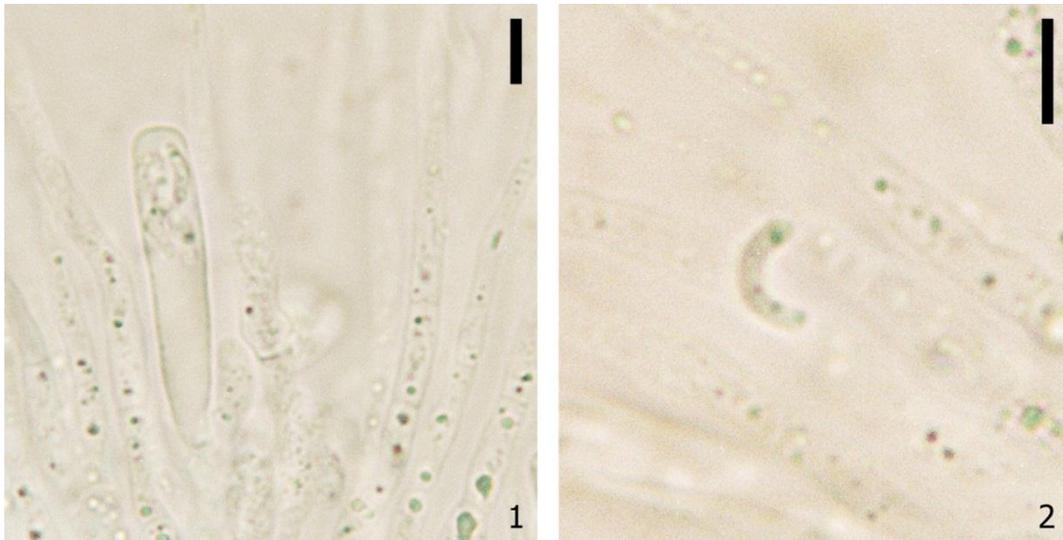
ANAMORFO — no visto.

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: *Chubut*, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre corteza de *Nothofagus pumilio*, 23. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 156 (BBB).

COMENTARIOS — La combinación de caracteres, principalmente la presencia de verdaderas paráfisis (persistentes, hialinas y de ápices libres) junto con esporas unicelulares, alantoides y sin septos, sugieren la ubicación de esta especie en el orden Calosphaeriales (*sensu* Barr, 1985).

LÁMINA 5



Especie Indeterminada 1: 1. Asco y paráfisis. **2.** Ascospora unicelular curvada.

Escalas: 1–2 = 5 µm.

IV HONGOS MITOSPÓRICOS

1. *ACAROSPORIUM* Bubák & Vleugel ex Bubák Ber. dt. bot. Ges. 29: 384. 1911. ESPECIE TIPO: *A. sympodiale* Bubák & Vleugel.

1. 1. *Acarosporium quisquiliaris* White & Whetzel ex B. Sutton, The Coelomycetes (Kew): 34. 1980. LÁMINA 1

CONIDIOMAS picnidiales, subperidérmicos, globosos a obpiriformes, pardo oscuro cuando húmedos, negro cuando secos, $180\text{--}225 \times 100\text{--}188 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 193 \times 138$); ostiolo en forma de estrella. CONIDIÓFOROS cilíndricos, subhialinos a pardo claros, $5\text{--}10 \times 3 \mu\text{m}$. HIFAS CONIDIÓGENAS cilíndricas, holotálicas, discretas, determinadas, pared lisa, subhialinas a pardo claras, $10\text{--}26 \times 3 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 14,4 \times 3$), conidiogénesis *sensu* Nag Raj, 1993. CONIDIOS cilíndricos, extremos redondeados, a veces curvos, 1-septados, septo central constreñido, dispuestos en cadenas de hasta 3 conidios, gutulados, hialinos, $11\text{--}17 \times 2\text{--}4 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 14 \times 3$; n = 34).

DISTRIBUCIÓN — Argentina y USA.

HOSPEDANTE — *Acer rubrum*, *Nothofagus antarctica* y distintas especies herbáceas indeterminadas.

MATERIAL EXAMINADO: **ARGENTINA:** *Chubut*, Parque Nacional Los Alerces: antes de llegar a Bosque Huemules, sobre corteza de *N. antarctica*, 28. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 335 (BBB).

COMENTARIOS — *Acarosporium quisquiliaris* es la única especie del género que posee conidios sin apéndices. El material aquí estudiado difiere del descrito por White y Whetzel (Sutton, 1980) en el menor tamaño de los picnidios ($400\text{--}1000 \mu\text{m}$ diámetro) y el menor número de conidios por cadena (16–20).

Esta especie ha sido hallada sobre yemas, hojas y pecíolos de plantas herbáceas indeterminadas y sobre brotes de arce. El espécimen de la Patagonia se encontró creciendo sobre ramas descortezadas de *Nothofagus antarctica*.

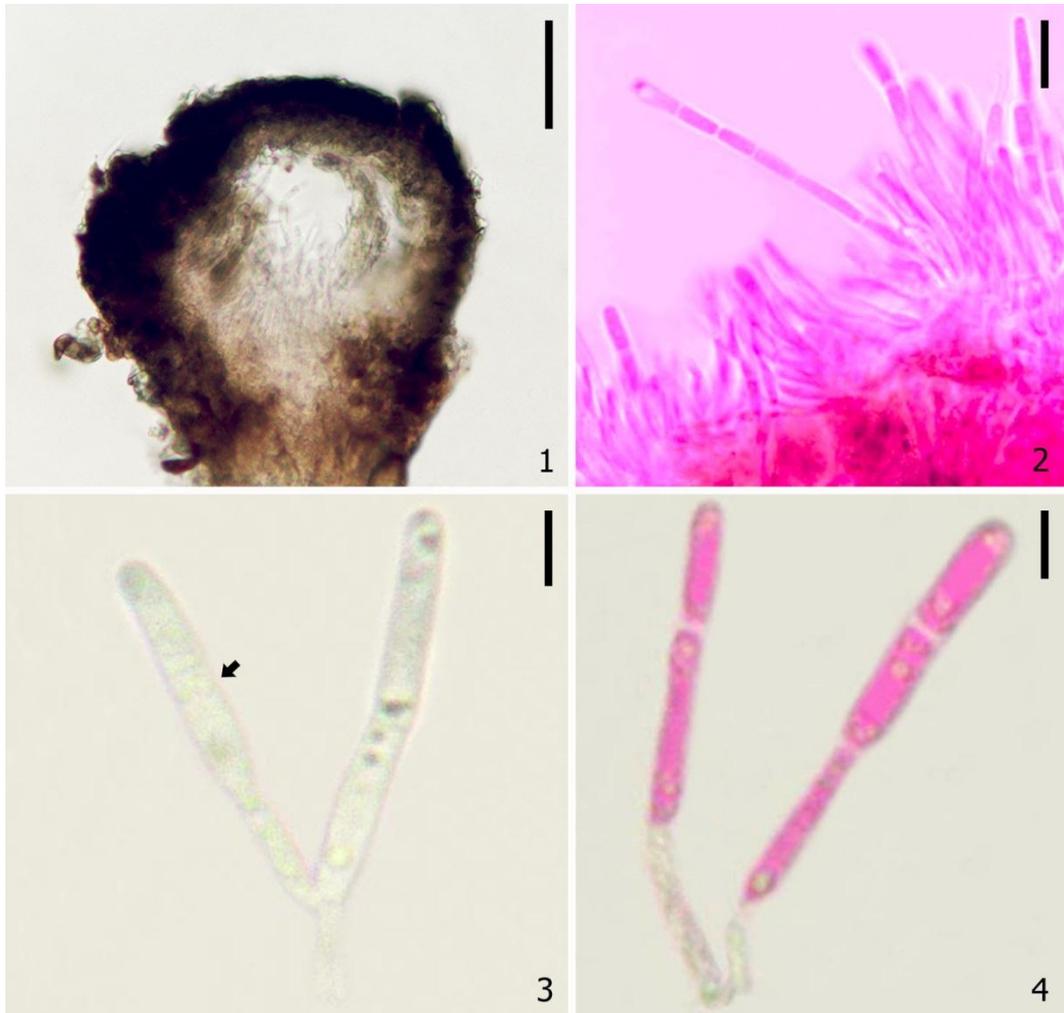
El género *Acarosporium* cuenta en la actualidad con 4 especies (Kirk *et al.*, 2008), todas descritas para el hemisferio Norte. La especie tipo, *A. sympodiale* Bubák

& Vleugel, fue registrada en Alemania, Bielorusia, Canadá, Italia y Suecia, *A. americanum* Nag Raj y *A. quisquiliaris* sólo en Estados Unidos, todas ellas folícolas, crecen sobre brotes, hojas en descomposición y pecíolos. La restante, liquenícola: *A. lichenicola* Ihlen & Tønnsberg, fue registrada en Noruega.

La conidiogénesis en *Acarosporium* es poco común entre los celomicetes, ya que se caracteriza por la producción de cadenas conidiales ramificadas. El ápice productor de pared “wall-building apex” produce una hifa conidiógena ramificada, la ontogenia conidial está integrada en esa hifa donde finalmente se delimitan los conidios en forma regresiva mediante la formación de los septos. Luego sigue la maduración gradual de los conidios por lo que la hifa conidiógena inicial se convierte en una cadena de conidios que permanecen unidos hasta la secesión. Como no existe el crecimiento y regeneración de la hifa conidiógena la repetición de la conidiogénesis retrogresiva resulta en nuevas ramificaciones de cadenas conidiales (Nag Raj, 1993).

Hasta ahora no existen registros de especies de este género en los catálogos fúngicos de Brasil (Minter & Silva, 2007), Chile (Minter & Peredo López, 2006) y Venezuela (Iturriaga & Minter, 2006), y tampoco entre las especies citadas por Spegazzini para Sudamérica (Farr, 1973). Este es el primer registro del género en Argentina y Sudamérica, y se amplía el conocimiento de la distribución y el rango de hospedantes en que habita la especie *A. quisquiliaris*.

LÁMINA 1



Acarosporium quisquilaris: **1.** Corte longitudinal del conidioma. **2.** Cadena de 3 conidios. **3–4.** Conidios. **3.** La flecha señala el conidio constreñido a nivel del septo. **4.** Conidios teñidos con floxina.

Escalas: **1** = 50 μm ; **2** = 10 μm ; **3–4** = 5 μm .

2. *AVETTAEA* Petr. & Syd. Beih. Reprim. nov. Spec. Regni veg. 42: 299.

1927. ESPECIE TIPO: *A. philippinensis* Petr. & Sydow.

2. 1. *Avettaea* aff. *salvadorae*

LÁMINA 2 Y 3

CONIDIOMA picnidial esferoide (*sensu* Barr, 1987), subperidérmico, pardo oscuro a negro, 158 μm diámetro, 132–138 μm alto (\bar{x} = 134,9). PERIDIO de *textura epidermoidea*, ca 20 μm espesor. CONIDIÓFOROS ausentes o representados por una simple célula basal cilíndrica a cuadrangular, subhialina, ca. 5 μm alto. CÉLULAS CONIDIÓGENAS ampuliformes, enteroblásticas, anelídicas, collarete pequeño, discretas o integradas, indeterminadas, percurrentes, lisas, hialinas, 9–15 \times 2–5 μm (\bar{x} = 10,9 \times 2,9). CONIDIOS globosos a levemente obovoides, con vaina mucilaginosa gruesa cuando jóvenes que se va volviendo más delgada a medida que el conidio crece, pared lisa, hialinos, 9–16 \times 7–12 μm (\bar{x} = 12,6 \times 9,8; n = 20).

DISTRIBUCIÓN — Argentina

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio*

MATERIAL EXAMINADO — ARGENTINA, Chubut, Parque Nac. Los Alerces: Camino a Lago Baggilt por Ruta Nac. 259 después de Trevelin, desvío a la izquierda de 12 Km, sobre ramas de *Nothofagus pumilio*, 15. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 545 (BBB).

COMENTARIOS — durante el estudio se observó que la vaina de los conidios no se tiñe con floxina 1%. Se realizaron aislamientos mediante distintas técnicas de cultivo (siembra directa de conidios, siembra directa de conidiomas y a través de diluciones de conidios en agua estéril), se utilizaron diferentes medios (AN, ANG, APG, DYM, YGC) y mediante la aplicación de métodos de inducción de la germinación de conidios (incubación a temperatura y luz ambiente o a 25°C, aplicación de luz UV) pero no se pudo lograr la germinación. En este material los conidios son siempre hialinos, sin embargo las tres especies descriptas en este género tienen conidios pigmentados en la madurez.

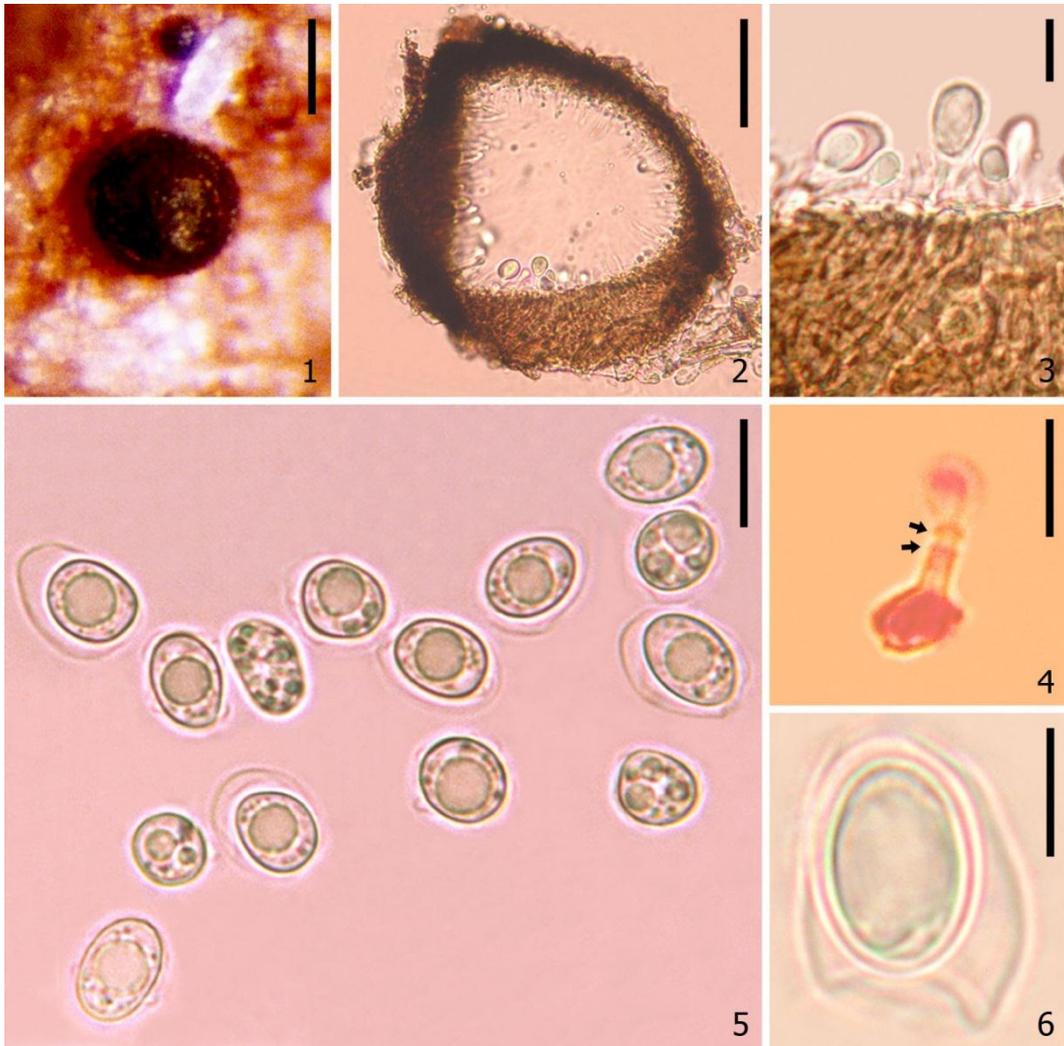
El género *Avettaea* fue originalmente introducido por Petrak y Sydow (1927) con una sola especie *A. philippinensis* Petr. & Syd. que coloniza hojas vivas y muertas de diferentes especies de *Myscanthus* en Filipinas. Sivanesan y Sutton (1985) describieron una segunda especie, *A. alcornii* Sivan. & B. Sutton, sobre hojas de

Xanthorrhoea en Australia. Finalmente Abbas y Sutton (1988) renombraron la especie *Haplosporella salvadorae* Petrak, descrita sobre ramitas de *Salvadora oleoides* en Pakistán, como *A. salvadorae* (Petr.) Abbas & B. Sutton, porque consideraron que no cuadraba con los caracteres distintivos del género *Haplosporella* (conidioma estromático multilocular y conidios verrugosos, reticulados angularmente). Las tres especies tienen conidios pardos, inicialmente envueltos por vainas mucilaginosas. En la especie tipo las vainas no persisten hasta la madurez de los conidios y en cambio en *A. alcornii* y *A. salvadorae* persisten como una cubierta membranosa delgada con distintos grados de espesor. *Avettaea salvadorae* se distingue de las otras dos especies por poseer paráfisis cilíndricas, levemente ensanchadas en el ápice y hialinas.

El material estudiado no pudo asignarse de forma concluyente a ninguna de las especies del género. La ausencia de conidios pardos en el material encontrado sobre *Nothofagus pumilio* podría deberse a que el mismo no se encuentra maduro. Sin embargo, el tamaño de los conidios es similar al de los de *Avettaea salvadorae* (8–21,5 × 9–17,5), especie que posee los conidios de mayor tamaño en el género. Si ignoramos la pigmentación de los conidios y comparamos estas dos especies, el material de la Patagonia difiere de *A. salvadorae* porque esta última posee conidiomas de mayor tamaño (195–910 × 156–325) y paráfisis. Será necesario examinar material adicional para determinar el grado de madurez de los conidios y poder realizar la diagnosis definitiva.

El género *Avettaea* fue mencionado por primera vez para Sudamérica por Bianchinotti (1993) quien registró la especie *Avettaea salvadorae* (Petrak) Kaiser Abbas & Sutton creciendo sobre corteza de *Geoffroea decorticans*. No se ha encontrado ninguna especie del género en Brasil, Chile y Venezuela (Farr, 1973; Iturriaga & Minter, 2006; Minter & Peredo López, 2006; Minter & Silva, 2007).

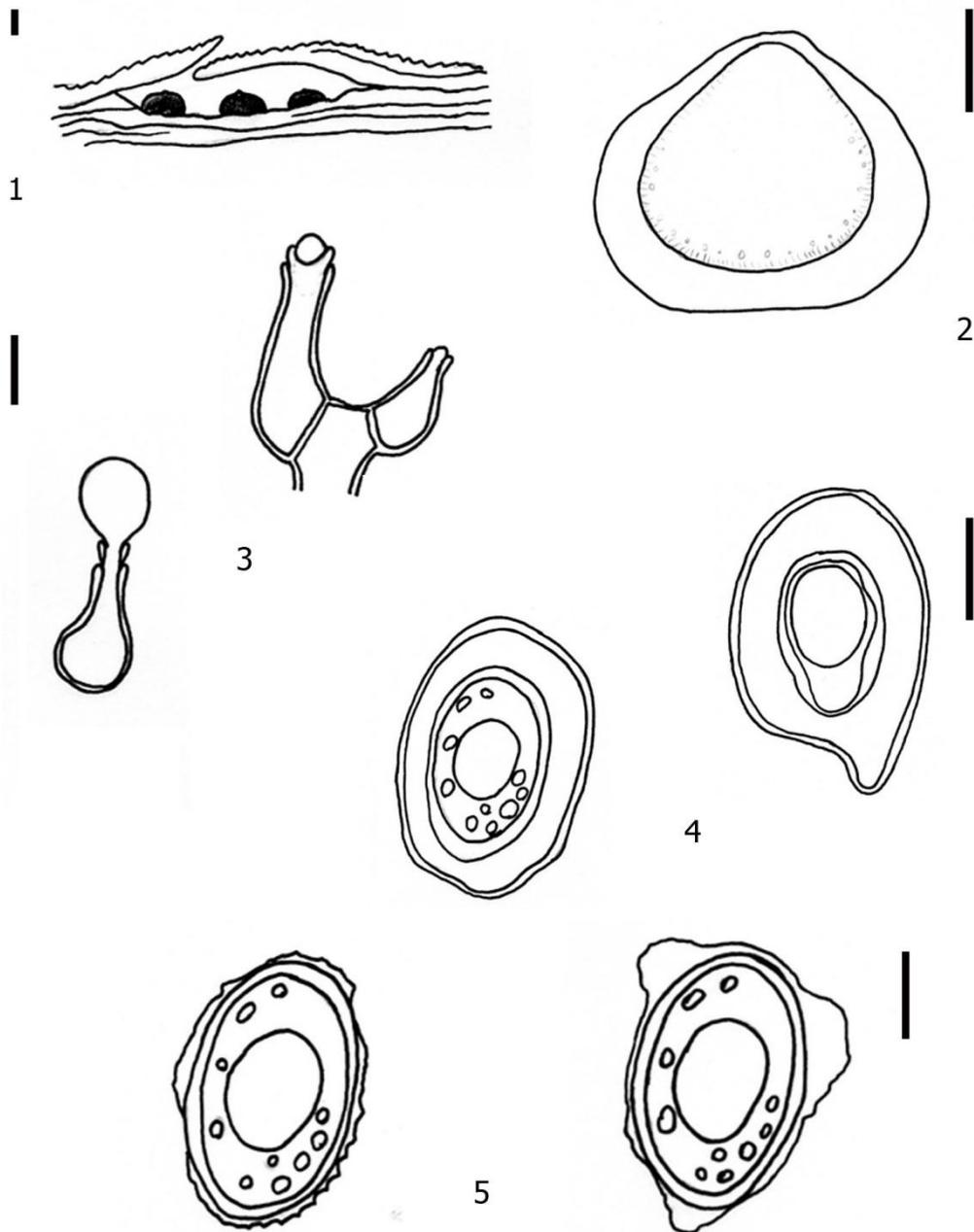
LÁMINA 2



Avettaea aff. *salvadorae*: **1.** Conidioma sobre el sustrato. **2.** Corte longitudinal del conidioma. **3.** Vista detallada de los conidios unidos al peridio por las células conidiógenas. **4.** Célula conidiógena anelídica con dos anillos (flechas). **5.** Conidios. **6.** Conidio, vista en detalle de la vaina mucilaginosa.

Escalas: **1** = 100 μm ; **2** = 50 μm ; **3-5** = 10 μm ; **6** = 5 μm .

LÁMINA 3



Avettaea aff. *salvadorae*: 1. Aspecto general de conidiomas en el sustrato. 2. Corte longitudinal de un conidioma. 3. Células conidiógenas. 4. Conidios inmaduros. 5. Conidios con vaina retraída.

Escalas: 1 = 120 μ m; 2 = 50 μ m; 3–5 = 5 μ m.

3. BACTRODESMIUM Cooke, Grevillea 12 (no. 61): 35. 1883. ESPECIE
TIPO: *B. abruptum* (Berk. & Broome) E.W. Mason & S. Hughes, en
Hughes, Can. J. Bot. 36: 738. 1958.

3. 1. *Bactrodesmium atrum* M.B. Ellis, Mycol. Pap. 72: 9. 1959. LÁMINA 4

ESPORODOQUIOS dispersos, puntiformes o irregulares, negro brillante. MICELIO inmerso, ramificado, pardo claro a hialino, formado por células cilíndricas, rectas o sinuosas, de paredes delgadas, lisas, $6-21 \times 4-5 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 13,9 \times 4,8$). CONIDIÓFOROS cilíndricos, rectos o sinuosos, no ramificados, pardo claro, $7-10 \times 2 \mu\text{m}$. CÉLULAS CONIDIÓGENAS cilíndricas, ensanchándose hacia el ápice, holoblásticas, integradas, determinadas, terminales o intercalares, lisas, subhialinas, $3-7 \times 6 \mu\text{m}$. CONIDIOS obovoides, solitarios, terminales, con 2–6 septos transversales, pared lisa, a veces rugosa, negro a pardo claro o subhialino en la zona de unión con la célula conidiógena, $32-67 \times 20-38 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 46,4 \times 27,3$; $n = 29$).

DISTRIBUCIÓN — Argentina, China, España, Holanda, Inglaterra, Nueva Zelanda

HOSPEDANTE — *Betula* sp., *Fagus sylvatica*, *Nothofagus obliqua*, *Phragmites australis*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**, Neuquén, Parque Nacional Lanín: sendero de ascenso a Cascada Chachín, sobre corteza de *Nothofagus obliqua*, 17. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 591 (BBB)

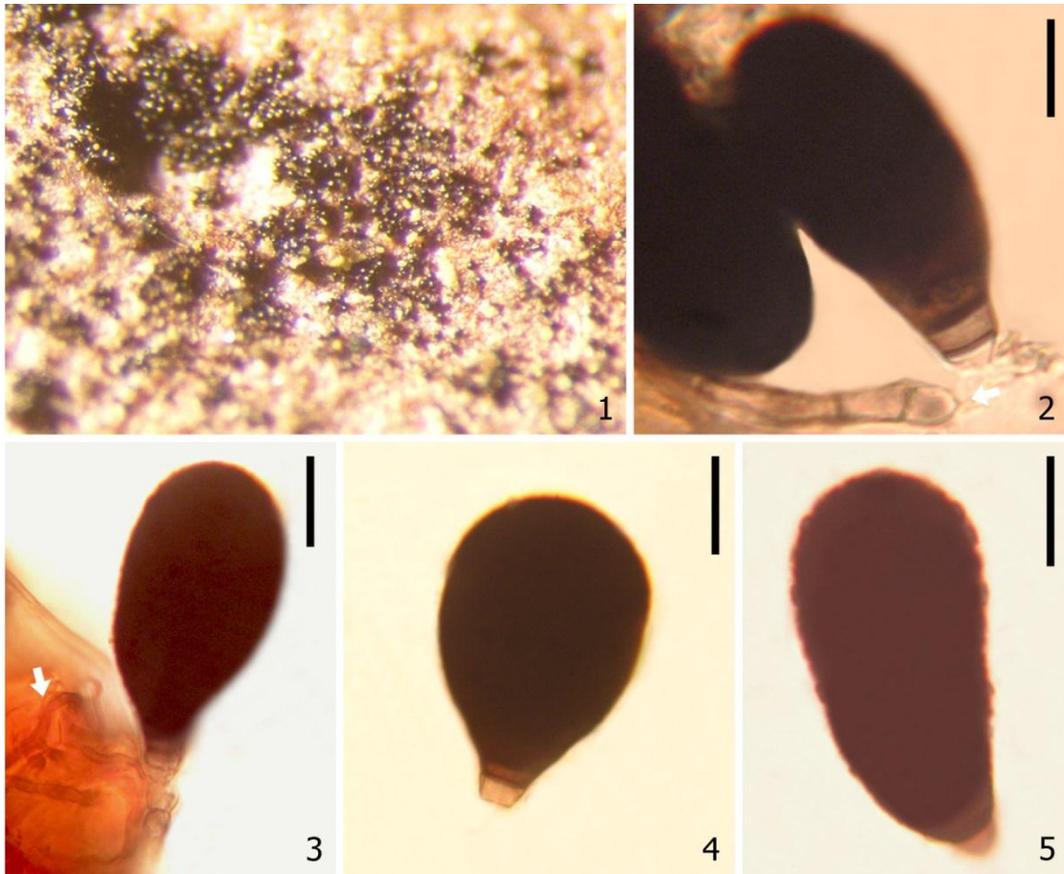
COMENTARIOS — Ellis (1959) describió esta especie en Inglaterra creciendo sobre *Fagus sylvatica* y *Betula* sp., en esas colecciones los esporodoquios tienen forma definida y las hifas son más delgadas ($1-4 \mu\text{m}$) que en el material hallado sobre *N. obliqua*, en el resto de los caracteres morfológicos los materiales coinciden plenamente. Se intentaron realizar aislamientos aplicando diferentes técnicas de siembra (dilución de masas conidiales; técnica de Goh, 1999), utilizando distintos medios de cultivo (AH, AN, ANG, APG) y aplicando diferentes métodos de inducción de la germinación (incubación a temperatura ambiente, a 18°C , aplicación de luz UV y de presión de vapor), pero no se observó crecimiento.

El género *Bactrodesmium* fue propuesto por Cooke (1883) para incluir especies de hifomicetes con conidios claviformes multiseptados transversalmente pero no

dictioseptados. Sus especies son saprótrofas sobre madera en descomposición o corteza. Actualmente cuenta con 30 especies (Kirk *et al.*, 2008), aparentemente relacionadas genéticamente con los Dothideomycetes (Funk & Shoemaker, 1983). Sin embargo, en Checoslovaquia recientemente se describió una nueva especie para el género: *B. gabretae* Koukol & Kolarová relacionada genéticamente con Helotiales (Koukol & Kolarova, 2010). Esto demuestra que evidentemente todavía hacen falta estudios moleculares que ayuden a dilucidar la filogenia del género *Bactrodesmium*.

En Sudamérica se registraron cuatro especies: *B. aspidospermatis* Bat., Peres & R. Garnier en Brasil sobre *Aspidosperma* sp. (Batista *et al.*, 1965), *B. microleucurum* (Speg.) M.E. Ellis en Chile sobre *Chusquea cumingi* (Spegazzini, 1921a), *B. peruvianum* B. Sutton sobre hojas muertas de *Eucalyptus* spp. en Perú y *B. traversianum* (Peyronel) M.E. Ellis en Argentina sobre hojarasca de *N. dombeyi* (Gamundí *et al.*, 1979). Esta última difiere de *B. atrum* en la longitud de los conidióforos (19,2–29,2 μm) y en el formato y menor tamaño de los conidios (22,6–35,5 \times 12–16,8 μm). Este es el primer registro de la especie *B. atrum* en Argentina.

LÁMINA 4



Bactrodesmium atrum: **1.** Colonia sobre el sustrato. **2.** Conidio desprendido de la célula conidiógena (flecha) y conidióforo. **3.** Conidio unido a la célula conidiógena, nótese el micelio inmerso en el sustrato (flecha). **4.** Conidio de pared lisa. **5.** Conidio de pared rugosa.

Escalas: 2–5 = 15 μ m.

4. *DICTYOSPORIUM* Corda, Weitenweber's Beitrage zur Nat.: 87. 1836.

ESPECIE TIPO: *D. elegans* Corda.

4. 1. *Dictyosporium* sp. nov.

LÁMINA 5 Y 6

ESPORODOQUIOS dispersos, puntiformes a ovoides, pardo brillantes, $280\text{--}400 \times 260\text{--}340$ μm ($\bar{x} = 355 \times 280$). MICELIO inmerso, ramificado, pardo claro, formado por células cilíndricas, rectas o sinuosas, de paredes delgadas, lisas, $13\text{--}17 \times 3\text{--}4$ μm ($\bar{x} = 14,8 \times 3,8$). CONIDIÓFOROS ausentes. CÉLULAS CONIDIÓGENAS doliformes, holoblásticas, discretas, pardo claras. CONIDIOS solitarios o en cadenas de hasta 3, quiroides, oblongos, irregulares, rectos, curvos o sinuosos, lisos, pardo oscuros; $33\text{--}82 \times 15\text{--}40$ μm ($\bar{x} = 54,6 \times 24,2$; $n = 104$), formados por 6–11 hileras de células cuadrangulares a globosas, $5\text{--}6 \times 3\text{--}6$ μm , cada hilera termina en una célula incurvada en forma de gancho, hialina, ca. 4 μm longitud.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus dombeyi*, *N. pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: *Chubut*, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre tocones de *Nothofagus pumilio*, 23. X. 2006, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 155 (BBB); Parque Prov. Lago Baggilt: Camino a Lago Baggilt por Ruta Nac. 259 después de Trevelin, desvío a la izquierda de 12 Km, sobre ramas de *N. pumilio*, 15. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 541 (BBB); *Río Negro*, Parque Nac. Nahuel Huapi: Isla de Puerto Blest, camino a Puerto Alegre, $41^{\circ}01,722'S - 71^{\circ}48,634'O$, 753 msnm, sobre corteza de *N. dombeyi*, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 759 (BBB).

COMENTARIOS — teniendo en cuenta la última clave realizada para las especies del género *Dictyosporium* (Crous *et. al.*, 2009), este material no concuerda con ninguna especie descrita hasta ahora. Solamente tres especies poseen conidios no aplanados y sin apéndices, con longitud superior a 75 μm , pero en éstas, los conidios tienen hasta 7 ramas y menor diámetro que los del material aquí descrito, *D. cocophilum* Bat. (19–22 μm), *D. giganticum* Goh & K.D. Hyde (25–32 μm) y *D. heptasporum* (Garov.) Damon (20–30 μm).

Dictyosporium se caracteriza por formar esporodoquios compactos, con conidióforos ausentes o pequeños y similares a las hifas miceliales, células conidiógenas doliformes o subesféricas y conidios holoblásticos, solitarios, quiroides o digitados,

pardos, con brazos de células que no se separan (Cai *et al.*, 2003b). En la actualidad el género cuenta con 33 especies, 5 de ellas descritas durante los dos últimos años (Crous *et al.*, 2009; Hu *et al.*, 2010; Kirk *et al.*, 2008; McKenzie, 2010; Wongsawas *et al.*, 2009). Las especies se distinguen por el color, tamaño y forma de los conidios, el número de brazos conidiales, y la presencia o ausencia de apéndices (Tsui *et al.*, 2006a); son cosmopolitas y crecen sobre restos vegetales caídos, suelo, madera y madera sumergida en agua dulce (Arambarri *et al.*, 2001; Cai *et al.*, 2003a, b; Goh *et al.*, 1999; Tsui *et al.*, *op. cit.*; entre otros).

Además de *Dictyosporium*, se han descrito unos 10 géneros con conidios quiroides (Sutton *et al.* 1996; Mercado Sierra *et al.* 2003), algunos de los cuales forman colonias efusas y otros esporodoquios bien definidos. Dentro del grupo de los que forman esporodoquios, además de *Dictyosporium* se encuentran *Cheiromyces* Berk y *Digitodesmium* P.M. Kirk. *Dictyosporium* posee conidios de pared lisa con brazos estrechamente unidos hasta la madurez, a diferencia de *Digitodesmium* cuyos brazos conidiales se separan en la porción apical. *Cheiromyces* se distingue por ser el único de los tres que posee conidios distoseptados. Los que no producen esporodoquios en el sustrato natural son los géneros *Cheiromoniliophora* Tzean & J.L. Chen, *Kamatia* V.G. Rao & Subhedar y *Pseudodictyosporium* Matsuch., los cuales a su vez se diferencian de *Dictyosporium* por poseer conidióforos bien desarrollados e irregularmente ramificados (Kirk, 1981; Sutton *et al.*, 1996; Cai *et al.*, 2002; Tsui *et al.*, 2006a).

Tsui y sus colaboradores (2006a) realizaron el primer estudio molecular del género *Dictyosporium* para develar su relación filogenética y afinidad con los géneros *Cheiromoniliophora*, *Digitodesmium*, *Kamatia* y *Pseudodictyosporium*. Concluyeron que todos forman un clado monofilético dentro de la familia Massarinaceae (Pleosporales) y que su separación sólo se sustenta por diferencias morfológicas. Recientemente Cai *et al.* (2008) describieron el nuevo género monoespecífico *Cheirosporium* L. Cai & K.D. Hyde y lo compararon molecularmente con algunos géneros de conidios digitados: *Aquaticheirospora* Kodsueb & W.H. Ho, *Dictyosporium*, *Digitodesmium*, *Digitomyces*, *Cheiromoniliophora* y *Pseudodictyosporium*, concluyendo que *Aquaticheirospora* Kodsueb & W.H. Ho no tiene suficiente distancia filogenética con *Dictyosporium* como para retenerse al primero como un género distinto. También corroboraron la posición taxonómica de *Dictyosporium* en el orden Pleosporales junto con *Cheirosporium* y afirmaron que aún no es posible resolver por

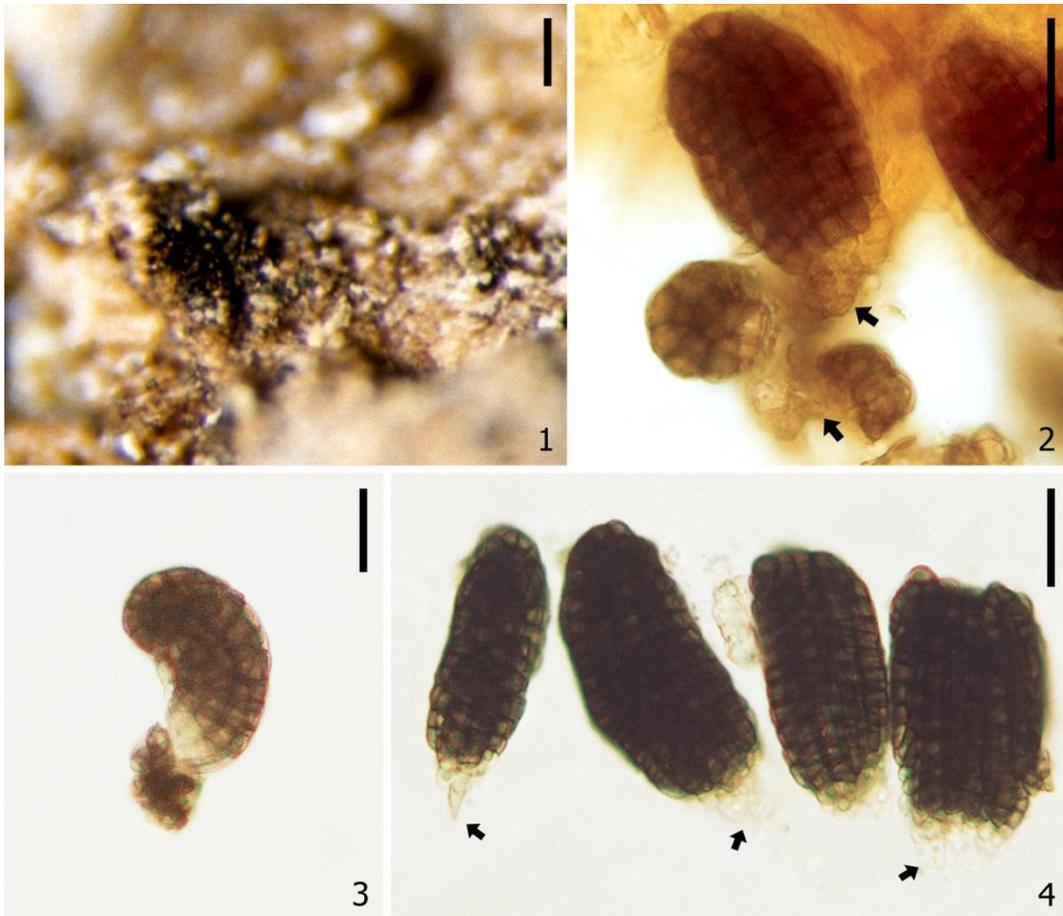
completo los límites de estos géneros anamórficos de conidios digitados por lo que la taxonomía de los mismos necesita mayor estudio. Por otro lado Crous *et al.* (2009) también confirmaron la ubicación del género *Dictyosporium* en el orden Pleosporales.

En Argentina el género *Dictyosporium* fue registrado por primera vez por Spegazzini en 1908 con la especie *D. yerbae* Speg. (Speazzini, 1908b), sobre madera en descomposición de *Ilex paraguensis*. Arambarri *et al.* (2001) describieron la especie *D. triramosum* Arambarri, Cabello & Cazau, para acomodar una especie previamente registrada como *D. elegans* Corda creciendo sobre tallos herbáceos en descomposición provenientes de Río Santiago, Provincia de Buenos Aires (Arambarri *et al.* 1987). Simultáneamente Catania (2001) citó a *D. elegans* sobre *Podocarpus parlatorei* en el Parque Biológico Sierra de San Javier de la provincia de Tucumán. La especie registrada por Catania posee conidios mucho menores que *D. elegans* (Ellis, 1971) que tampoco coinciden con la descripción y dimensiones de los conidios de *D. triramosum*, por lo que podría también representar una nueva especie de Argentina.

En el resto de Sudamérica se encuentra citado para Brasil con tres especies, *D. hymenaeorum* Bat. & J.L. Bezerra, *D. minus* (Sacc.) Damon y *D. zeylanicum* Petch, las dos primeras sobre hojas de diferentes plantas y sobre especies del género *Peltaster* y la tercera sobre hojas de *Caesalpineia echinata* (Grandi & Silva, 2006; Minter & Silva, 2007). En Chile se registró la especie *D. pelagicum* (Linder) G.C. Hughes ex E.B.G. Jones sobre madera de una planta indeterminada.

Se realizaron aislamientos para su caracterización fisiológica, ecológica y molecular. Se aplicaron diferentes técnicas de siembra (dilución previa de conidios, siembra directa de conidios o mediante la técnica de Goh, 1999), se usaron distintos medios de cultivo (AH, AN, ANG, AEM, APG, DMY, OM, YGC) y se probaron métodos de inducción de la germinación (incubación a temperatura ambiente o a 25°C, aplicación de luz UV y de tensión de vapor), pero no se obtuvieron resultados positivos.

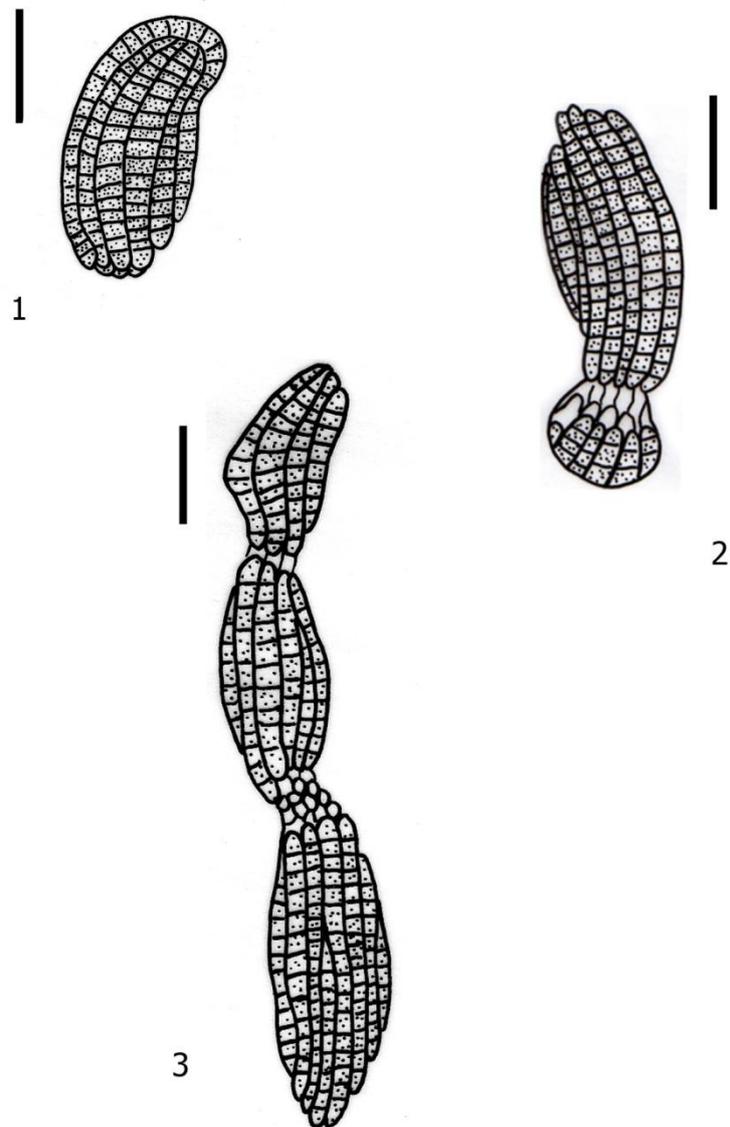
LÁMINA 5



Dictyosporium sp. nov.: 1. Esporodoquio sobre el sustrato. 2. Células conidiógenas (flechas). 3. Conidio curvo. 4. Conidios de diferentes formas, nótese las células en forma de gancho en el extremo inferior de los mismos (flechas).

Escalas: 1 = 200 μ m; 2-4 = 20 μ m.

LÁMINA 6



Dictyosporium sp. nov.: 1. Conidio. 2. Conidio gemando. 3. Cadena conidial.

Escalas: 1-3 = 20 μ m.

5. DOTHIORINA Höhn, Sber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturw. Kl., Abt. 1 **120**: 464 [86 repr.]. 1911. ESPECIE TIPO: *D. tulasnei* (Sacc.) Höhn.

5. 1. Dothiorina tulasnei (Sacc.) Höhn., Sitzungsber. K. Akad. Wiss., Math.-Naturwiss. Kl., Abt. 1, 120: 464. 1911. LÁMINA 7

CONIDIOMAS estromáticos, superficiales a errumpentes a través de la corteza, subesféricos a moriformes, pluriloculares, verdosos a pardos, de consistencia gelatinosa cuando húmedos, volviéndose negros, de consistencia carbonosa cuando secos, 0,26–7 × 0,2–2,5 mm ($\bar{x} = 1,98 \times 0,87$); lóculos ovoides a irregulares, ubicados en diferentes niveles, separados por células dispuestas en *textura oblita*, pequeñas, hialinas a pardo claro en agua, tornándose verde oscuro en OHK, de hasta 2 µm diámetro. CONIDIÓFOROS cubriendo el interior de los lóculos, cilíndricos, ramificados, hialinos a subhialinos, 5–31 × 1–3 µm ($\bar{x} = 10,6 \times 1,6$). CÉLULAS CONIDIÓGENAS enteroblásticas, fialídicas, integradas, determinadas, lisas, hialinas; cuellos largos cilíndricos, 5–20 × 1–3 µm ($\bar{x} = 12,3 \times 1,4$); vientres cilíndricos a levemente ampuliformes, 5–21,5 × 1–2 µm ($\bar{x} = 12,5 \times 1,4$). CONIDIOS en cadena, unicelulares, alantoides, lisos, hialinos, 2–5 × 1 µm ($\bar{x} = 3,8 \times 1 \mu\text{m}$; n = 46), producidos por conidiogénesis de tipo “ring wall building”, formando cadenas basípetas de hasta 5 conidios dentro de los cuellos fialídicos.

DISTRIBUCIÓN — Argentina, Austria, USA, Venezuela.

HOSPEDANTE — *Alder* sp., y *Pyrus communis* y *Nothofagus pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: Chubut, Parque Nac. Los Alerces: Huemules, 42°50'474"S – 71°27'878"O, 1137 msnm, sobre ramas caídas de *N. pumilio*, 20. XI. 2003, leg. M. Rajchenberg, 12131 (BBB); Neuquén, Parque Nac. Nahuél Huapi: Ruta Nac. 234 desde V^a. La Angostura a S.M.A. 1 Km antes del acceso a Villa Traful, sobre tocones de *N. pumilio*, 16. V. 2007. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 569 (BBB). **AUSTRIA**: Sonntagsberg, “Auf *Pirus communis* Holz, *Dothiorina tulasnei* (Sacc.) v. Höhn.”, Dic. 1910, leg. P. Strasser, 3329 (FH 79620), isotipo. **U.S.A.**: Connecticut, West Haven, estado conidial sobre aliso, *Chlorosplenium aeruginosum*, leg. R. Thaxter, 194 (FH 79619).

COMENTARIOS — la conidiogénesis y el tamaño y forma de los conidios del material encontrado sobre *N. pumilio* son similares a los observados en ejemplares del Hemisferio Norte, de los cuales difiere en algunas características macro y microscópicas (Tabla 1). En todos los materiales examinados, los cuellos de las células conidiógenas

se observaron mejor cuando se utilizó agua como medio de montaje que cuando se usó hidróxido de potasio.

Tabla 1: Comparación de los caracteres morfológicos en las colecciones examinadas de *Dothiorina tulasnei*.

DIMENSIONES	FH 79619	FH 796120	BBB MR 12131–MVB 569
Conidiomas (mm)	0,4–1,2 × 0,3–1	0,26–1,7 × 0,2–0,9	1–7 × 0,5–2,5
Lóculos (µm)	30–100 × 20–62,5	37,5–112,5 × 25–62,5	61–207,5 × 20–125
Conidióforos (µm)	5–14,5 × 1–2	5–8,5 × 1–2	6–31 × 1,5–3
Células conidiógenas			
Cuellos (µm)	5–15,5 × 1–2	8–14,5 × 1–2	8–20 × 2–3
Vientres (µm)	5–13,5 × 1–2	5–13,5 × 1–2	8–21,5 × 1–2
Conidios (µm)	2–5 × 1	3–5 × 1	3–5 × 1

Dothiorina tulasnei ha sido considerada repetidamente el estadio anamórfico de *Chlorociboria aeruginascens* (Nyl.) Kanouse ex C.S. Ramamurhti *et al.* (Dixon, 1975; Gamundí *et al.*, 2004; Nag Raj, 1977; Sutton, 1980). La relación se basó en la proximidad de apotecios y conidiomas en el sustrato natural, pero nunca pudo ser confirmada mediante cultivos o molecularmente. Saccardo (1884) dudaba sobre la existencia de una conexión entre ambos hongos pero fue cuestionado por Höhnelt (1911) quien declaró que Brefeld, en 1891, había obtenido conidios cilíndricos en sus cultivos a partir de ascosporas de *Chlorosplenium aeruginosum* (J. Koenig) De Not. Dixon (1975) desacreditó los resultados de Brefeld (1891) por la falta de técnicas de cultivos puros y condiciones de esterilidad en el siglo XIX, y también por la pobre calidad de sus ilustraciones. Berthet (1964) también describió un estado conidial obtenido de ascosporas de una especie indeterminada de *Chlorociboria*, pero mencionó e ilustró fiálides sin collaretes y originándose en verticilos, lo que difiere mucho de la conidiogénesis descrita en *Dothiorina*. Johnston & Park (2005) no mencionaron ninguna conexión con un estadio imperfecto en su monografía de *Chlorociboria*.

Sánchez & Bianchinotti (2007) reexaminaron todas las especies descritas en el género, aceptando solo a *D. tulasnei* como especie válida. Concluyeron que el estado conidial obtenido por Berthet no representa una especie de *Dothiorina*.

La falta de una descripción detallada de la conidiogénesis del género *Dothiorina* ha generado controversias sobre el proceso. Höhnel (1911) describió brevemente: conidióforos simples o ramificados, filiformes, cubriendo el interior de los lóculos. Dixon (1975: 205, fig. 27) ilustró las células conidiógenas como fiálides con forma cilíndrica a ampuliforme portando cadenas de tres a cuatro conidios en cuellos largos, pero no describió el proceso. Nag Raj (1977) describió e ilustró células conidiógenas blásticas, fialídicas, con largos cuellos, pero con conidios solitarios. Riedl (1977) mencionó largas fiálides y conidios encadenados pero no proporcionó ilustraciones. Sutton (1980) por otra parte, describió fiálides con canales y collaretes diminutos y enfatizó la descripción de Berthet (1964) señalando la necesidad de confirmar las observaciones de Dixon por considerar extraña la conidiogénesis de tipo *Chalara* entre los coelomicetes. Las diferencias entre las descripciones de la conidiogénesis de Berthet (*op. cit.*) y de Sánchez & Bianchinotti (2007) sugieren que no existen evidencias que sustenten la relación entre los géneros *Dothiorina* y *Chlorociboria*.

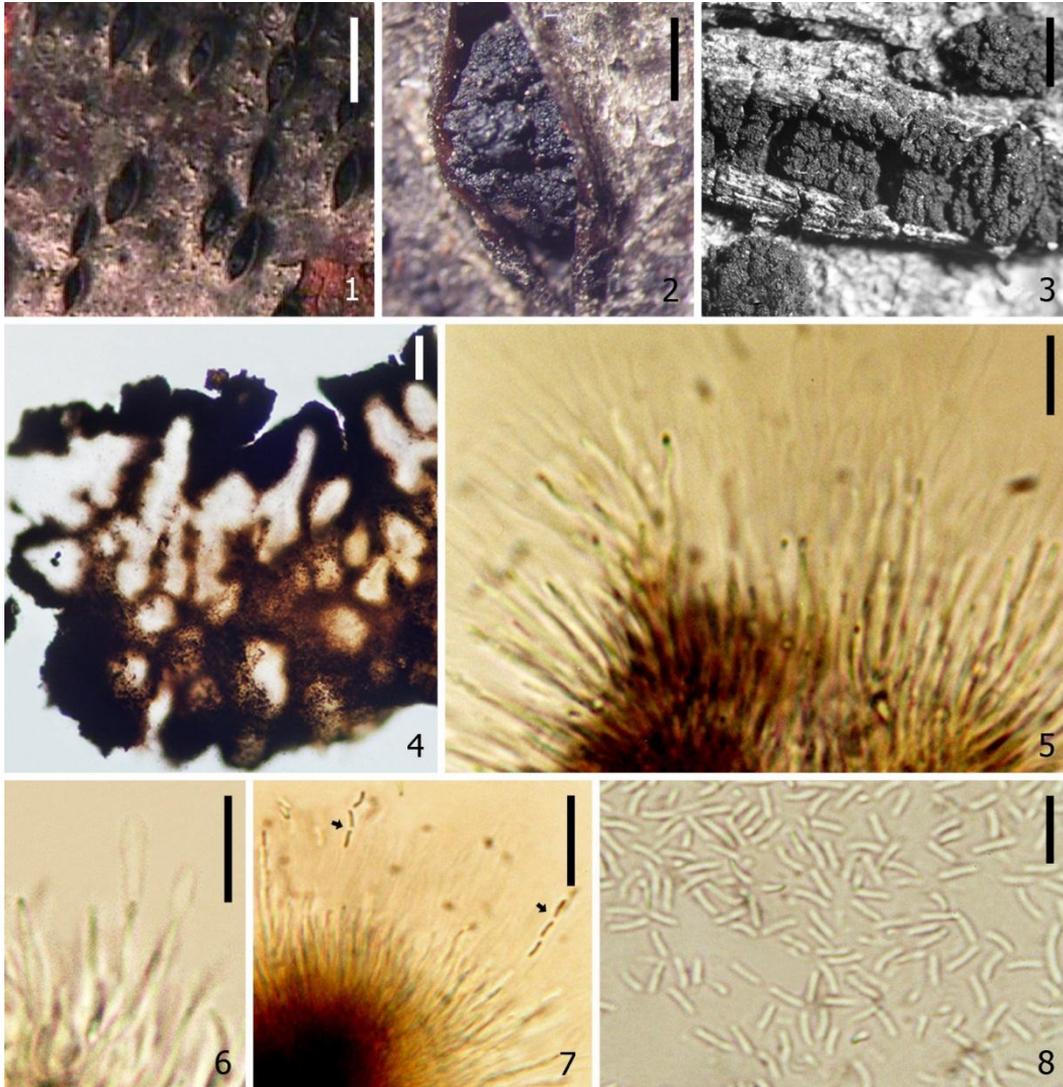
Las observaciones del material tipo y el coleccionado sobre *Nothofagus pumilio* están de acuerdo con las ilustraciones de Dixon (1975). Se observaron cadenas de tres a cinco conidios dentro de los cuellos de las células conidiógenas. Esto está de acuerdo con la conidogénesis de tipo *Chalara* descrita por Nag Raj & Kendrick (1993), donde no existe engrosamiento periclinal ni ningún tipo de modificación de las fiálides entre producciones sucesivas de conidios. La conidiogénesis de tipo *Chalara* es común en varios géneros de ascomicetes no relacionados [viz. *Ceratocystis s. str.* (*Microascales*), algunas especies de *Ceratocystiopsis* (*Ophiostomatales*), *Cryptendoxyla hypophloia* (*Sordariales*), *Quasiconcha reticulata* (*Hysteriales*) y *Pyxidiophora* (*Pyxidiophorales*)], todos con estadios anamórficos hifomicetales (Nag Raj & Kendrick, *op. cit.*). En ambos materiales se observó la presencia de verdaderas cadenas de conidios desarrollados básipetamente por células conidiógenas determinadas, lo que es considerado una fuerte evidencia de actividad de tipo “ring wall-building” (Nag Raj & Kendrick, *op. cit.*).

También se comprobó que los largos cuellos de las fiálides son fácilmente visibles en agua pero no en hidróxido de potasio. Si bien en la literatura fúngica rara vez

se mencionan los medios de montaje utilizados en los estudios microscópicos, Sánchez & Bianchinotti (2007) sugieren tenerlo seriamente en cuenta para el estudio de la conidiogénesis bajo microscopio óptico.

Se intentó aislar a *D. tulasnei* mediante diferentes técnicas de cultivo y utilizando APG como medio pero no se obtuvo crecimiento. Posiblemente el material de la Patagonia se encuentre sobremaduro y hasta que se encuentre material en estado fértil que permita realizar aislamientos no será posible su estudio mediante técnicas moleculares.

LÁMINA 7



Dothiorina tulasnei (BBB): 1–3. Conidiomas errumpiendo a través de la corteza. 4. Corte longitudinal del conidioma, vista de los lóculos. 5. Detalle de células conidiógenas tapizando la pared de un lóculo. 6. Vista en detalle de los largos cuellos de las cadenas conidiales. 7. Las flechas señalan dos cadenas de conidios en el interior del cuello de las células conidiógenas. 8. Conidios.

Escalas: 1 = 3000 μm ; 2–3 = 500 μm ; 6 = 15 μm ; 5, 7–8 = 5 μm ; 4 = 2 μm .

6. DWIROOPA Subram. & Muthumary, Proc. Indian Acad. Sci., Pl. Sci. **96(3): 196. 1986.** ESPECIE TIPO: *D. ramya* Subram. & Muthumary.

6. 1. Dwiroopa ramya Subram. & Muthumary, Proc. Indian Acad. Sci., Pl. Sci. **96(3): 196. 1986.** LÁMINA 8

CONIDIOMAS estromáticos inmersos, errumpentes a través de la corteza, consistencia gelatinosa, pardo oscuros cuando húmedos, consistencia carbonosa, negros, cuando secos, $3-9 \times 3-7$ mm ($\bar{x} = 6,1 \times 4,3$); pluriloculados en sección longitudinal; lóculos ovales a piriformes, separados por células dispuestas en *textura porrecta*, cilíndricas, lisas, hialinas, $5-18 \times 2-8$ μm ($\bar{x} = 11,2 \times 5,6$). CÉLULAS CONIDIÓGENAS holoblásticas, discretas, cilíndricas, lisas, hialinas, $5-17 \times 2-7$ μm ($\bar{x} = 10,3 \times 3,6$). MACROCONIDIOS unicelulares, elipsoidales, pardo oscuros, con 1 ó 2 estrías longitudinales, $11-29 \times 8-12$ ($\bar{x} = 19,6 \times 9,7$; $n = 51$) μm . CÉLULAS CONIDIÓGENAS cilíndricas, holoblásticas discretas, lisas, hialinas, $12-26 \times 2-4$ μm ($\bar{x} = 16,7 \times 2,4$). MESOCONIDIOS unicelulares, elipsoidales, lisos, hialinos a pardo claros, $6-15 \times 2-8$ μm ($\bar{x} = 11,2 \times 5,1$; $n = 28$). CONIDIÓFOROS cilíndricos, ramificados, lisos, hialinos, $27-39 \times 2$ μm . CÉLULAS CONIDIÓGENAS enteroblásticas fialídicas, integradas, cilíndricas, lisas, hialinas, $4-15 \times 1-3$ μm ($\bar{x} = 9,7 \times 2$). MICROCONIDIOS unicelulares, elipsoidales, extremo apical redondeado, base trunca, lisos, hialinos $2-10 \times 1-3$ μm ($\bar{x} = 6,4 \times 2,5$; $n = 31$).

DISTRIBUCIÓN — Argentina, India.

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio* y un hospedante no identificado de la India.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA:** *Chubut*, Parque Nac. Los Alerces: bosque Huemules, $42^{\circ}50'474''\text{S} - 71^{\circ}27'878''\text{O}$, 1137 msnm, sobre ramas caídas de *N. pumilio*, 20. XI. 2003, leg. M. Rajchenberg, 12131 (BBB); Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre tocones de *N. pumilio*, 08. V. 2004, leg. MV. Bianchinotti, 67 y 68 (BBB).

COMENTARIOS — este material coincide completamente con el descrito por Subramanian & Muthumary (1986). Se observó la presencia de apotecios, asociados a la parte superior de los conidiomas, que poseían ascos bitunicados, octosporados y uniseriados. No se pudo identificar la especie por el estado de inmadurez del material. Se pudo observar la germinación de los macroconidios a través de las estrías, produciendo un micelio hialino, septado. Se realizaron aislamientos en AM, APG y

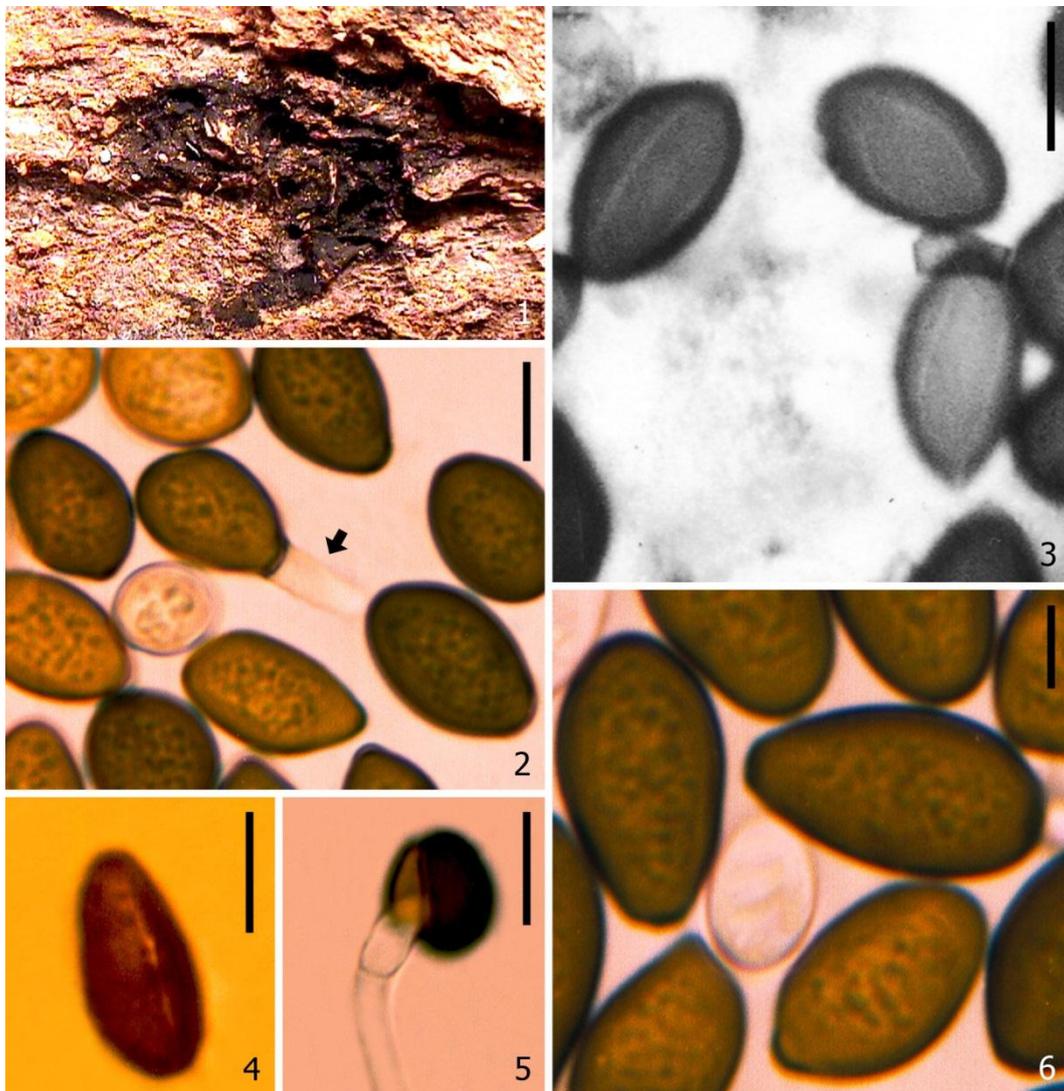
OM, pero no se logró esporulación. Los macroconidios fueron estudiados con microscopía electrónica de barrido para examinar detalladamente las estrías. Se comprobó que la superficie de los mismos es lisa y si bien las estrías son claramente visibles con el microscopio óptico, estas no pudieron distinguirse mediante el examen de MEB. Es posible que las estrías sean producto de una menor melanización de la pared del conidio. Se planea continuar el estudio para aclarar el origen de las mismas.

Dwiroopa Subram. & Muthumary es un género muy afín a *Harknessia* Cooke, ambos son estadios anamórficos de Diaporthales, poseen conidiomas uni o multiloculados, inicialmente inmersos y luego errumpentes y producen macroconidios pardo oscuros no septados con longitud mayor a 10 μm mediante conidiogénesis holoblástica, con engrosamiento periclinal de la célula conidiógena. Sin embargo ambos son distinguibles por características conidiales. En la mayoría de las especies del género *Harknessia* las estrías de los macroconidios están en una sola cara del conidio y bastante juntas; en cambio en *Dwiroopa* las estrías rodean completamente al conidio y la separación entre las mismas es mayor. Las especies de *Harknessia* producen macroconidios con apéndices basales de longitud variable o ausentes y en las especies de *Dwiroopa* en cambio, puede existir un remanente de la célula conidiógena, que no es considerado un verdadero apéndice. Además algunas especies del género *Harknessia*, a diferencia de las especies de *Dwiroopa*, producen también fialoconidios (Farr & Rossman, 2003).

Hasta ahora se han descrito dos especies de *Dwiroopa*: *D. ramya* Subram. & Muthumary sobre ramas caídas de un hospedante no identificado, provenientes de la India y *D. lythri* (D.F. Farr & Rossman) D.F. Farr & Rossman sobre hojas de *Lythrum salicaria* L. de USA. Los macroconidios de *D. ramya* son ovoides (21-37 x 12-17 μm) pero los de *D. lythri* son subglobosos a elipsoides y mucho menores (11-19 x 9-15 μm). Por otro lado Farr y Rossman (2003) no observaron microconidios en la especie tipo de *D. ramya* estudiada.

En el material estudiado sobre *N. pumilio* se pudo observar la presencia de los tres tipos de conidios y el remanente de célula conidiógena en los macroconidios. Este es el primer registro del género para Sudamérica y sobre este hospedante.

LÁMINA 8



Dwiroopa ramya: **1.** Conidios pardos cubriendo conidiomas y el sustrato. **2.** Macroconidios, nótese el resto de célula conidiógena aún adherida (flecha). **3.** Macroconidios, vista de las estrías. **4.** Vista del surco germinativo de un macroconidio. **5.** Macroconidios germinando. **6.** Microconidio hialino rodeado de macroconidios.

Escalas: 6 = 2 μ m; 2-5 = 1,5 μ m.

7. ENDOMELANCONIUM Petr. Petrak, Ann. Mycol. 38: 206. 1940.

ESPECIE TIPO: *E. pini* (Corda.) Petr.

7. 1. Endomelanconium sp. nov.

LÁMINA 9 Y 10

CONIDIOMAS estromáticos inmersos, errumpentes a través de la corteza, consistencia gelatinosa, pardo rojizo cuando húmedos, consistencia carbonosa, pardo oscuro cuando secos, $2-6 \times 1,5-3$ mm ($\bar{x} = 3,9 \times 2,5$); pluriloculados en sección longitudinal, lóculos rectangulares a irregulares, ostiolados, $750-1625 \times 100-500$ μm ($\bar{x} = 1095 \times 255$). CONIDIÓFOROS cilíndricos, ramificados, hialinos. CÉLULAS CONIDIÓGENAS cilíndricas a ampuliformes, lisas, hialinas, $8-26 \times 2-4$ μm ($\bar{x} = 14,7 \times 3,2$), intercaladas con estructuras vegetativas cilíndricas, ramificadas, lisas, septadas, hialinas, $30-40 \times 2-3$ μm . CONIDIOS circulares a ovales, paredes gruesas, lisos, pardo oscuros, con estructuras oblongo circulares en el interior, $10-20 \times 10-18$ μm ($\bar{x} = 15,2 \times 12,7$; n = 47). MICROCONIDIOS oblongo circulares, lisos, hialinos, $2-4 \times 2$ μm ($\bar{x} = 2,5$; n = 22).

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus pumilio*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: Chubut, Esquel: Aserradero Pelech Hnos., sobre tocones de *N. pumilio*, 3. XII. 2005, leg. M. Rajchenberg, 12171 (BBB).

COMENTARIOS — la colección estudiada difiere de todas las especies del género *Endomelanconium* por el mayor tamaño de los conidios (Tabla 2) y por la presencia de microconidios. Se pudo observar el origen de los microconidios desde el interior de los conidios pardos. También se lo comparó con las especies de *Lasmenia* Speg. por ser el único género que posee conidiomas estromáticos, conidiogénesis holoblástica y conidióforos (Sutton, 1980; Yanna *et al.*, 1999). El material patagónico comparte con este género la presencia de conidióforos y el tamaño de los conidiomas, pero se descartó esta opción porque las especies de *Lasmenia* son todas folícolas, no producen microconidios y sus conidios son menores. Las especies de *Endomelanconium* son cortícolas, y Gamundí y Arambarri (1983) describieron conidióforos en *E. nanum* Gamundí & Aramb., lo que sienta el precedente de la presencia de conidióforos en el género (Gamundí & Arambarri, *op cit.*). Se realizaron aislamientos aplicando distintas técnicas (siembra directa de conidios y de conidiomas) y distintos medios de cultivo

(AD, AEM). Si bien en ambos medios se obtuvo micelio a partir del décimo primer día, las colonias dejaron de crecer alrededor de los 40 días sin producir conidios.

Endomelanconium Petr. fue introducido por Petrak (1940) para la especie *E. pini* (Corda) Petr. que fue transferida desde el género *Melanconium* Link. *Endomelanconium* se distingue por sus conidiomas multiloculares estromáticos de pared delgada, células conidiógenas hialinas, cilíndricas afinándose hacia el ápice, y conidios piriformes a limoniformes, base papilada, pared gruesa lisa, pardo oscuro y frecuentemente con una estría longitudinal. *Melanconium* difiere de *Endomelanconium* por poseer conidiomas acervulares, conidióforos ramificados, células conidiógenas anelídicas y conidios sin estriaciones. Actualmente *Endomelanconium* cuenta con tres especies: *E. nanum* Gamundí & Armab., *E. phoenicicola* Yanna, K.D. Hyde & Goh y *E. pini* (Corda) Petr. Además, una especie sin nombre de este género ha sido descrita asociada a *Austrocenangium australe* (Speg.) Gamundí, desde entonces se considera a *Endomelanconium* el anamorfo de *Austrocenangium* Gamundí (Helotiales) (Gamundí, 1997).

Sutton (1980) diferenció varios géneros anamórficos (*Cymbothyrium* Ptr., *Harknessia* Cooke y *Lasmenia*) que poseen conidiomas estromáticos, células conidiógenas holoblásticas y monoblásticas, en base a la estructura del conidioma y la morfología conidial. *Lasmenia* se distingue porque es el único de los géneros que posee conidióforos, escasamente ramificados. *Harknessia* se caracteriza por sus conidios con apéndice basal, celular, formados a partir de la célula conidiógena, después de la secesión conidial rexolítica. *Cymbothyrium* es el único de estos géneros con conidiomas cubiertos por un clípeo. Otro género similar a *Endomelanconium* es *Melanconiopsis* Ell. & Bull., pero éste se caracteriza por poseer conidiomas acervulares y células conidiógenas holoblásticas, anelídicas (Sutton, 1980). Recientemente Rojas *et al.* (2008) transfirieron *E. microsporum* al nuevo género *Endomelanconiopsis* E.I. Rojas & Samuels caracterizado por conidiomas estromáticos, conidios holoblásticos, unicelulares, pardos y con un surco germinativo. Se distingue de *Endomelanconium* por sus conidios no papilados en la base, células conidiógenas sin proliferación simpodial y conidioma de pared gruesa.

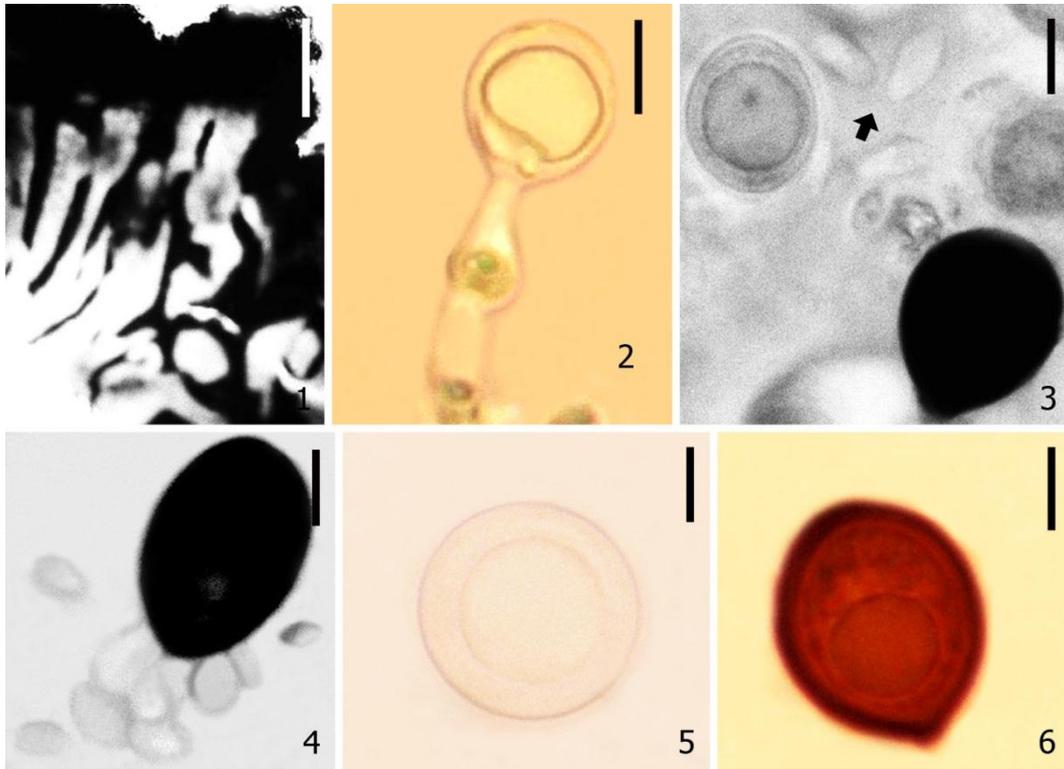
La especie del género *Endomelanconium* asociada a *Austrocenangium australe*, fue descrita en Argentina sobre ramas caídas de *Nothofagus betuloides* (Gamundí,

1997). En Chile se describió a *E. nanum* sobre corteza de un árbol indeterminado. No hay registros del género en el resto de Sudamérica (Iturriga & Minter, 2006; Minter & Peredo López, 2006; Minter & Silva, 2007).

Tabla 2: Especies del género *Endomelanconium*.

DIMENSIONES	<i>Endomelanconium nanum</i>	<i>Endomelanconium phoenicicola</i>	<i>Endomelanconium pini</i>	<i>Austrocenangium australe</i> (anamorfo)	<i>Endomelanconium sp. nov.</i>
Conidioma (mm)	—	ca. 0,25 diám.	hasta 1 diám.	—	2-6 × 1,5-3
Células conidiógenas (µm)	7,9-10,5 × 4,1-5,7	14-25 altura	7-16 × 3-7	9-12 × 2,5-4,5	8-26 × 2-4
Conidios (µm)	7,2-10 × 3,8-5,8	9-11 × 10-12	11,5-13,5 × 6,5-7,5	12-13 × 9-10	10-20 × 10-18
Microconidios (µm)	No posee	No posee	No posee	No posee	2-4 × 2-2

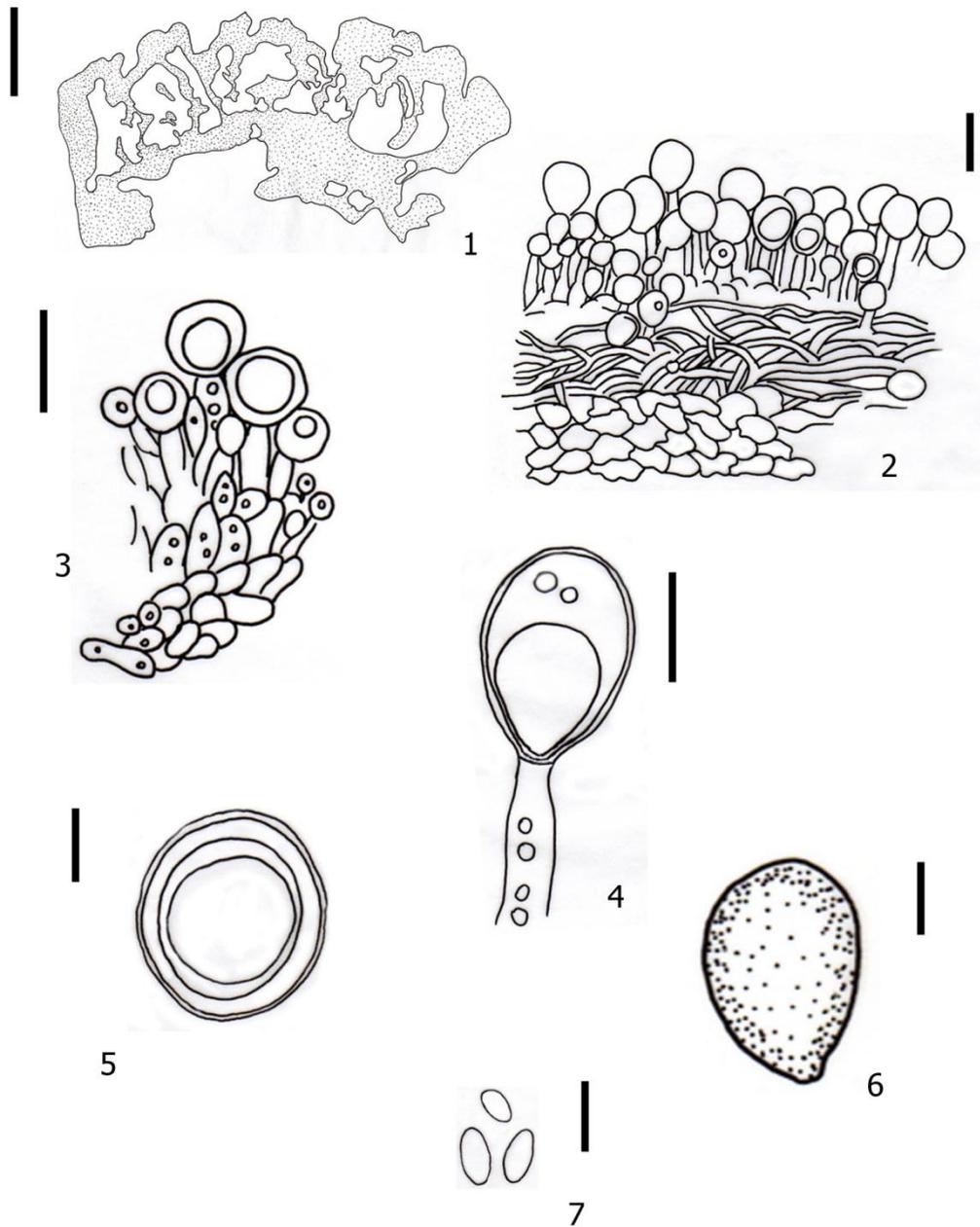
LÁMINA 9



Endomelanconium sp. nov.: 1. Corte longitudinal del conidioma, vista de los lóculos. 2. Célula conidiógena. 3. Macroconidio y microconidios (flecha). 4. Microconidios originados de un macroconidio. 5. Macroconidio inmaduro. 6. Macroconidio maduro.

Escalas: 1 = 500 μm ; 4–6 = 5 μm ; 2 = 4 μm ; 3 = 2 μm .

LÁMINA 10



Endomelanconium sp. nov.: 1. Corte longitudinal del estroma, vista de lóculos. 2. Detalle de la pared de un lóculo. 3-4. Células conidiógenas y conidios. 5. Conidio inmaduro, hialino. 6. Conidio maduro, pardo oscuro. 7. Microconidios.

Escalas: 1 = 1000 μ m; 2-4 = 10 μ m; 5-6 = 5 μ m; 7 = 3 μ m.

8. **GILMANIELLA** G.L. Barron, Mycologia 56 (4): 514. 1964. ESPECIE

TIPO: *G. humicola* G.L. Barron

8. 1. ***Gilmaniella multiporosa*** Moustafa & Ezz-Eldin, Mycol. Res. 92(4): 502.
1989. LÁMINA 11

ESPORODOQUIOS puntiformes, irregulares, gregarios, a veces confluentes, pardo oscuro, brillantes. MICELIO inmerso ramificado, pardo claro, formado por células cilíndricas o arriñonadas, cortas, lisas, $4-10 \times 3-4 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 6,9 \times 3,3$). CONIDIÓFOROS cilíndricos, septados, pardo claro, $33-93 \times 2-3 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 60,4 \times 2,9$). CÉLULAS CONIDIÓGENAS claviformes, terminales o intercalares, lisas, pardo clara, $6-18 \times 3-7 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 9,9 \times 4,7$). CONIDIOS holoblásticos, en cadenas largas de hasta 8 conidios subesféricos, con varias cicatrices o poros, lisos, pardo claro, $6-9 \times 4-7 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 7,7 \times 6,3$; n = 23), originan nuevas cadenas laterales; conidios terminales globosos o esféricos, lisos, pardo oscuro, $9-17 \times 9-14 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 13,8 \times 12$; n = 31).

DISTRIBUCIÓN — Argentina, Egipto.

HOSPEDANTE — *Nothofagus antarctica* y suelo.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: Neuquén, Parque Nac. Nahuel Huapi: Ruta Nac. 234 desde V^a. La Angostura a S.M.A. 1 Km antes del acceso a Villa Traful, sobre corteza de *N. antarctica*, 16. V. 2007. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 564 (BBB).

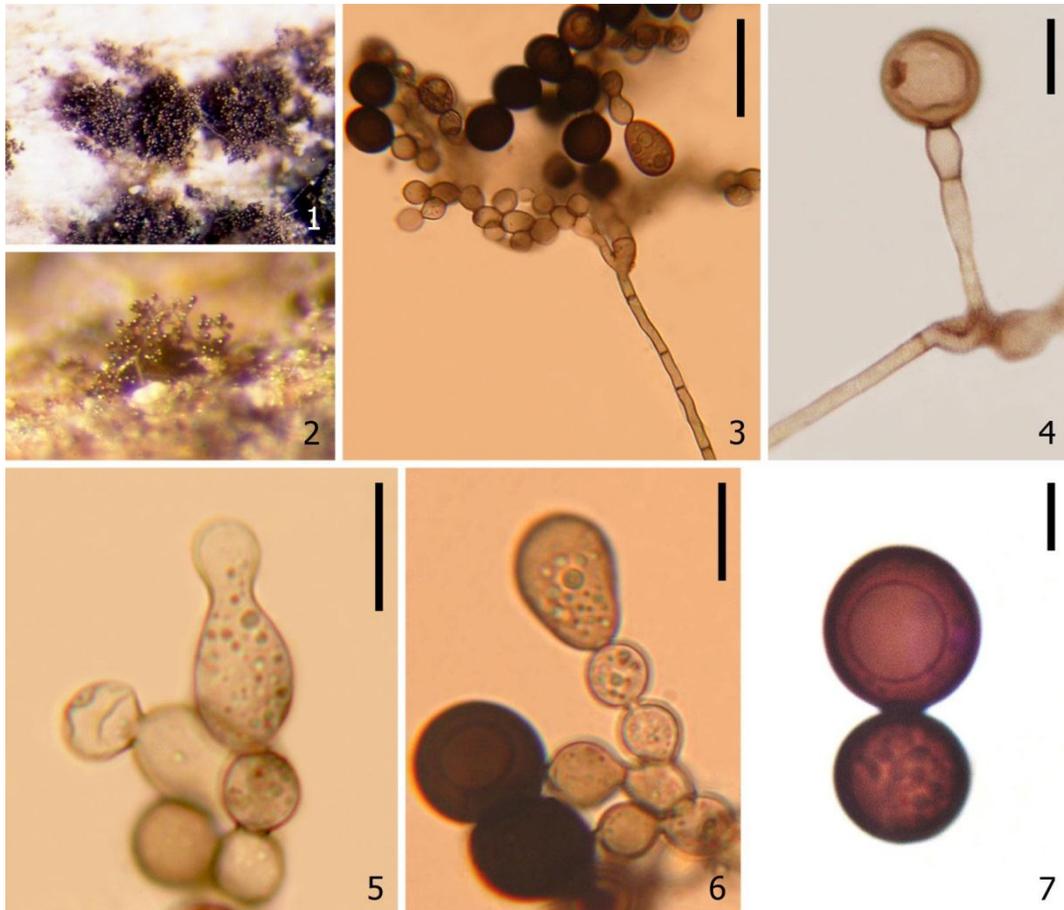
COMENTARIOS — la especie fue descrita por Moustafa & Ezz-Eldin (1989) en cultivo a partir de un aislamiento del suelo, de una marisma salina al norte de Sinaí, Egipto. El material patagónico fue encontrado creciendo en ramas de ñire y pese los intentos de aislarlo mediante diferentes técnicas, no pudieron obtenerse cultivos fértiles. Se ajusta bien a la descripción de *Gilmaniella multiporosa* Moustafa & Ezz-Eldin en relación al formato y dimensiones de células conidiógenas y conidios, sin embargo se diferencia por formar conidióforos, los que no se encuentran en la descripción original y por formar cadenas conidiales más largas (2–3 conidios). Estas diferencias pueden estar dadas por los diferentes sustratos donde desarrollaron ambos especímenes.

Barron (1964) estableció el género *Gilmaniella* basado en la especie *G. humicola* G.L. Barron. Comparó la especie con las especies del género *Humicola* Traaen y con las especies de *Botryotrichum* Sacc. & Marchal. *Gilmaniella* se diferencia

de ambos géneros porque produce los conidios en grupos de conidióforos individuales en vez de producirlos a partir de hifas vegetativas o en ramificaciones laterales. De otro género similar, *Wardomyces* F.T. Brooks & Hansf., se distingue por tener conidios con poros germinativos en vez de surcos germinativos. El género cuenta con siete especies que crecen sobre diferentes sustratos, *G. bambuseae* Umali, Goh & K. D. Hyde sobre caña de bambú, *G. macrospora* Moustafa, *G. multiporosa* y *G. subornata* Morinaga, Minoura & Udagawa habitan el suelo, *G. thermophila* Qureshi & Mirza vive sobre excremento animal, *G. humicola* coloniza el suelo y excremento animal y *G. punctiformis* Sivan. & B. Sutton crece sobre hojas quemadas.

El género *Gilmaniella* fue registrado en Argentina por Godeas *et al.* (1977) con la especie *G. humicola* aislada de suelo de la provincia de Buenos Aires. Este constituye el segundo registro del género en el país y el primero de la especie *G. multiporosa*. En la bibliografía consultada no se hallaron registros del género para el resto de Sudamérica (Farr, 1973; Grandi & Silva, 2006; Iturriga & Minter, 2006; Minter & Peredo López, 2006; Minter & Silva, 2007; Da Silva, 2007).

LÁMINA 11



Gilmaniella multiporosa: 1–2. Esporodocios sobre el sustrato. 3–4. Conidióforos: 3. Conidióforo sosteniendo cadenas de conidios. 4. Conidióforo y célula conidiógena. 5. Conidios germinando. 6. Conidios holoblásticos en cadena con conidios terminales pardos. 7. Dos conidios terminales pardos encadenados.

Escalas: 3 = 20 μm ; 4–6 = 10 μm ; 7 = 5 μm .

9. *MONODICTYS* S. Hughes, Can. J. Bot. 36: 785. 1958. ESPECIE TIPO: *M. putredinis* (Wallr.) S. Hughes.

9. 1. *Monodictys paradoxa* (Corda) S. Hughes, Can. J. Bot. 36: 786. 1968.

LÁMINA 12

COLONIAS superficiales, discretas, puntiformes, irregulares, pardo oscuro, brillantes. MICELIO escaso, inmerso, hifas cilíndricas cortas, sinuosas, paredes gruesas, lisas, pardas. CONIDIÓFOROS cilíndricos, alargados, lisos, hialinos, ca. 3 μm diámetro. CÉLULAS CONIDIÓGENAS cilíndricas, cortas, a veces angostándose hacia el ápice, lisas, pardas, 5–19 \times 4–8 (\bar{x} = 11,4 \times 5,6). CONIDIOS irregulares, globosos, claviformes o piriformes, moriformes, formados por células globosas, gutuladas, 7–10 \times 6–8 μm , septos gruesos, constreñidos, pared lisa, pardo rojizo oscuro, frecuentemente con 2–4 células basales más claras, 21–49 \times 14–36 μm (\bar{x} = 33,2 \times 22,2; n = 47), secesión conidial rexolítica.

DISTRIBUCIÓN — Argentina, Bielorrusia, China, Japón, Paquistán y República Checa.

HOSPEDANTE — *Betula* sp., *Nothofagus alpina*, *N. obliqua*, *Pruni yedoensis*, *Sizyngium cumini* y *Sorbus aucuparia*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA**: Neuquén, Parque Nacional Lanín: en el camino al Lago Hui Hui, sobre corteza de *N. alpina*, 17. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 574 (BBB); sendero de ascenso a Cascada Chachín, sobre corteza de *Nothofagus obliqua*, 17. V. 2007, leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 592 (BBB).

COMENTARIOS — el material aquí encontrado concuerda con las descripciones de Ellis (1971) y Matsushima (1975), tanto en las características generales como en las dimensiones. La única diferencia encontrada es que las células conidiógenas del material patagónico son más delgadas.

La especie fue descrita originalmente por Corda (1838) como una especie del género *Sporidesmium* Corda sobre corteza de abedul en Praga. Luego fue transferida por Hughes (1958) al género *Monodictys* (Corda) Hughes. *Monodictys paradoxa* fue registrada varias veces sobre corteza y madera de varios árboles distribuidos principalmente en Asia y Europa y también sobre madera sumergida en agua salada de

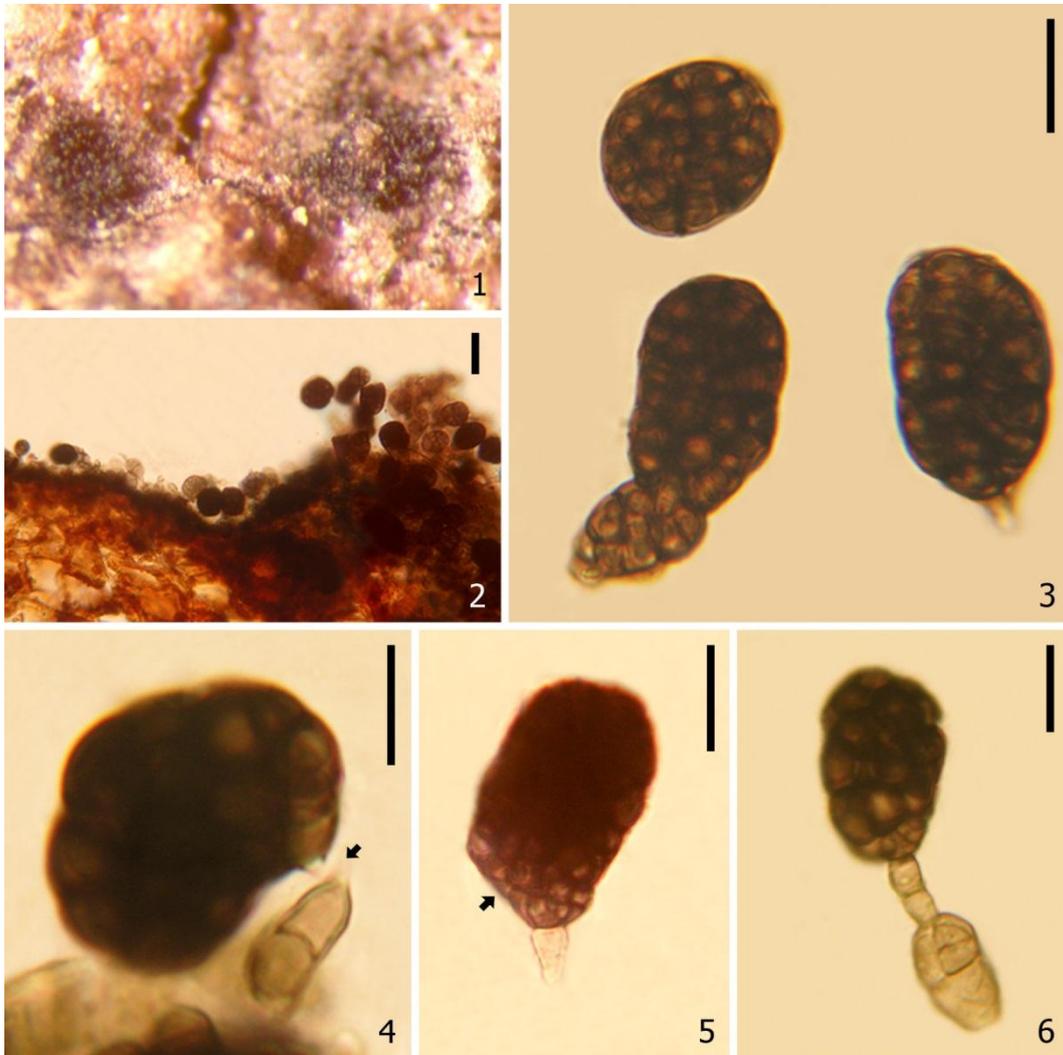
los manglares de Hong Kong (Abbas & Sobia, 2008; Ellis, 1971; Jones & Vrijmoed, 2003; Matsushima, 1975; Yurchenko, 2001).

El género cuenta con 27 especies (Kirk *et al.*, 2008) distribuidas ampliamente en el mundo. En Argentina se ha registrado en Tierra del Fuego la especie *M. glauca* (Cooke & Harkn.) S. Hughes sobre madera de *Nothofagus betuloides* (Godeas & Arambarri, 2007). En el resto de Sudamérica se ha registrado en Brasil la especie *M. castaneae* (Wallr.) S. Hughes, sobre hojas de *Eucalyptus* spp. (Wellbaum *et al.*, 1999) y en Chile la especie *M. pelagica* (T. Johnson) E.B.G. Jones sobre madera de una planta indeterminada (Minter & Peredo López, 2006).

Se realizaron aislamientos monospóricos mediante el método de Goh (1999) aplicando distintas temperaturas de incubación y usando AN y ANG como medios de cultivo. Se obtuvieron colonias con conidios en las cajas de ambos medios de cultivo incubadas tanto a temperatura ambiente como a 25°C. También se obtuvieron aislamientos a partir de masas conidiales sembradas sobre trocitos de madera estériles dispuestos sobre el agar. En este caso se usó como medio de cultivo AN, ANG y APD y la temperatura de incubación fue de 25°C. Todos los aislamientos comenzaron a crecer a los 7 días pero los cultivos de APD a los quince días se contaminaron y fueron eliminados. Los restantes se mantuvieron con repiques, siguieron extendiéndose y esporulando y algunos de ellos a los 4 meses comenzaron a producir cristales de color amarillo intenso, observables a simple vista en la superficie del agar.

Este constituye el primer registro de la especie *Monodictys paradoxa* para Sudamérica.

LÁMINA 12



Monodictys paradoxa: 1. Dos colonias puntiformes sobre el sustrato. 2. Perfil de la corteza tapizada por conidios y células conidiógenas. 3–6. Conidios. 4. Conidio liberándose de la célula conidiógena. 5. Conidio unido a su célula conidiógena, nótese las células basales más claras (flecha). 6. Conidio gemando y produciendo otro conidio.

Escalas: 2 = 30 μ m; 3–6 = 15 μ m.

10. PETRAKIA Syd. & P. Syd., en Sydow & Sydow, *Annls mycol.* 11(5): 406. 1913. ESPECIE TIPO: *P. echinata* (Peglion) Syd. & P. Syd.

10. 1. *Petrakia* sp. nov.

LÁMINA 13 Y 14

ESPORODOQUIOS subperidérmicos, circulares, discretos, elevados a globosos, granulados superficialmente, pardo verdoso cuando húmedos, pardo oscuro cuando secos, formados por hifas sinuosas, entrelazadas, de paredes lisas, hialinas a pardo claro, irradiando hacia el borde del esporodoquio donde se originan las células conidiógenas, que en conjunto generan el color pardo verdoso. CONIDIÓFOROS inmersos entre las hifas, cilíndricos, sinuosos, pardo oliváceo, 3–5 μm diámetro. CÉLULAS CONIDIÓGENAS cilíndricas sinuosas a helicoidales, lisas o con restos de pared como anillos externos más oscuros, pardo claro a pardo oliváceo, 10–17 \times 3–5 μm (\bar{x} = 15 \times 4). CONIDIOS terminales, esféricos, a veces algo angulares, pared reticulada, inicialmente bicelulares, pardo oliváceo claro, luego dictioseptados, muriformes, septo medio constreñido, pardo oscuro, 28–43 \times 24–38 μm (\bar{x} = 34,3 \times 28,6; n = 29); 5–12 apéndices cilíndricos, ápices redondeados, paredes gruesas, 1–2 septados, pardos, más claros hacia el ápice.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus dombeyi*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA:** Neuquén, Parque Nacional Lanín: en el camino al Lago Hui Hui, sobre corteza de *N. dombeyi*, 17. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 577 (BBB).

COMENTARIOS — esta colección se asemeja a la descripción de *Petrakia echinata* (Peglion) Syd. & P. Syd., que brindó Kirisits (2007), salvo por la presencia de un mayor número de apéndices en la especie patagónica (2–6). Sin embargo difiere de la descripción original de la especie (Petrak, 1968) por el mayor tamaño de los conidios (12–28 \times 10–24 μm) y el mayor número de apéndices conidiales (2–6). A su vez ninguna de las descripciones nombra ornamentaciones en la pared del conidio como posee la especie patagónica. De las demás especies del género también se distingue por el tamaño de los conidios en combinación con la cantidad de apéndices y la pared ornamentada. *Petrakia deviata* posee conidios de menor tamaño y con menos apéndices y *P. irregularis* Aa y *P. paracochinensis* M.K.M. Wong, Goh & K.D. Hyde tienen

conidios mayores que la especie patagónica (Aa, 1968; Ellis, 1971; 1976; Wong *et al.*, 2002).

Se intentaron obtener aislamientos mediante distintas técnicas de cultivo (siembra directa de conidios, diluciones y técnica de Goh (1999)), utilizando diferentes medios (AH, AN, ANG y APG) y mediante la aplicación de métodos de inducción de la germinación (temperatura y luz ambiente, temperatura de 18°C, aplicación de tensión de Vapor y de luz UV) pero no se pudo lograr la germinación. Se describe como una nueva especie tentativa hasta que se logre encontrar material adicional y se pueda confirmar su identidad mediante técnicas moleculares.

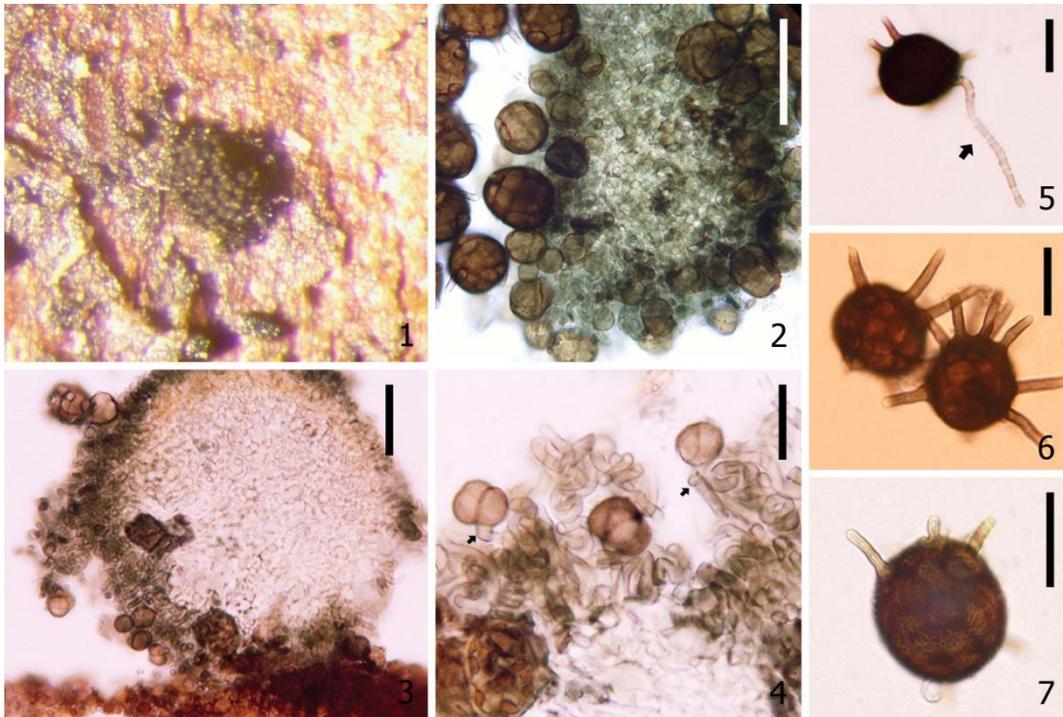
El género *Petrakia* Syd. & P. Syd., fue creado por Paul Sydow (Sydow & Sydow, 1913) en homenaje al micólogo austríaco Frank Petrak quien había coleccionado y observado por primera vez al hongo. Sydow comparó el material encontrado por Petrak con una especie ya existente, *Epicoccum echinatum* Pegl., y decidió crear el género *Petrakia* con *Petrakia echinata* (Peglion) Syd. & P. Syd., como especie tipo. Se describieron cinco especies más pero dos de ellas fueron transferidas a los géneros *Piricauda* Bubák y *Pseudopetrakia* M.B. Ellis por lo que actualmente el género cuenta con un total de cuatro especies: *Petrakia echinata*, *P. deviata*, *P. irregularis* y *P. paracochinensis*.

Las especies de *Petrakia* comparten similitudes con las especies de *Piricauda* y *Pseudopetrakia*, tienen conidios solitarios, esféricos a irregulares y con proyecciones. Sin embargo difieren en la forma de los conidióforos, de las células conidiógenas y de las proyecciones conidiales (Ellis, 1976). En el género *Petrakia* los conidióforos son bien diferenciados, cortos, no ramificados y forman un esporoquio pulvinado, las células conidiógenas son terminales, monoblásticas y forman los conidios en el ápice, las proyecciones conidiales son rectas, afinándose hacia el ápice, con ápices romos, subhialinas y a veces septadas. En *Piricauda* los conidióforos son poco o no diferenciados, ocasionalmente ramificados y algunas veces forman bucles por anastomosis pero no forman esporoquios; las células conidiógenas pueden ser terminales o intercalares, son enteroblásticas y forman los conidios lateralmente, las proyecciones conidiales pueden o no estar presentes y cuando sí, son largas y septadas. Las especies de *Pseudopetrakia* se caracterizan por conidióforos poco o no diferenciados, simples o ramificados y no forman esporoquios, las células

conidiógenas son terminales, monoblásticas forman los conidios en el ápice, las proyecciones conidiales se encuentran en el ápice del conidio y tienen forma de espinas cónicas bien oscuras (Aa, 1968; Ellis, 1976; Petrak, 1968; Sydow & Sydow, 1913; Mercado Sierra, 2005; Wong, 2002).

Hasta ahora no se ha registrado ninguna especie del género *Petrakia* en Argentina, Brasil, Chile ni Venezuela por lo que ésta constituye la primera cita del mismo en Sudamérica (Farr, 1973; Iturriga & Minter, 2006; Minter & Peredo López, 2006; Minter & Silva, 2007).

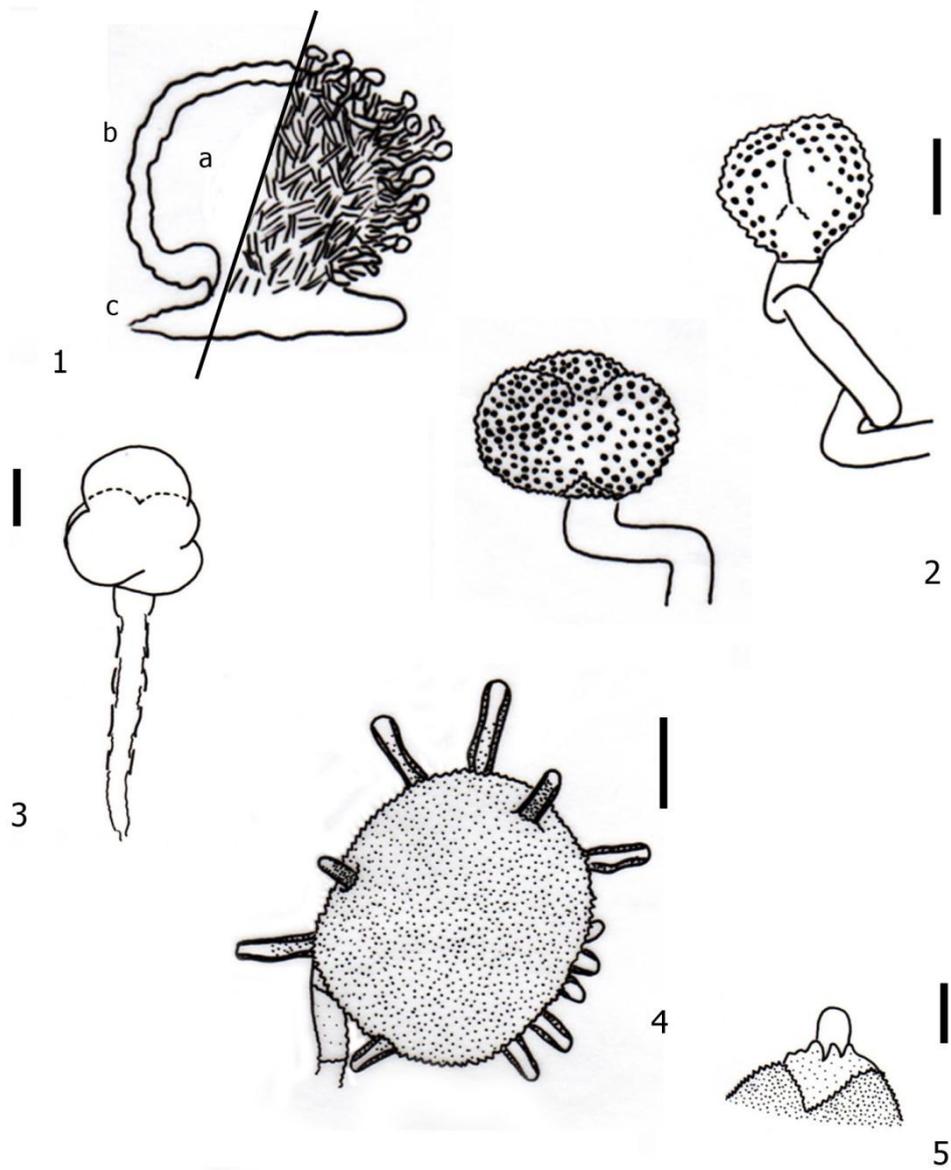
LÁMINA 13



***Petrakia* sp. nov:** 1. Esporodoquio puntiforme sobre el sustrato. 2. Vista superficial de un esporodoquio al microscopio óptico. 3. Corte longitudinal del esporodoquio. 4. Detalle del borde del esporodoquio, nótese las células conidiógenas sinuosas (flechas). 5. Conidio y célula conidiógena con restos de pared en forma de anillos. 6-7. Conidios con proyecciones. 7. Vista en detalle de la pared reticulada del conidio.

Escalas: 2-3 = 50 μ m; 4-7 = 20 μ m.

LÁMINA 14



***Petrakia* sp. nov.:** **1.** Esquema de un corte longitudinal del esporodio: *a.* centro formado por hifas sinuosas, hialinas, *b.* borde fértil formado por el conjunto de las células conidiógenas oliváceas y los conidios, *c.* corteza del sustrato. **2.** Células conidiógenas y conidios jóvenes. **3.** Esquema de la pared anillada de una célula conidiógena. **4.** Conidio adulto con su célula conidiógena y proyecciones. **5.** Detalle del nacimiento de una proyección conidial.

Escalas: **4** = 10 μ m; **2-3** y **5** = 5 μ m.

11. PSEUDOCHUPPIA Kamal, A.N. Rai & Morgan-Jones, Mycologia 76(1): 163. 1984. ESPECIE TIPO: *P. sarcinispota* Kamal, A.N. Rai & Morgan-Jones.

11. 1. Pseudochuppia sp. nov.

LÁMINA 15 Y 16

ESPORODOQUIOS subperidérmicos, irregulares, discretos, granulados, pardo oscuro, brillantes. MICELIO inmerso, pardo amarillo a pardo grisáceo, células cilíndricas, sinuosas, lisas. CONIDIÓFOROS diferenciados, cilíndricos, ramificados, septados, pardo amarillento, *ca.* $36 \times 5 \mu\text{m}$. CÉLULAS CONIDIÓGENAS terminales o emergiendo de células intercalares, cilíndricas, verrugosas, pardo claro, $4-8 \times 4-6 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 6,2 \times 4,8$). CONIDIOS terminales, globosos a piriformes, dictioseptados, muriformes, con cicatriz protuberante, célula basal de mayor tamaño, a veces más clara, pared tuberculada, inicialmente pardo grisáceo claro a pardo dorado, luego pardo oscuro, $25-53 \times 20-38 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 34,5 \times 27,1$; $n = 25$).

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus alpina*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA:** Neuquén, Parque Nacional Lanín: Ruta Nac. 234 desde V^a. La Angostura a S.M.A. pasando el acceso al Lago Meliquina, sobre tronco caído de *N. alpina*, 16. V. 2007, leg. MV Bianchinotti y RM Sánchez, 572 (BBB).

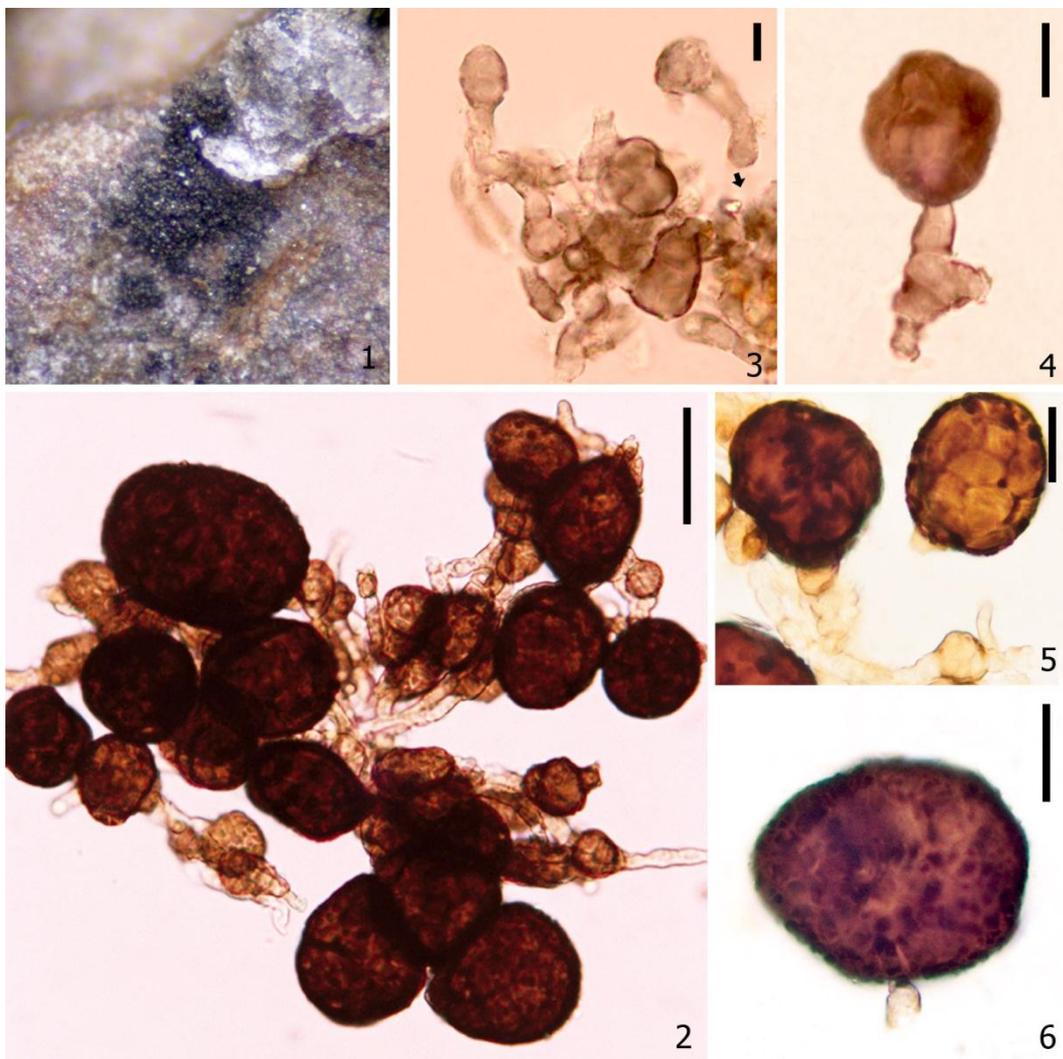
COMENTARIOS — el género *Pseudochuppia* Kamal, Rai & Morgan-Jones fue creado en 1984 para la especie *P. sarcinispota* y desde entonces permanece monoespecífico. Esta especie crece sobre hojas vivas de una planta arbustiva, *Grewia disperma*, en la India (Kamal *et al.*, 1984). El material estudiado en este trabajo difiere de la especie tipo por la forma y tamaño de los conidios y por el hábitat donde se desarrolla. Los conidios de *P. sarcinispota* son de forma irregular, pared lisa, septos constreñidos que le dan aspecto de racimo, son un poco más largos y bastante más anchos ($12-62 \times 6-55 \mu\text{m}$) que los conidios de *Pseudochuppia* sp. nov. Las colonias que forma la especie tipo no son descriptas como esporodoquios sino como colonias efusas formadas por micelio mayormente superficial, pero esta diferencia entre ambas especies puede estar dada por el tipo de sustrato que habitan. Se realizaron aislamientos mediante distintas técnicas de cultivo (siembra directa de conidios y siembra por la técnica de Goh, 1999), utilizando

diferentes medios de cultivo (AH, AN, ANG y APG) y mediante la aplicación de métodos de inducción de la germinación de conidios (temperatura y luz ambiente, temperaturas de 4 y 18°C, aplicación de tensión de Vapor y de luz UV) pero no se pudo lograr la germinación.

El género *Pseudochuppia* se asemeja al género establecido por Deighton en 1965, *Chuppia* Deighton. Este último se caracteriza por formar también colonias efusas sobre hojas vivas y conidios sarciniformes. Sin embargo no produce conidióforos diferenciados, las células conidiógenas son mamiliformes, los conidios son de forma mucho más irregular, y se escinden de la célula conidiógena por delgados tabiques que se rompen en la secesión conidial (secesión conidial rexolítica) (Deighton, 1965).

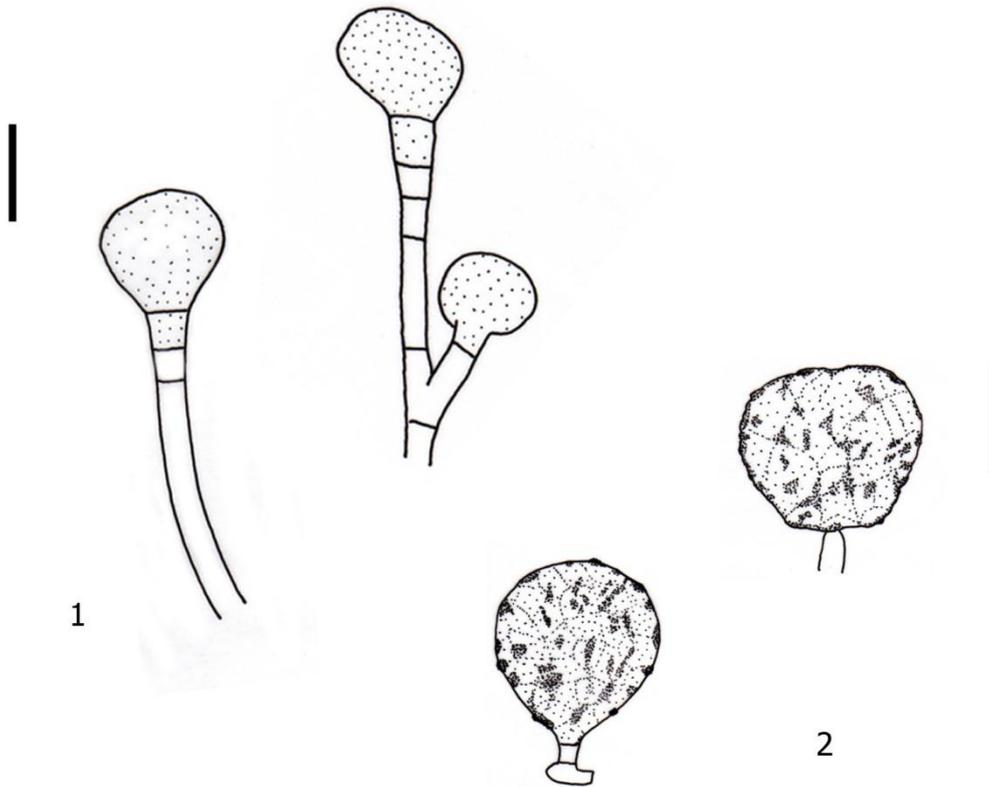
Hasta ahora no se han registrado especies del género *Pseudochuppia* en Argentina, Brasil, Chile ni Venezuela, por lo que esta constituye la primera cita del mismo en Sudamérica (Farr, 1973; Iturriga & Minter, 2006; Minter & Peredo López, 2006; Minter & Silva, 2007).

LÁMINA 15



Pseudochuppia sp. nov.: 1. Esporodoquio sobre el sustrato. 2. Esporodoquio disgregado. 3. Células conidiógenas produciendo conidios y vista del micelio inmerso en el sustrato (flecha). 4. Célula conidiógena produciendo un conidio. 5-6. Conidios. 6. Vista en detalle de la ornamentación de la pared conidial.

Escalas: 2 = 20 μ m; 6 = 15 μ m; 3-5 = 8 μ m.



Pseudochuppia sp. nov.: 1. Conidióforos septados y células conidiógenas produciendo conidios. 2. Conidios maduros mostrando la pared tuberculada.

Escalas: 2 = 20 μ m; 1 = 10 μ m.

12. TRIMMATOSTROMA Corda, Icon. Fung. (Prague) 1: 9.1837. ESPECIE

TIPO: *T. salicis* Corda.

12. 1. Trimmatostroma sp. nov.

LÁMINA 17 Y 18

ESPORODOQUIOS superficiales, circulares, discretos, pulvinados, superficialmente pardo oscuro cuando húmedos, negro cuando secos, internamente hialinos; $300 \times 600 \mu\text{m}$ diámetro ($\bar{x} = 430,8$). MICELIO inmerso, escaso, gris a pardo claro, células cilíndricas, cortas, lisas, $2-3 \mu\text{m}$ diámetro. CONIDIÓFOROS cilíndricos, ramificados, lisos, hialinos, $8-18 \times 3 \mu\text{m}$. CÉLULAS CONIDIÓGENAS terminales, ampuliformes a cortamente cilíndricas, lisas, pardo claro a gris, $3-13 \times 3-6 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 7 \times 4,2$). CONIDIOS variables, subglobosos, obpiriformes o cuadrangulares de extremos redondeados, dictioseptados, septos constreñidos, pared gruesa, ornamentada con placas o escamas, pardo oscuro, $12-31 \times 8-20 \mu\text{m}$ ($\bar{x} = 18,1 \times 11,7$; $n = 16$), cadenas largas, simples o ramificadas, basípetas, $95-118 \mu\text{m}$ longitud.

DISTRIBUCIÓN — Argentina.

HOSPEDANTE — *Nothofagus antarctica*.

MATERIAL EXAMINADO — **ARGENTINA:** Neuquén, Parque Nac. Nahuel Huapi: Ruta Nac. 234 desde Vª. La Angostura a S.M.A. 1 Km antes del acceso a Villa Traful, sobre corteza de *N. antarctica*, 16. V. 2007. Leg. MV. Bianchinotti y RM. Sánchez, 565 (BBB).

COMENTARIOS — teniendo en cuenta las dimensiones de los conidios, el material estudiado se asemeja a tres especies del género *Trimmatostroma*, *T. pini* W. B. Cooke; *T. platense* (Speg.) Van Warmelo & B. Sutton y *T. scutellare* (Berk. & Br.) M.B. Ellis, de las cuales se diferencia por poseer conidios de pared ornamentada. A su vez, *T. pini* tiene esporodoquios de mayor tamaño ($500-1000 \mu\text{m}$) y cadenas conidiales no ramificadas; *T. platense* posee conidios de menores dimensiones ($10-25 \times 7-15 \mu\text{m}$) y *T. scutellare* presenta esporodoquios pequeños ($250 \mu\text{m}$) y conidióforos pardos, de mayor longitud (hasta $30 \mu\text{m}$) que la especie patagónica.

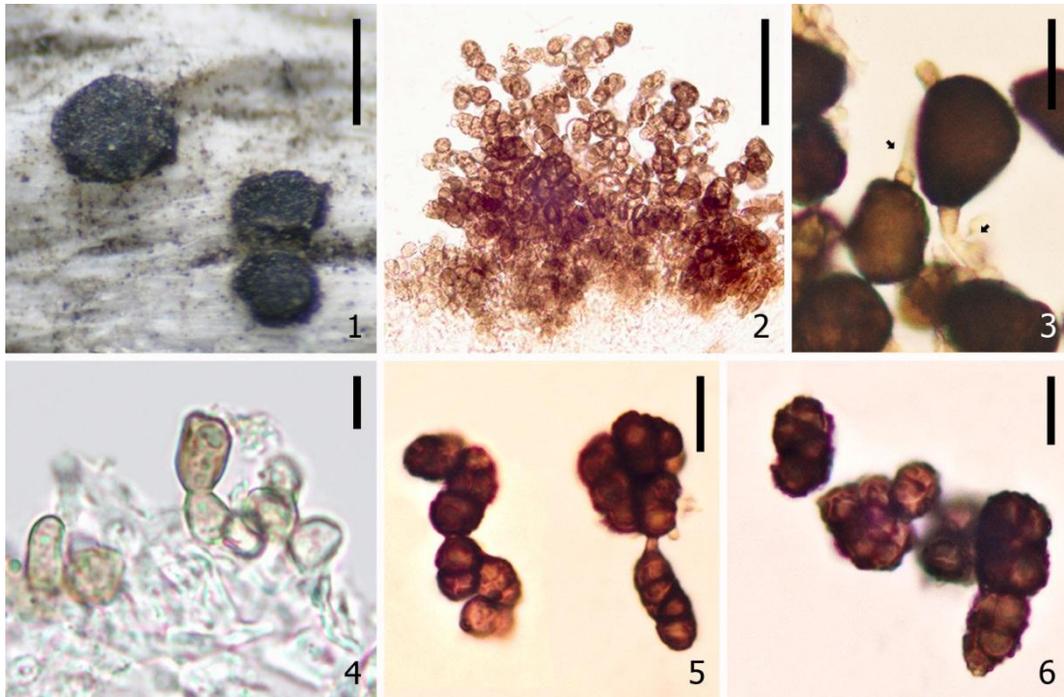
El género *Trimmatostroma* fue introducido por Corda (1837) para la especie *T. salicis* Corda caracterizada por tener esporodoquios pulvinados, oscuros y dispersos sobre la corteza de *Salix*. Todas las especies que fueron descritas en el género se caracterizan por poseer conidios polimórficos, formados en cadenas basípetas, a

diferencia de las especies del género *Coniosporium* Link donde las cadenas conidiales son acrópetas (Ellis, 1971). Crous *et al.* (2007) transfirieron varias especies de *Trimmatostroma* al género *Catenulostroma* Crous & U. Braun, argumentando que las especies del primero son saprótrofas, de hábito mayormente cortícola, ocasionalmente creciendo sobre hojarasca y filogenéticamente relacionadas a las especies del orden Helotiales. En cambio las especies de *Catenulostroma* son patógenos vegetales filogenéticamente relacionados a los hongos de la familia Teratosphaeriaceae (Capnodiales). Recientemente Diederich *et al.* (2010) adicionaron al género *Trimmatostroma* cuatro especies asociadas a líquenes. El género cuenta actualmente con veintidós especies (Kirk *et al.*, 2008; Diederich *et al.*, *op. cit.*).

En Sudamérica el género se encuentra mencionado en el catálogo fúngico de Chile (Minter & Peredo López 2006) con tres especies indeterminadas creciendo sobre madera de plantas no identificadas. En Argentina solo se conocía *T. platense* descrita creciendo sobre ramas descortezadas de *Eucalyptus globulus* en La Plata (Spegazzini, 1902) y por lo tanto este constituye el primer registro de la especie para nuestro país.

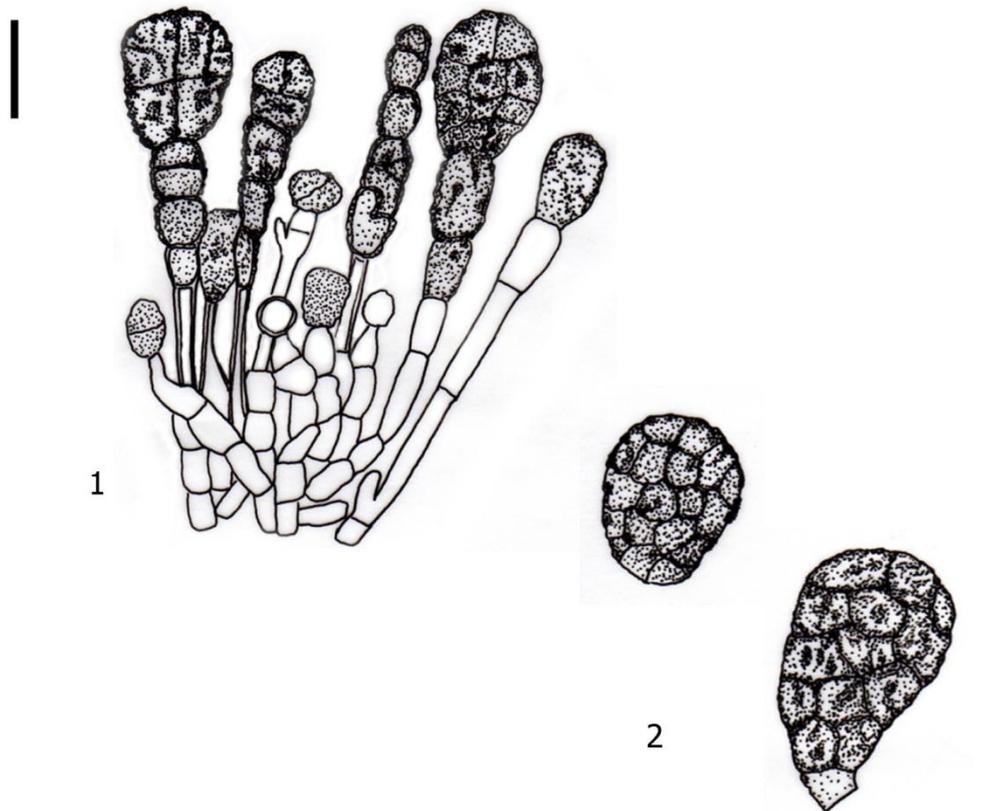
Se realizaron aislamientos monospóricos mediante la técnica de Goh (1999) en AN y ANG, y se intentó inducir la germinación aplicando shocks de luz UV y de tensión de vapor, pero no se logró el crecimiento.

LÁMINA 17



Trimmatostroma sp. nov.: 1. Esporodoquios circulares sobre el sustrato. 2. Cadenas conidiales. 3. Dos conidios con sus células conidiógenas y conidióforos (flechas). 4. Estrato de células conidiógenas. 5–6. Conidios en cadenas. 6. Vista en detalle de la ornamentación de la pared.

Escalas: 1 = 350 μ m; 2 = 40 μ m; 3, 5–6 = 10 μ m; 4 = 5 μ m.



Trimmatostroma sp. nov.: 1. Micelio inmerso, conidióforos, células conidiógenas y cadenas conidiales. 2. Conidios maduros.

Escalas: 1–2 = 10 μ m.

3. Aislamientos.

Los esfuerzos por obtener aislamientos de las distintas especies de ascomicetes encontradas fueron infructuosos a pesar de las numerosas técnicas aplicadas para favorecer la germinación de esporas, y pese a los diferentes medios y condiciones de cultivo empleados.

En los casos que se logró germinación, se describe y se detallan sus características de cultivo, según los medios, acompañando la descripción de la especie correspondiente.

Monodictys paradoxa es la única especie que logró esporular y formar colonias en cultivo. Algunos repiques en AN y ANG produjeron cristales de color amarillo intenso a los cuatro meses de incubación a temperatura ambiente (lámina 1).

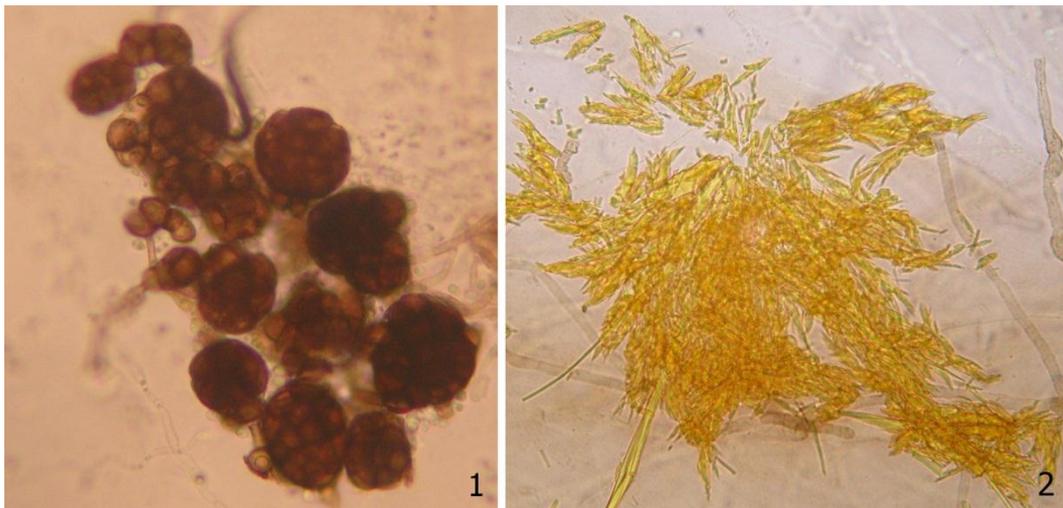


Lámina 1: 1. Masa conidial producida en ANG. 2. Cristales amarillos (ANG).

4. Análisis cualitativo de datos.

Ante la escasa información sobre las especies de ascomicetes no apoteciales que habitan los árboles nativos de los bosques andino-patagónicos, en esta tesis se puso énfasis en la tarea de determinar y describir las especies encontradas. Por esta razón es que a continuación se expresan algunas consideraciones ecológicas surgidas del análisis cualitativo de los datos obtenidos.

4. 1. Composición micobiótica

La ascomicobiota asociada a las muestras estudiadas está compuesta por 34 especies, con un 65% de especies en estado telemórfico y un 35% en estado anamórfico (gráfico 1). Se observó una predominancia de las especies pertenecientes a familias de la clase Dothideomycetes (38%), por encima de las especies de las clases Sordariomycetes (15%) y Eurotiomycetes (12%) (gráfico 2).

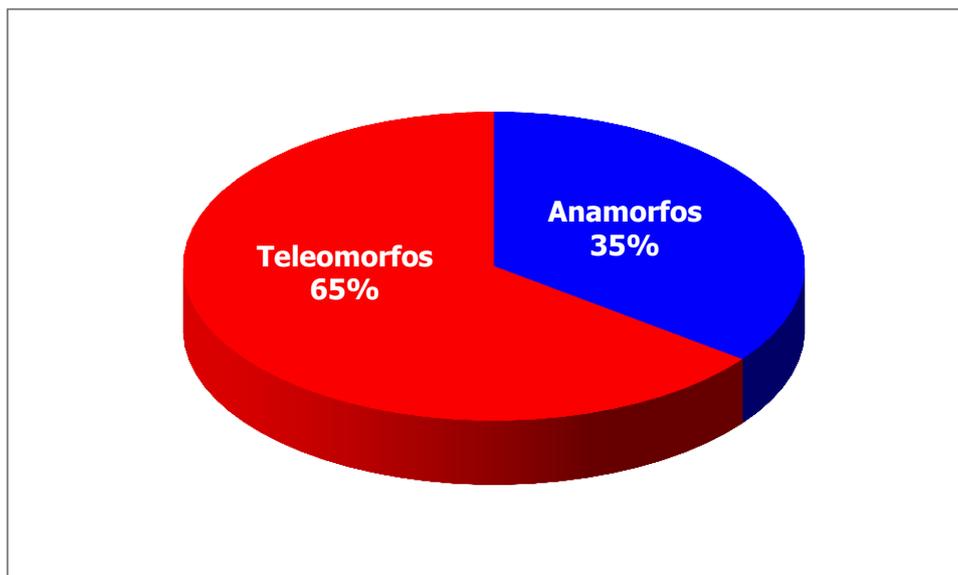


Gráfico 1: Porcentaje de Ascomycota en estado telemórfico y anamórfico.

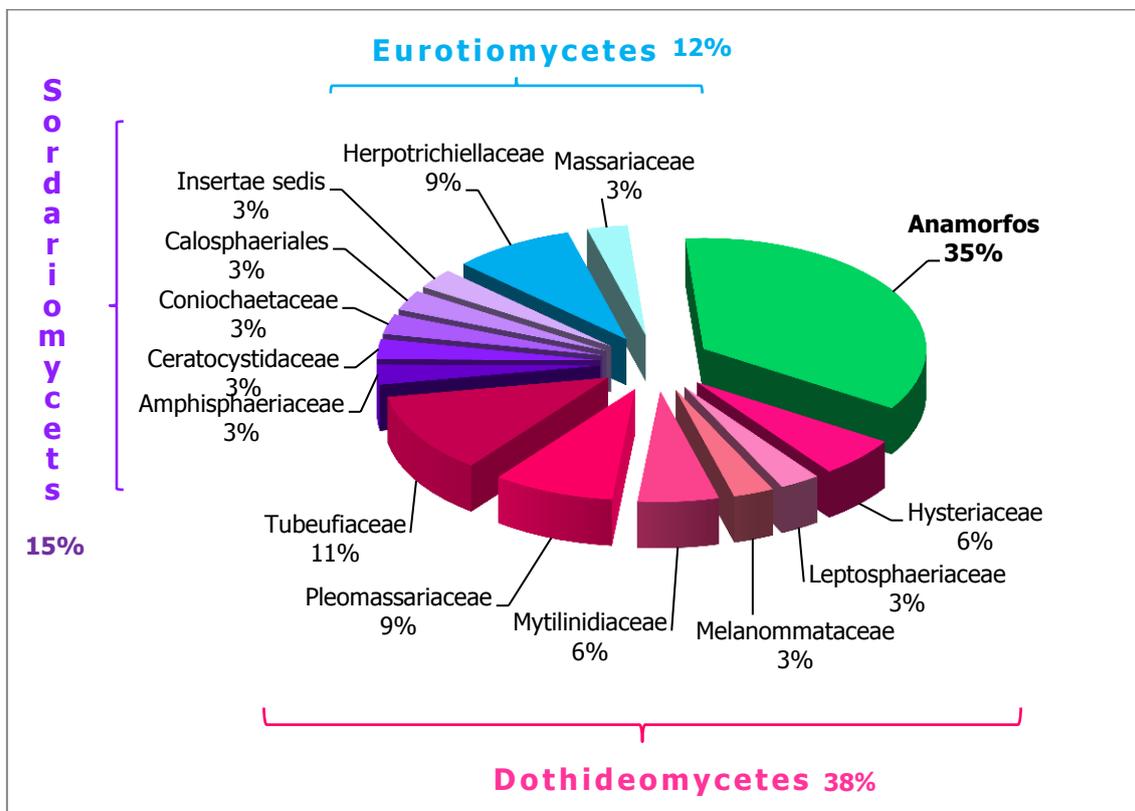


Gráfico 2: Composición microbiótica ordenada por familias y clases de ascomicetes.

4.2. Riqueza específica

A continuación se presentan los datos de riqueza específica (tablas 1–2). Dado que el número de muestras estudiadas no fue el mismo para todas las plantas y para todos los sitios de muestreo, se ajustó el número de especies encontradas sobre el número de muestras observadas, para poder visualizar mejor en forma comparativa la riqueza de especies.

Tabla 1: Riqueza específica de cada especie de árbol

PLANTA	N° muestras observadas	N° especies	N° especies/ N° muestras
<i>Austrocedrus chilensis</i>	15	4	0,27
<i>Nothofagus alpina</i>	8	5	0,63
<i>Nothofagus antarctica</i>	12	10	0,83
<i>Nothofagus dombeyi</i>	12	4	0,33
<i>Nothofagus obliqua</i>	8	7	0,88
<i>Nothofagus pumilio</i>	93	17	0,18
TOTAL	148		

Tabla 2: Riqueza específica de cada sitio de muestreo

SITIO DE MUESTREO	N° muestras observadas	N° especies	N° especies/ N° muestras
Esquel	58	13	0,22
Parque Nac. Lanín	44	14	0,32
Parque Nac. Los Alerces	18	5	0,28
Parque Nac. Nahuel Huapi	14	8	0,57
Parque Prov. Lago Baggilt	14	7	0,50
TOTAL	148		

Se encontró que las muestras que presentaron el mayor número de especies fueron las de *Nothofagus obliqua* seguidas por las de *N. antarctica*. Las muestras con menor riqueza fueron las de *N. pumilio* y *Austrocedrus chilensis* (gráfico 3). El sitio de

muestreo cuyas muestras presentaron el mayor número de especies fue el Parque Nac. Nahuel Huapi, seguido por el Parque Prov. Lago Baggilt. Las muestras con menor número de especies fueron las provenientes de Esquel (gráfico 4).

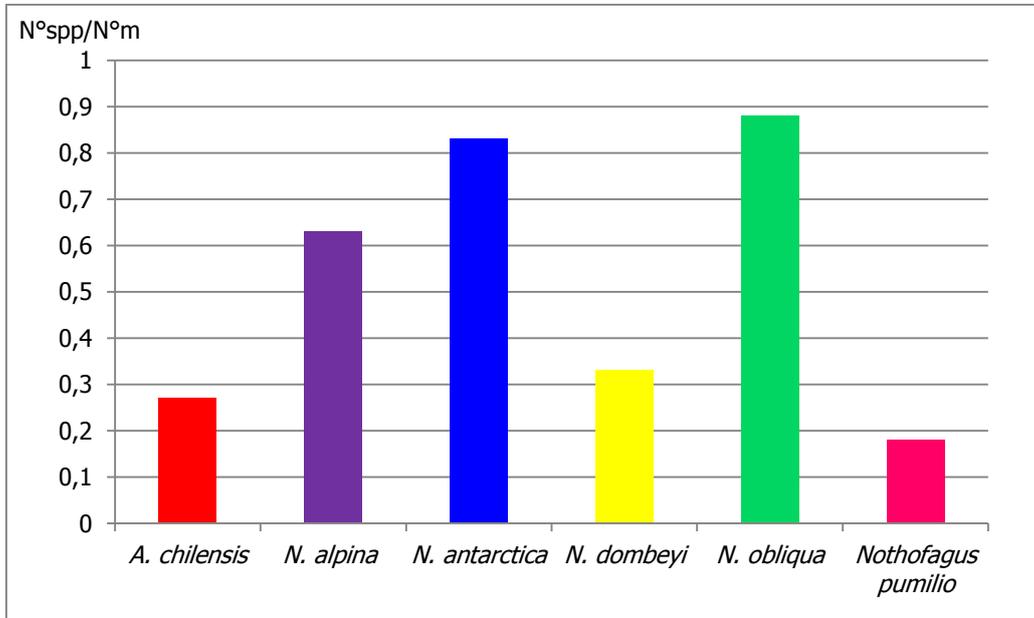


Gráfico 3: Riqueza específica de cada especie de árbol

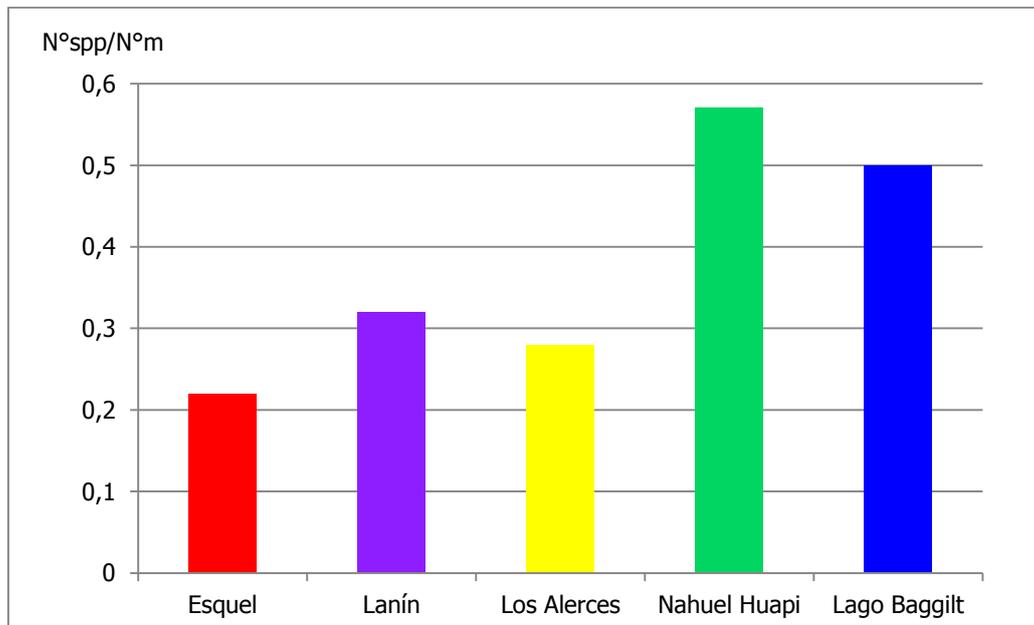


Gráfico 4: Riqueza específica de cada sitio de muestreo

5. Listado de especies por hospedante.

5. 1. Ascomycota asociados con *Austrocedrus chilensis*

El número de ascomicetes no liquenizantes registrados sobre *A. chilensis* es 14 y de ellos 11 son ascomicetes no discomicetes. A continuación se presenta una lista con las especies, su distribución geográfica y la referencia bibliográfica correspondiente.

<i>Aspergillus</i> sp.	Chile	Minter & Peredo López, 2006.
<i>Appendiculella austrocedri</i>	Chile	Butin & Peredo, 1986.
<i>Caliciopsis cochlearis</i>	Chile	Butin & Peredo, 1986.
<i>Caliciopsis pinea</i>	Chile	Minter & Peredo López, 2006.
<i>Cladosporium</i> sp.	Chile	Minter & Peredo López, 2006.
<i>Didymella</i> sp.	Chile	Minter & Peredo López, 2006.
<i>Epicoccum purpurascens</i>	Chile	Minter & Peredo López, 2006.
<i>Mytilinidion andinense</i>	Argentina	Messuti & Lorenzo, 1997.
<i>Mycosphaerella</i> sp.	Argentina	Gamundí <i>et al.</i> , 2004.
<i>Rebentischia massalongoi</i>	Argentina	Bianchinotti & Sánchez, 2009.
<i>Thyridium</i> sp.	Argentina	Gamundí <i>et al.</i> , 2004.

En esta tesis se adicionan dos registros sobre *A. chilensis*: *Capronia* sp. nov.2 y *Mytilinidion tortile*.

La baja diversidad de ascomicetes encontrada sobre *Austrocedrus chilensis* se opone a la hipótesis planteada al inicio de este estudio. Se esperaba encontrar una riqueza específica similar a la de las especies de *Nothofagus*, en base a las diferencias estructurales entre los ascomicetes y los basidiomicetes que convierten a los primeros en cuerpos más resistentes a los períodos de sequía o temperaturas extremas. Si bien *A. chilensis* es considerado un sustrato pobre para el crecimiento de basidiomicetes (Rajchenberg, 2002), esto se atribuía a las características ecológicas de los sitios donde crece el ciprés: en algunos se registran bajas precipitaciones, y en aquellos en que son abundantes, las lluvias ocurren hacia el fin del otoño o en invierno, época en que el

crecimiento de basidiomicetes se ve disminuido por las bajas temperaturas. Por el contrario, los ascomicetes principalmente aquellos que poseen ascomas cerrados, y sus anamorfos, son menos afectados por la falta de humedad (Bianchinotti, 2001), pudiendo tolerar extensos períodos de sequía y alta irradiación solar (Unterseher & Tal, 2006).

El crecimiento de estos grupos fúngicos, sobre sustratos inertes como la corteza, puede estar condicionado por las características físicas y químicas de la superficie. El ciprés tiene una corteza firme y fibrosa, formada por varias capas imbricadas, con fisuras longitudinales y transversales medianamente profundas (De Magistris & Castro, 2001), que deberían favorecer el establecimiento de micromicetes. Por lo tanto, una explicación posible para la baja diversidad de ascomicetes registrada, estaría relacionada con las características químicas de la corteza. Flores *et al.* (2001) aislaron flavonas, diterpenos y compuestos citotóxicos de la corteza y la madera de *A. chilensis* que podrían prevenir el ataque fúngico. En las paredes de células corticales parenquimáticas y cribosas del floema hay cristales de oxalato de calcio (De Magistris & Castro, *op cit.*) que, como en el resto de las plantas que los poseen, evitan la degradación tanto por herbívoros como por insectos (Franceschi & Nakata, 2005; Hudgins *et al.*, 2003), cuya acción muchas veces, es puerta de entrada para los ataques fúngicos.

5. 2. Ascomycota asociados con las especies de *Nothofagus*

El género *Nothofagus* (Nothofagaceae) incluye 35 especies arbóreas distribuidas estrictamente en seis países del Hemisferio Sur: Argentina, Australia, Chile, Nueva Caledonia, Nueva Zelanda y Papúa Nueva Guinea.

Hasta el momento, un total de 462 especies de ascomicetes han sido previamente citadas sobre las notofagáceas del mundo (Sudamérica y Oceanía), excluyendo a los discomicetes y ascomicetes liquenizantes. Para las notofagáceas sudamericanas se han registrado 59 especies de ascomicetes en estado teleomórfico y 132 en estado anamórfico (gráfico 5). Y en las notofagáceas de Oceanía se citan 128 especies de ascomicetes en estado teleomórfico y 143 en estado anamórfico (gráfico 6).

En las notofagáceas de ambos continentes se observa una predominancia de las especies de ascomicetes mitospóricos, seguidos por las especies de la clase

Sordariomycetes, luego los Dothideomycetes y finalmente los Eurotiomycetes (gráficos 7 y 8).

Se presenta una lista con las especies de hongos citados sobre las distintas especies de *Nothofagus* y su distribución geográfica (ver anexo).

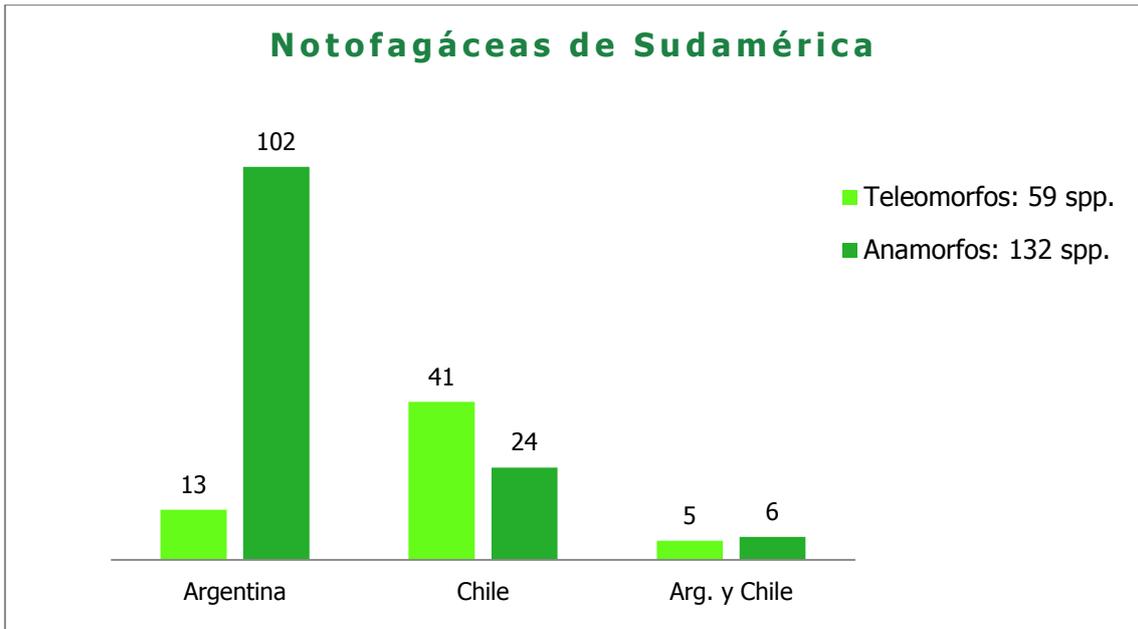


Gráfico 5: Distribución de anamorfos y teleomorfos en las notofagáceas de Sudamérica.

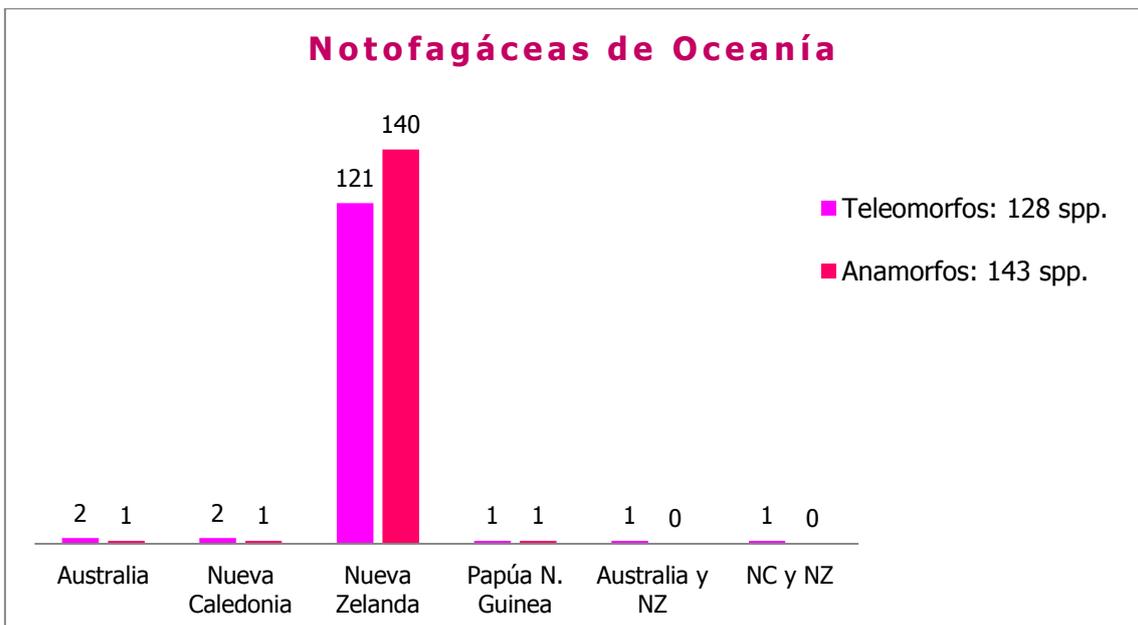


Gráfico 6: Distribución de anamorfos y teleomorfos en las notofagáceas de Oceanía.

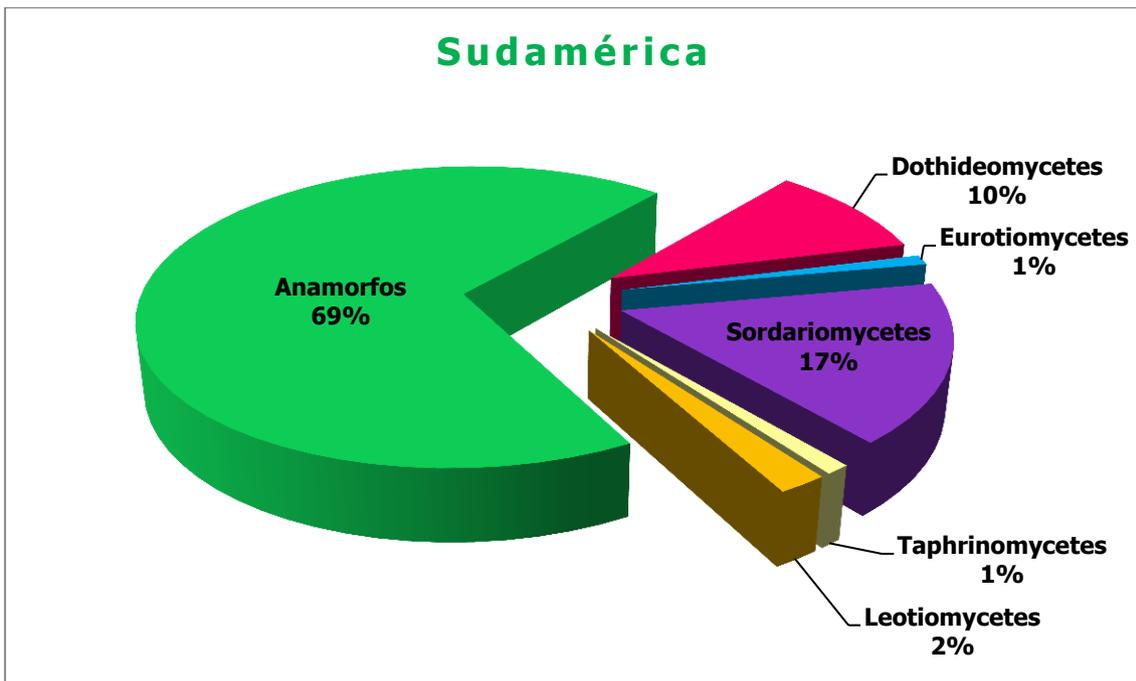


Gráfico 7: Composición micobiótica de las notofagáceas de Sudamérica ordenada por clases.

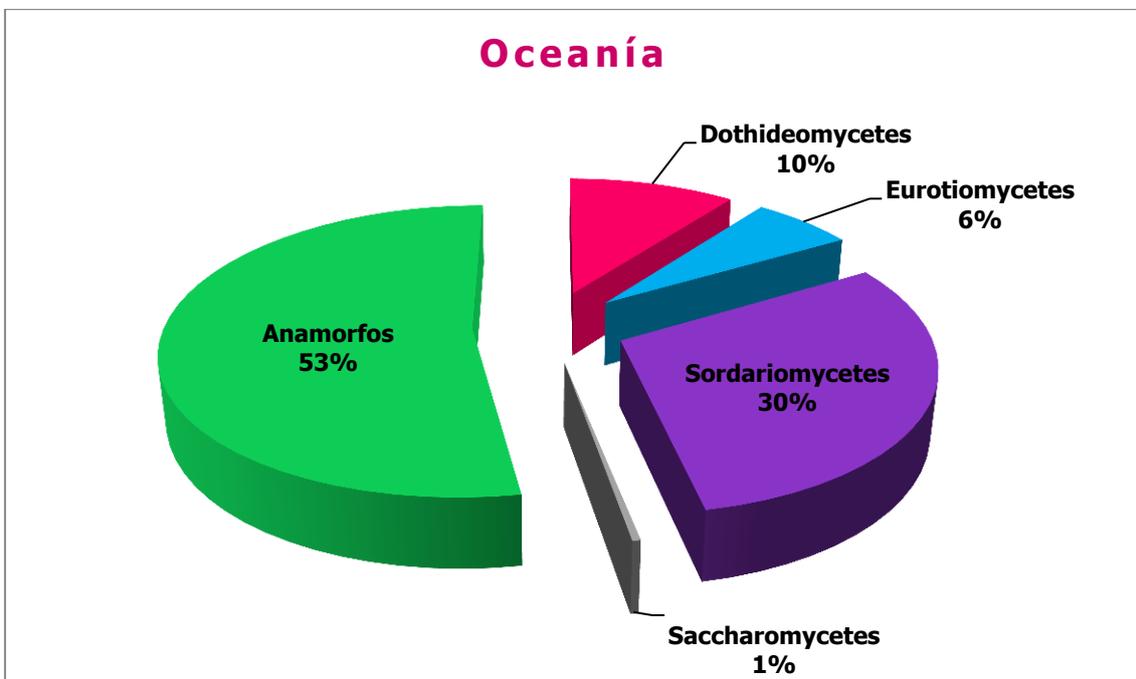


Gráfico 8: Composición micobiótica de las notofagáceas de Oceanía ordenada por clases.

Teniendo en cuenta los registros realizados en esta tesis para Sudamérica, se observa que el ordenamiento de clases no varía y la predominancia de anamorfos prevalece (gráfico 9).

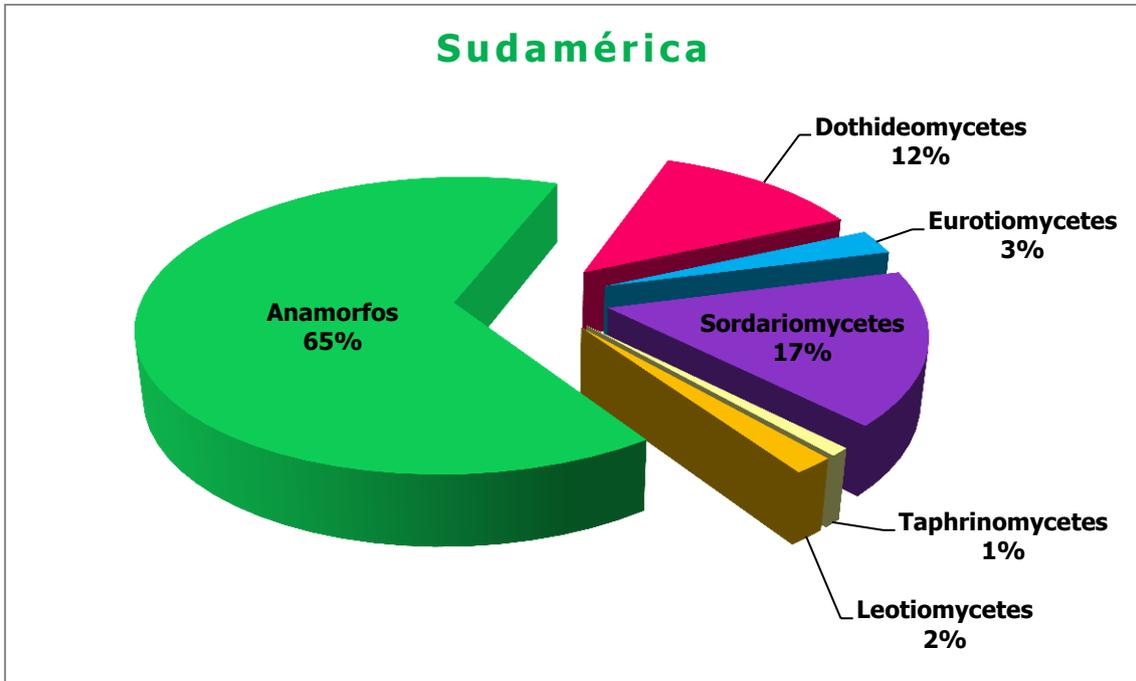


Gráfico 8: Composición microbiótica final de las notofagáceas de Sudamérica.

Se encontró que ambos continentes comparten la presencia de 16 géneros y 6 especies de ascomicetes telemórficos y 25 géneros y 11 especies de ascomicetes anamórficos (ver anexo). Este número no muy elevado de especies compartidas seguramente puede atribuirse a que los hongos que habitan un mismo sustrato en diferentes ubicaciones geográficas, son influenciados por los factores geográficos específicos (altura, temperatura, humedad, radiación) más que por las características del sustrato o del hospedante (Hyde *et al.*, 2007).

Las 20 especies de ascomicetes en estado teleomórfico registradas en esta tesis fueron halladas en sólo 52 muestras analizadas. Los registros de Oceanía indican que las 128 especies publicadas fueron registradas a partir del estudio de al menos 450 muestras. La relación entre el número de especies y el número de muestras, señala una mayor diversidad para las especies sudamericanas.

$$\frac{n^{\circ} \text{ especies fúngicas}}{n^{\circ} \text{ muestras analizadas}}$$

Sudamérica	Oceanía
$20/52 = 0,38$	$128/450 = 0,28$

Particularmente en el caso de Sudamérica, Argentina cuenta con 30 géneros y 36 especies de ascomicetes en estado teleomórfico y 87 géneros con 123 especies en estado anamórfico. Chile presenta 25 géneros y 46 especies de ascomicetes en estado teleomórfico y 24 géneros con 30 especies en estado anamórfico. Ambos países comparten solamente la presencia de 11 especies, las cuales son mencionadas a continuación con sus correspondientes referencias bibliográficas.

<i>Chalara brevicaulis</i>	Kile & Walker, 1987 USDA Forest Service, 1993
<i>Chalara dualis</i>	Kile & Walker, 1987 USDA Forest Service, 1993
<i>Chalara nothofagi</i>	Gamundí <i>et al.</i> , 1977b McKenzie <i>et al.</i> , 1992 McKenzie <i>et al.</i> , 2000 Nag Raj & Kendrick, 1975 USDA Forest Service, 1993
<i>Erysiphe nothofagi</i>	Amano, 1986; Braun, 1987 Mujica & Oehrens, 1967 Mujica & Vergara, 1945 Spaulding, 1961; Thaxter, 1910
<i>Eurotium herbariorum var. fuegianum</i>	Farr, 1973
<i>Harknessia antarctica</i>	Nag Raj, 1993 Nag Raj & DiCosmo, 1981 USDA Forest Service, 1993
<i>Hysteroglyphium flexuosum</i>	Messuti & Lorenzo, 2003
<i>Hysteroglyphium subrugosum</i>	Messuti & Lorenzo, 2003
<i>Taphrina entomospora</i>	Hansen <i>et al.</i> , 2007
<i>Polyscytalum fuegianum</i>	Gamundí <i>et al.</i> , 1977b
<i>Sporocybe antarctica</i>	Mujica & Vergara, 1945 USDA Forest Service, 1993

CONCLUSIONES

Se estudió la diversidad de los ascomicetes asociados a *Austrocedrus chilensis* y a cinco especies del género *Nothofagus*, en las provincias de Chubut, Neuquén y Río Negro, identificándose 34 taxones fúngicos.

Se registran por primera vez para Sudamérica, seis géneros (*Acanthostigma*, *Acarosporium*, *Decaisnella*, *Dwiroopa*, *Petrakia* y *Pseudochuppia*) y tres especies (*Melanomma subdispersum*, *Mytilinidion tortile* y *Monodictys paradoxa*).

Se documentan por primera vez para Argentina, cuatro géneros (*Asteromassaria*, *Dothiorina*, *Rebentischia* y *Tubeufia*) y dos especies (*Bactrodesmium atrum* y *Gilmaniella multiporosa*).

Se proponen once especies nuevas, tres Dothideomycetes (*Acanthostigma patagonica*, *Asteromassaria* sp. nov. y *Ostreichnion* sp. nov.), tres Eurotiomycetes (*Capronia* sp. nov1., *Capronia* sp. nov2. y *Decaisnella* sp. nov.) y cinco ascomicetes mitospóricos (*Dictyosporium* sp. nov., *Endomelanconium* sp. nov., *Petrakia* sp. nov., *Pseudochuppia* sp. nov. y *Trimmatostroma* sp. nov.).

Se confirma a *Acanthostigma patagonica* como una nueva especie para la ciencia mediante estudios filogenéticos.

Con respecto a los escasos aislamientos obtenidos, evidentemente no se ha logrado reproducir las características fisicoquímicas de los sustratos que estos hongos habitan, por lo que se seguirá trabajando para determinar cuáles pueden ser las mismas.

En las muestras estudiadas, la ascomicobiótica está compuesta por un 65% de especies en estado telemórfico y un 35% en estado anamórfico, con mayor número de especies de familias de la clase Dothideomycetes (38%), sobre especies de las clases Sordariomycetes (15%) y Eurotiomycetes (12%)

Nothofagus obliqua aparece como el sustrato más rico en especies seguido por *N. antarctica*. Los sustratos con menor riqueza son *N. pumilio* y *Austrocedrus chilensis*.

Las muestras provenientes del Parque Nacional Nahuel Huapi son las de mayor riqueza específica, seguidas por las del Parque Provincial Lago Baggilt. Las muestras con menor número de especies son las provenientes de Esquel.

En base a los resultados obtenidos en esta tesis y a su comparación con datos publicados previamente, se concluye que en las notofagáceas de ambos continentes predominan los ascomicetes en estado anamórfico por sobre los teleomórficos, siendo los mejor representados los de la clase Sordariomycetes, seguidos por los de las clases Dothideomycetes y Eurotiomycetes.

Sudamérica y Oceanía comparten la presencia de 16 géneros y 6 especies de ascomicetes teleomórficos, y 25 géneros con 11 especies de ascomicetes anamórficos; observándose mayor riqueza específica en Sudamérica. Argentina cuenta con 30 géneros y 36 especies de ascomicetes en estado teleomórfico y 87 géneros con 123 especies en estado anamórfico. Chile presenta 25 géneros y 46 especies de ascomicetes en estado teleomórfico y 24 géneros con 30 especies en estado anamórfico. Ambos países comparten solamente la presencia de 11 especies (*Chalara brevicaulis*, *C. dualis*, *C. nothofagi*, *Erysiphe nothofagi*, *Eurotium herbariorum* var. *fuegianum*, *Harknessia antarctica*, *Hysteroglyphium flexuosum*, *H. subrugosum*, *Taphrina entomospora*, *Polyscytalum fuegianum* y *Sporocybe antarctica*).

Una de las familias mejor representadas en Argentina es la familia Tubeufiaceae, en la cual se observa una desigual distribución de especies entre América y Oceanía. Mientras que las especies de *Tubeufia* se registran en notofagáceas de ambos continentes, las de *Acanthostigma* y *Rebentischia* aparecen como exclusivas de las notofagáceas sudamericanas.

Teniendo en cuenta que los muestreos realizados fueron necesariamente incompletos, tanto en lo que refiere a los rangos de distribución de los sustratos como al rango de taxones examinados en cada género, es probable que los números suministrados representen sólo una pequeña proporción del total de micromicetes que ocurren en estos taxones vegetales.

ÍNDICE DE TAXONES FÚNGICOS

El índice se ordenó alfabéticamente por género y especie. Los géneros se indican en letra mayúscula. Los nombres de géneros en negrita indican los géneros que han sido desarrollados en esta tesis y las especies en negrita indican las descriptas en este trabajo. El número en negrita señala la página de la descripción de la especie. Los nombres sin ningún atributo indican géneros y especies citadas en el texto.

ACANTHOSTIGMA .	44, 74, 75, 76, 77, 78, 79, 80, 81, 82, 83, 84, 85, 86, 93, 188, 189
<i>A. decastylum</i>	75
<i>A. dimerosporioides</i>	77, 78 , 85
<i>A. filiforme</i>	77
<i>A. gnaphaliorum</i>	77, 78 , 85
<i>A. guaraniticum</i>	77, 78, 86
<i>A. imperspicuum</i>	77, 79 , 85
A. minutum	44, 74 , 75, 77, 80, 93
<i>A. multiseptatum</i>	76
A. patagonica	44, 75 , 76, 77, 81, 82, 84, 93
<i>A. perpusillum</i>	74, 77
<i>A. scopulum</i>	77
ACANTHOSTIGMINA	77
ACAROSPORIUM	45, 128, 129, 130
<i>A. americanum</i>	129
<i>A. lichenicola</i>	129
A. quisquiliaris	45, 128 , 129, 130
<i>A. sympodiale</i>	128
ACTIDIUM	62
ALLONECTE	93
ANTEAGLONIUM	50
AQUATICHEIROSPORA	139
<i>Appendicullela austrocedri</i>	181
ASPERGILLUS	181
ASTEROMASSARIA	43, 65, 66, 67, 68, 70, 71, 188
<i>A. macroconidica</i>	66
<i>A. macrospora</i>	65, 66
Asteromassaria sp. nov.	43, 65 , 67, 68
<i>Austrocenangium australe</i>	152, 154
AVETTAEA	45, 131, 132, 133, 134
A. aff. salvadorae	45, 131 , 133, 134
<i>A. alcornii</i>	131
<i>A. philippinensis</i>	131
<i>A. salvadorae</i>	132
BACTRODESMIUM	45, 135, 136, 137, 188
<i>B. aspidospermatis</i>	136
<i>B. abruptum</i>	135
B. atrum	45, 135 , 136, 137, 188

<i>B. gabretae</i>	136
<i>B. microleucurum</i>	136
<i>B. peruvianum</i>	136
<i>B. traversianum</i>	136
BARRINA	121
BERTIELLA	58
BOERLAGIOMYCES	93
BOTRYOTRICHUM	157
BYSSOCALLIS	93
BYSSOPHAERIA	58
<i>Calosphaeriales</i> sp. indet.	45, 126
<i>Caliciopsis cochlearis</i>	181
<i>Caliciopsis pinea</i>	181
CAPRONIA 44, 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 181, 188	
<i>C. acutisetata</i>	98, 103
<i>C. chlorospora</i> 44, 96 , 97, 100, 101, 105	
<i>C. coronata</i>	100
<i>C. epimyces</i>	99
<i>C. mansonii</i>	100
<i>C. pilosella</i>	100
<i>Capronia</i> sp. nov. 1 44, 97 , 102, 105	
<i>Capronia</i> sp. nov. 2 44, 98 , 104, 105	
CATENULOSTROMA	173
CERATOCYSTIOPSIS 116, 145	
CERATOCYSTIS 44, 114, 115, 116, 117, 118, 145	
<i>C. bhutanensis</i>	116
<i>C. cacaofunesta</i>	115
<i>C. coerulescens</i>	116
<i>C. fimbriata</i> 114, 115, 117	
<i>C. inquinans</i>	116
<i>C. microbasis</i>	116
<i>C. moniliformopsis</i>	116
<i>C. moniliformis</i>	44, 114 , 115, 116, 117, 118
<i>C. oblonga</i>	116
<i>C. paradoxa</i>	115, 116
<i>C. platani</i>	115
<i>C. savannae</i>	116
<i>C. sumatrana</i>	116
<i>C. tribiliformis</i>	116
CHEIROMONILIOPHORA	139
CHEIROMYCES	139
CHEIROSPORIUM	139
CHLOROCIBORIA 144, 145	
<i>Chlorociboria aeruginascens</i>	144
<i>Chlorosplenium aeruginosum</i>	143, 144
CHUPPIA	169
CLADOSPORIUM 100, 181	
CONIOCHAETA 44, 119, 120, 121, 122	
<i>C. extramundana</i>	120
<i>C. hansenii</i>	120

<i>C. ligniaria</i>	119, 120
<i>C. pulverulacea</i>	120
<i>C. rhopalochaeta</i>	44, 119 , 120, 122
<i>C. scatigena</i>	120
<i>C. tetraspora</i>	120
CONIOCHAETIDIUM	120, 121
CONIOSPORIUM	173
<i>Cryptendoxyla hypophloia</i>	145
CYMBOTHYRIUM	152
DECAISNELLA	44, 106, 107, 108, 109, 110, 188
<i>D. americana</i>	107
<i>D. formosa</i>	108
<i>D. macrospora</i>	107
<i>D. peniophora</i>	107
<i>D. spectabilis</i>	106, 107
<i>Decaisnella</i> sp. nov.	44, 106 , 109, 110
DICTYOSPORIUM	45, 138, 139, 140, 141, 142, 188
<i>D. cocophilum</i>	138
<i>D. elegans</i>	138, 140
<i>D. giganticum</i>	138
<i>D. heptasporum</i>	138
<i>D. hymenaeorum</i>	140
<i>D. minus</i>	140
<i>D. pelagicum</i>	140
<i>D. triramosum</i>	140
<i>D. yerbae</i>	140
<i>D. zeylanicum</i>	140
<i>Dictyosporium</i> sp. nov.	45, 138 , 141, 142, 188
<i>Didymella</i> sp.	181
DIGITODESMIUM	139
DIGITOMYCES	139
DISCOSTROMA	44, 111, 112, 113
<i>Discostroma</i> sp.	44, 111 , 113
DISCOSTROMOPSIS	112
DOTHIORINA	45, 143, 144, 145, 147, 188
<i>D. tulasnei</i>	45, 143 , 144, 145, 146, 147
DWIROOPA	45, 148, 149, 150
<i>D. lythri</i>	149
<i>D. ramya</i>	45, 148 , 149, 150
ENDOMELANCONIOPSIS	152
ENDOMELANCONIUM	45, 151, 152, 154, 155, 156, 188
<i>E. microsporum</i>	152
<i>E. nanum</i>	151, 152, 153, 154
<i>E. phoenicicola</i>	152, 154
<i>E. pini</i>	151, 152, 154
<i>Endomelanconium</i> sp. nov.	45, 151 , 154, 155, 156, 188
EPHEMEROASCUS	121
<i>Epicoccum echinatum</i>	164
<i>Epicoccum purpurascens</i>	181
EXOPHIALA	100

<i>FARLOWIELLA</i>	50
GILMANIELLA	45, 157, 158, 159, 188
<i>G. bambuseae</i>	158
<i>G. humicola</i>	157, 158
<i>G. macrospora</i>	158
<i>G. multiporosa</i>	45, 157 , 158, 159, 188
<i>G. punctiformis</i>	158
<i>G. subornata</i>	158
<i>G. thermophila</i>	158
GLONIOPSIS	49
GLONIUM	50
GLYPHIUM	62
HAPLOSPORELLA	132
<i>H. salvadorae</i>	132
HARKNESSIA	149, 152, 187, 189
HELICOMA	93
HELICOMYCES	74, 93
<i>Helicomycetes</i> sp.	74
HELICOSPORIUM	44, 91, 93, 95
<i>H. virescens</i>	44, 91 , 95
<i>Helminthosporium longipilum</i>	56
HERPOTRICHIA	58
HUMICOLA	157
HYSTERIUM	47, 48, 49, 60, 61
<i>H. andinense</i>	60, 61
<i>H. lineolatum</i>	48
<i>H. tortile</i>	61
HYSTEROGRAPHIUM	47, 48, 50, 187, 189
<i>H. flexuosum</i>	47, 48, 187, 189
<i>H. fuegianum</i>	47
<i>H. fuegianum</i> var. <i>intermedium</i>	47
<i>H. magellanicum</i>	47
<i>H. subrugosum</i>	187, 189
<i>H. viticolum</i>	48
KAMATIA	139
LASMENIA	151, 152
LECYTHOPHORA	120
LEPTOSPHAERIA	43, 54, 55
<i>Leptosphaeria</i> sp. indet.	43, 54 , 55
LETENDRAEA	92, 93
<i>Lophiostoma macrosporum</i>	107
LOPHIUM	62
MACRODIPLODIOPSIS	66
MELANCONIOPSIS	152
MELANCONIUM	152
MELANOMMA	43, 56, 57, 58, 59
<i>M. pulvis-pyrius</i>	43, 56, 57, 58
<i>M. subdispersum</i>	43, 56 , 57, 58, 59
MELIOLIPHILA	92
MONODYCTIS	45, 160, 161, 162, 176, 188

<i>M. castaneae</i>	161
<i>M. glauca</i>	161
<i>M. paradoxa</i>	45, 160 , 161, 162, 176, 188
<i>M. pelagica</i>	161
<i>Mycosphaerella</i> sp.....	181
MYTILINIDIUM	43, 49, 60, 61, 62, 63, 64, 181
<i>M. andinense</i>	43, 60 , 63, 181
<i>M. tortile</i>	43, 61 , 64, 181
NAVICELLA	108
OPHIOSTOMA	115, 116
<i>O. araucariae</i>	115
<i>O. nothofagi</i>	115
<i>O. piceae</i>	115
<i>O. piliferum</i>	115
<i>O. valdiviana</i>	115
OSTREICHNION	43, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 62
<i>O. americanum</i>	48, 49
<i>O. curtisii</i>	48, 49, 50, 53
<i>O. europeum</i>	49
<i>O. nova-caesariense</i>	43, 46 , 47, 49, 50, 51
<i>O. sassafras</i>	46, 48, 49, 50, 53
<i>Ostreichnion</i> sp. nov.	43, 48 , 52
OSTREOLA	62
OSTROPELLA	58
PARANECTRIELLA	93
PETRAKIA	45, 163, 164, 165, 166, 167, 188
<i>P. deviata</i>	163, 164
<i>P. echinata</i>	163, 164
<i>P. irregularis</i>	163, 164
<i>P. paracochinensis</i>	163, 164
<i>Petrakia</i> sp. nov.	45, 163 , 166, 167, 188
PIRICAUDA	164
PLEOMASSARIA	43, 69, 70, 71, 72, 73
<i>P. siparia</i>	69, 71
<i>Pleomassaria</i> sp. indet. 1	43, 69 , 72
<i>Pleomassaria</i> sp. indet. 2	43, 69 , 73
PODONECTRIA	92
POROCONIOCHAETA	121
PSEUDOCHUPPIA	45, 168, 169, 170, 171, 188
<i>P. sarcinispota</i>	168
<i>Pseudochuppia</i> sp. nov.	45, 168 , 170, 171, 188
PSEUDODICTYOSPORIUM	139
PSEUDOPETRAKIA	164
PSEUDOTRICHIA	58
PUTTEMANSIA	93
PYXIDIOPHORA	145
QUASICONCHA	62
<i>Q. reticulata</i>	145
RAMICHLORIDIUM	100
REBENTISCHIA	44, 87, 88, 89, 90, 92, 93, 181

<i>R. abietis</i>	88
<i>R. costi</i>	88, 90, 93
<i>R. massalongoi</i>	44, 87 , 88, 89, 93, 181
<i>R. pomiformis</i>	88
<i>R. unicaudata</i>	88
RHINOCLADIELLA	100
RHYNCHOMELIOLA	44, 123, 124, 125
<i>R. licaniae</i>	124
<i>R. pulchella</i>	123, 124
<i>R. quercina</i>	124
<i>R. rosacearum</i>	124
<i>R. usteriana</i>	44, 123 , 124, 125
RHYNCHOSTOMA	124
RHYTIDHYSTERON	50
ROSELLINIA	120
SCOLICOSPORIUM	66
SEIMATOSPORIUM	112
SPLACHNONEMA	70, 71
SPORIDESMIUM	160
SPOROCADUS	112
TEICHOSPORA	97, 107
<i>Teichospora chlorospora</i>	97
THAXTERIELLA	92, 93
THIELAVIOPSIS	44, 114, 115, 117
<i>Thielaviopsis</i> sp.	44, 114
<i>Thyridium</i> sp.	181
TRIMMATOSTROMA	45, 172, 174, 175
<i>T. pini</i>	172
<i>T. platense</i>	172, 173
<i>T. salicis</i>	172
<i>T. scutellare</i>	172
<i>Trimmatostroma</i> sp. nov.	45, 172 , 174, 175
TUBEUFIA	44, 77, 84, 91, 92, 93, 94
<i>T. albo-ostiolata</i>	92, 93
<i>T. amazonensis</i>	92, 93
<i>T. anceps</i>	92
<i>T. asclepiadis</i>	92, 93
<i>T. aurantiella</i>	92, 93
<i>T. cerea</i>	44, 84, 91 , 92, 93, 94
<i>T. clintonii</i>	92, 93
<i>T. coronata</i>	92
<i>T. cylindrothecia</i>	92, 93
<i>T. helicoma</i>	92, 93
<i>T. javanica</i>	91, 92
<i>T. palmarum</i>	92, 93
<i>T. paludosa</i>	91, 92, 93
XENOLOPHIUM	58
ZOGGIUM	62

BIBLIOGRAFÍA

- Aa HA. 1968. *Petrakia irregularis*, a new fungus species. Acta Botanica Neerlandica 17(3): 221–225.
- Abbas SQ. & Sobia M. 2008. Addition to mycoflora of *Syzygium cumini* from Pakistan. Mycopathology 6: 57–61.
- Abbas SQ. & Sutton BC. 1988. An addition to *Avetiaea* (Coelomycetes) from Pakistan. Transactions British Mycological Society 90: 491–494.
- Abdel-Wahab MA. & Jones EBG. 2003. *Decaisnella formosa* sp. nov. (Ascomycota, Massariaceae) from an Australian sandy beach. Canadian Journal of Botany 81: 598–600.
- Acero FJ., González V., Sánchez-Ballesteros J., Rubio V., Checa J., Bills G., Salazar O., Platas G. & Pelaez F. 2004. Molecular phylogenetic studies on the Diatrypaceae based on rDNA-ITS sequences. Mycologia 96: 249–259.
- Ahn Y. & Shearer CA. 1999. Taxonomic revision of *Leptosphaeria vagabunda* and four infraspecific taxa. Mycologia 91: 684–693.
- Allegrucci N., Cabello MN. & Arambarri AM. 2009. Diversity of saprotrophic anamorphic Ascomycetes from native forests in Argentina: an updated review. Darwiniana 47(1): 108–124.
- Amano K. 1986. (=Hirata). Host range and geographical distribution of the powdery mildew fungi. Japan Scientific Societies Press: 741 pp.
- Arambarri AM., Cabello MN. & Cazau MC. 2001. *Dictyosporium triramosum*, a new hyphomycete from Argentina. Mycotaxon 78: 185–189.
- Arambarri AM., Cabello MN. & Mengascini A. 1987. New hyphomycetes from Santiago River (Buenos Aires Province, Argentina). Mycotaxon 29: 29–35.
- Arambarri AM., Gamundí IJ. & Bucsinszky AM. 1981. Micoflora de la hojarasca de *Nothofagus dombeyi*. III. Darwiniana 23(2–4): 327–348.

- Arambarri AM. & Godeas AM. 1994a. *Edmundmasonia gamundiae* sp. nov. a new Hyphomycete from Tierra del Fuego (Argentina). *Mycotaxon* 52:91–94.
- Arambarri AM. & Godeas AM. 1994b. *Menispora fuegiana* sp. nov. a new Hyphomycete from Tierra del Fuego (Argentina). *Mycotaxon* 52: 95–98.
- Arambarri AM., Minter TJ., Cabello MN. & Minter DW. 2008. Spegazzini - Dibujos de Hongos, una Biblioteca Digitalizada. www.cybertruffle.org.uk/spegazzini.
- Arx JA. & Müller E. 1954. Die Gattungen der amerosporen Pyrenomyceten. *Beitrage Kryptogamen Flora der Schweiz* 11(1): 434 pp.
- Arx JA. & Müller E. 1975. A re-evaluation of the bitunicate Ascomycetes with keys to families and genera. *Studies in Mycology* 9: 1–159.
- Bahl J., Jeewon R. & Hyde KD. 2005. Phylogeny of *Rosellinia capetribulensis* sp. nov. and its allies (*Xylariaceae*). *Mycologia* 97: 1102–1110.
- Baker Engelbrecht CJ. & Harrington TC. 2005. Intersterility, morphology and taxonomy of *Ceratocystis fimbriata* on sweet potato, cacao and sycamore. *Mycologia* 97(1): 57–69.
- Baral HO. 1987. Lugol's solution/IKI versus Melzer's reagent: hemiamyloidity, a universal feature of the ascus wall. *Mycotaxon* 29: 399-450.
- Baral HO. 2009. Iodine reaction in Ascomycetes: why is Lugol's solution superior to Melzer's reagent?. <http://www.gbif-mycology.de/HostedSites/Baral/IodineReaction.htm>.
- Barr ME. 1975. The genus *Ostreichnion*. *Mycotaxon* 3(1): 81–88.
- Barr ME. 1979a. On the Massariaceae in North America. *Mycotaxon*. 9(1): 17–37.
- Barr ME. 1979b. A classification of Loculoascomycetes. *Mycologia* 71: 935–957.
- Barr ME. 1980. On the family Tubeufiaceae (Pleosporales). *Mycotaxon* 12: 137–167.
- Barr ME. 1982. On the Pleomassariaceae (Pleosporales) in North America. *Mycotaxon* 15: 349–383.

- Barr ME. 1985. Notes on the Calosphaeriales. *Mycologia* 77: 509–565.
- Barr ME. 1986. On *Julella*, *Decalourea* and *Decaisnella*, three dictyosporous genera described by J.H. Fabre. *Sydowia* 38: 11–19.
- Barr ME. 1987. Prodrumus to class Loculoascomycetes. Published by Hamilton Newell, Amherst, Massachusetts: 168 pp.
- Barr ME. 1990a. Melanommatales (Loculoascomycetes). North American Flora. NYBG 2(13): 129 pp.
- Barr ME. 1990b. Prodrumus to nonlichenized, pyrenomycetous members of class Hymenoascomycetes. *Mycotaxon* 39: 43–184.
- Barr ME. 1991. Notes on and additions to North American members of the Herpotrichiellaceae. *Mycotaxon* 41(2): 419–436.
- Barr ME. 1993a. Notes on the Pleomassariaceae. *Mycotaxon* 49: 129–142.
- Barr ME. 1993b. Redisposition of some taxa described by J.B. Ellis. *Mycotaxon* 46: 45–76.
- Barron GL. 1964. A new genus of the Hyphomycetes from soil. *Mycologia* 56: 514–518.
- Batista AC. & Bezerra JL. 1963. Alguns ascomycetes hialofragmos de significação fitopatológica. Publicações. Instituto de Micologia da Universidade do Recife 385: 1–21.
- Batista AC., Bezerra JL. & Peres GEP. 1965. *Vonarxellae* outros novos ascomycetos. *Rivista di Patologia Vegetale Pavia Ser. 4*, 1(1-2): 61–69.
- Batista AC. & Souza RG. 1961. *Tubeufia* e *Zeta*, novos fungos da família Hypocreaceae. *Memórias da Sociedade Broteriana* 14: 67–72.
- Berthet P. 1964. Formes conidiennes de divers Discomycètes. *Bulletin Societe Mycologique France* 80: 125–149.

- Bianchinotti MV. 1993. Contribución al conocimiento de los micromicetes de la Argentina. Deuteromycotina en *Geoffroea decorticans* (Leguminosae). II. Coelomycetes. Boletín Sociedad Argentina Botánica 29: 3–6.
- Bianchinotti MV. 1994. Estudio sistemático y ecológico de la micoflora del chañar (*Geoffroea decorticans*) en los alrededores de Bahía Blanca. Tesis: 236 pp.
- Bianchinotti MV. 2001. Análisis de las comunidades fúngicas asociadas a ramitas y ritidoma troncal de *Geoffroea decorticans* (Fabaceae). *Gayana Botánica* 58(1): 1–12.
- Bianchinotti MV. & Sánchez RM. 2009. Micromycetes on *Austrocedrus chilensis*. First record of *Rebentischia* from Argentina. *Mycotaxon* 107: 449–454.
- Bisheimer MV. & Fernández EM. 2003. Árboles de los Parques Nacionales del Sur. Argentina: 176 pp.
- Boehm EWA., Mugambi GK., Miller AN., Huhndorf SM., Marinkowitz S., Spatafora JW. & Schoch CL. 2009a. A molecular phylogenetic reappraisal of the Hysteriaceae, Mytiliniaceae and Gloniaceae (Pleosporomycetidae, Dothideomycetes) with keys to world species. *Studies in Mycology* 64: 49–83.
- Boehm EWA., Schoch CL. & Spatafora JW. 2009b. On the evolution of the Hysteriaceae and Mytiliniaceae (Pleosporomycetidae, Dothideomycetes, Ascomycota) using four nuclear genes. *Mycological Research* 113(4): 461–479.
- Boise J. 1985. New combinations in the Pleomassariaceae and the Massariaceae. *Mycotaxon* 22(2): 477–482.
- Braun U. 1987. A monograph of the Erysiphales (powdery mildews). Beihefte Nova Hedwigia 89: 1–700.
- Brefeld O. 1891. Untersuchungen aus dem Gesamtgebiete der Mycologie 9: 150 pp.
- Brion C., Puntieri J., Grigera D. & Calvelo S. 1988. Flora de Puerto Blest y sus alrededores. Centro regional Universitario Bariloche. U.N.Comahue. Argentina.

- Brockmann I. 1974. Untersuchungen über die Gattung *Discostroma* Clements (Ascomycetes). *Sydowia* 28(1–6): 275–338.
- Butin H. 1968. A new species of *Ceratocystis* causing blue-stain in *Araucaria araucana*. *Canadian Journal of Botany* 46: 61–63.
- Butin H. & Aquilar M. 1984. Blue-stain Fungi on *Nothofagus* from Chile – Including Two New Species of *Ceratocystis* Ellis & Halst. *Phytopathologische Zeitschrift* 109: 80–89.
- Butin H. & Peredo HL. 1986. Hongos parásitos en coníferas de América del Sur, con especial referencia a Chile. *Bibliotheca Mycologica* 101: 1–100.
- CABI, CBS & Landcare Research, 2010. Index Fungorum. www.indexfungorum.org.
- Cabrera AL. 1953. Esquema Fitogeográfico de la República Argentina. *Revista Museo de La Plata (N.S.) Sección Botánica* 8: 87–168.
- Cabrera AL. & Willink A. 1980. Biogeografía de América Latina (segunda edición), Monografías Científicas, Serie Biológica N°13. Secretaría General de la OEA, Washington: 122 pp.
- Cai L., Guo XY. & Hyde KD. 2008. Morphological and molecular characterization of a new anamorphic genus *Cheirosporium*, from fresh water in China. *Persoonia* 20: 53–58.
- Cai L., Zhang K., McKenzie EHC., Ho WH. & Hyde KD. 2002. *Acrodictys liputii* sp. nov. and *Digitodesmium bambusicola* sp. nov. from bamboo submerged in the Liput River in Philippines. *Nova Hedwigia* 75(3–4): 525–532.
- Cai L., Zhang K., McKenzie EHC. & Hyde KD. 2003a. New species of *Dictyosporium* and *Digitodesmium* from submerged wood in Yunnan, China. *Sydowia* 55: 129–135.
- Cai L., Zhang K., McKenzie EHC., Lumyong S. & Hyde KD. 2003b. New species of *Canalisporium* and *Dictyosporium* from China and a note on the differences between these genera. *Cryptogamie Mycologie* 24: 3–11.

- Cámara MPS., Palm ME., Berkum P van. & O'Neill NR. 2002. Molecular phylogeny of *Leptosphaeria* and *Phaeosphaeria*. *Mycologia* 94: 630–640.
- Cannon PF. 1999. *Tubeufia cerea*. I.M.I. Description of Fungi and Bacteria 1409: 1–2.
- Carmarán CC., Soto MK. & Romero AI. 2001. Novelities on Ascomycetes from Argentina. *Boletín Sociedad Micológica Madrid* 26: 99–104.
- Carmarán CC., Romero AI. & Giussani LM. 2006. An approach towards a new phylogenetics classification in Diatrypaceae. *Fungal Diversity* 23: 67–87.
- Catania M. 2001. Micromicetes asociados con corteza y/o madera de *Podocarpus parlatoresi* Pilg. en la Argentina. *Lilloa* 40(2): 173–186.
- Celio GJ., Padamsee M., Dentinger BT., Bauer R. & McLaughlin DJ. 2006. Assembling the Fungal Tree of Life: constructing the structural and biochemical database. *Mycologia* 98(6): 850–59.
- Checa J. & Blanco MN. 2005. Some interesting pyrenomycetous fungi on bark of *Quercus* spp. from Spain. *Mycotaxon* 94: 225-230.
- Clements FE. & Shear CL. 1931. The genera of fungi. Hafner Publishing Company, New York: 496 pp.
- CI. 2007. (Conservation International). Biodiversity Hotspot. www.biodiversityhotspots.org.
- Corda ACJ. 1837. *Icones Fungorum hucusque Cognitorum* 1: 9.
- Corda ACJ. 1838. *Icones Fungorum hucusque Cognitorum* 2: 1–43.
- Cooke MC. 1883. Saccardo's *Sylloge Fungorum*. *Grevillea* 12(61): 31.
- Cooke MC. 1887. Some exotic fungi. *Grevillea* 16(77): 16.
- Crane JL., Shearer CA. & Barr ME. 1998. A revision of *Boerlagiomyces* with notes and a key to the saprobic genera of Tubeufiaceae. *Canadian Journal of Botany* 76: 602–612.
- Crisci, JV. 2006. Commentary One-Dimensional Systematist: Perils in a Time of Steady Progress. *Systematic Botany* 31(1): 217–221.

- Crisci JV., Cigliano MM., Morrone JJ. & Roig-Juñent. 1991. Historical biogeography of Southern South America. *Systematic Zoology* 40: 152–171.
- Crous PW., Braun U. & Groenewald JZ. 2007. *Mycosphaerella* is polyphyletic. *Studies in Mycology* 58: 1–32.
- Crous PW., Braun U., Wingfield MJ., Wood AR., Shin HD., Summerell BA., Alfenas AC., Cumagun CJR. & Groenewald JZ. 2009. Phylogeny and taxonomy of obscure genera of microfungi. *Persoonia* 22: 139–161.
- Damm U., Fourie PH. & Crous PW. 2010. *Coniochaeta (Lecythophora)*, *Collophora* gen. nov. and *Phaeomoniella* species associated with wood necroses of *Prunus* trees. *Persoonia* 24: 60–80.
- Deighton, FC. 1965. Various hyphomycetes, mainly tropical. *Mycological Papers* 101: 28–43.
- De Magistris AA. & Castro MA. 2001. Bark anatomy of southern South American Cupressaceae. *Iawa Journal* 22(4): 367–383.
- De Notaris G. 1863. *Sferiacei Italici. Centuria* I. 2–3: 90 pp.
- Diederich P., Braun U., Heuchert B. & Ertz D. 2010. Four new lichen-associated *Trimmatostroma* species (hyphomycetes). *Bulletin de la Société des naturalistes luxembourgeois* 111: 47–55.
- Dimitri MJ. 1996. La región de los Bosques Andino Patagónicos II. *Chile Forestal* N° 237.
- Dixon JR. 1975. *Chlorosplenium* and its segregates. II. The genera *Chlorociboria* and *Chlorencoelia*. *Mycotaxon* 1: 193–237.
- Donoso C. 1993. *Bosques templados de Chile y Argentina*. 2ed. Editorial Universitaria, Universidad Austral de Chile. Santiago de Chile: 484 pp.
- Duby JE. 1862. Mémoire sur la tribu des Hystérinées de la famille des Hypoxylées (Pyrénomycètes). *Mémoires de la Société de Physique et Histoire Naturelle de Genève* 16: 15–70.

- Ellis JB. & Everhart BM. 1892. The North American Pyrenomycetes. A contribution to mycologic botany. Ellis & Everhart. Newfield, New Jersey: 793pp.
- Ellis MB. 1959. *Clasterosporium* and some allied dematiaceae – phragmosporae. II. Mycological Papers 72(9): 1–75.
- Ellis MB. 1971. Dematiaceous hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England: 608 pp.
- Ellis MB. 1976. More Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England: 507 pp.
- Ellis MB. & Halsted BD. 1890. *Ceratocystis fimbriata sensu stricto*. Bulletin of the New Jersey Agricultural Experimental Station 76: 14.
- Eriksson OE. 2005. Outline of Ascomycota - 2005. Myconet 11: 1–113.
- Eriksson OE. 2006. Outline of Ascomycota - 2006. Myconet 12: 1–82.
- Etayo J. 2002. Catálogo de líquenes y hongos liquenícolas del Parque Naturel de Bértiz (Navarra, España). Bulletin Societe Linneenne Provence 53: 155–170.
- Fabre JHC. 1879. Annales des Sciences Naturelles, Botanique 6(9): 112 p.
- Farr, ML. 1973. An annotated list of Spegazzini's fungus taxa. I-II: 1–1661.
- Farr DF. & Rossman AY. 2003. *Dwiroopa*, a coelomycetous genus with two species. Mycoscience 44: 443–446.
- Farr DF., Rossman AY., Palm ME. & McCray EB. 2008. Fungal Databases, Systematic Mycology and Microbiology Laboratory, ARS, USDA. <http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/>.
- Ferreira EM., Harrington TC., Thorpe DJ. & Alfenas AC. 2010. Genetic diversity and interfertility among highly differentiated populations of *Ceratocystis fimbriata* in Brazil. Plant Pathology 59: 721–735.
- Flores C., Alarcón J., Becerra J., Bittner M., Hoeneisen H. & Silva M. 2001. Extractable compounds of native trees chemical and biological study I: Bark of *Prumnopytis*

- andina* (Podocarpaceae) and *Austrocedrus chilensis* (Cupressaceae). Boletín de la Sociedad Chilena de Química 46(1): 61-64.
- Franceschi V R. & Nakata PA. 2005. Calcium oxalate in plants: formation and function. Annual Review of Plant Biology 56: 41–71.
- Funk A. & Shoemaker RA. 1983. *Stuartella suttonii* n. sp., the teleomorph of *Bactrodesmium obliquum* var. *suttonii*. Canadian Journal of Botany 61(9): 2277–2279.
- Gamundí IJ. 1962. Discomycetes Inoperculados del Parque Nacional Nahuel Huapi. Darwiniana 12: 285–345.
- Gamundí IJ. 1964. Discomycetes Operculados del Parque Nacional Nahuel Huapi. Darwiniana 13: 568–606.
- Gamundí IJ. 1971. Las Cyttariales Sudamericanas. Darwiniana 16: 461–510.
- Gamundí IJ. 1975. Fungi. Ascomycetes, Pezizales. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. & Rabinovich de Halperín (eds.), Flora Criptogámica de Tierra del Fuego, FECIC, Buenos Aires, 10(3): 184 pp.
- Gamundí IJ. 1986. Fungi. Ascomycetes, Cyttariales y Helotiales: Geoglossaceae, Dermataceae. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. & Rabinovich de Halperín (eds.), Flora Criptogámica de Tierra del Fuego, FECIC, Buenos Aires, 10(4): 126 pp.
- Gamundí IJ. 1997. *Austrocenangium* gen. nov. from southern South America. Mycotaxon 63: 261-268.
- Gamundí IJ. 2003. Discomycetes (Fungi, Ascomycota) de Chile austral. Darwiniana 41: 29–36.
- Gamundí IJ. & Arambarri AM. 1983. *Bulgaria nana* Cach y su anamorfo *Endomelanconium* (Helotiaceae, Ombrophiloideae). Revista Facultad Agronomía Universidad La Plata 59: 17–23.

- Gamundí IJ., Arambarri AM. & Bucsinszky AM. 1979. Micoflora de *Nothofagus dombeyi*, II. Darwiniana 22(1–3): 189–216.
- Gamundí IJ., Arambarri AM. & Giaiotti AL. 1977a. Discomycetes de Tierra del Fuego III. Algunas especies foliícolas de *Hymenoscyphus*. Boletín Sociedad Argentina Botánica 18: 17–26
- Gamundí IJ., Arambarri AM. & Giaiotti AL. 1977b. Micoflora de la hojarasca de *Nothofagus dombeyi*. Darwiniana 21(1): 81–114.
- Gamundí IJ., Arambarri AM. & Giaiotti AL. 1994. Notas sobre Discomycetes andinopatagónicos. I. *Arachnopeziza* Fuckel y *Parachnopeziza* Korf. Sydowia 46: 12–22.
- Gamundí IJ., Arambarri AM. & Giaiotti AL. 1995. A new species of *Claussenomyces* (Helotiales) from southern South America. New Zealand Journal Botany 33: 513–517.
- Gamundí IJ. Arambarri AM. & Giaiotti AL. 1998a. Notas sobre discomycetes andinopatagónicos II. Novedades taxonómicas. Darwiniana 35: 49–60.
- Gamundí IJ. Arambarri AM. & Giaiotti AL. 1998b. Note on Andean-Patagonian discomycetes III. New species, new combinations and new records. Agarica 15: 11–20.
- Gamundí IJ. & Lorenzo LE. 2001. Ascomycetes from burnt places in NW Patagonia, Argentina. Czech Mycology 54(4): 267–275.
- Gamundí IJ., Minter DW., Romero AI., Barrera VA., Giaiotti AL., Messuti MI. & Stecconi M. 2004. Checklist of The Discomycetes (Fungi) of Patagonia, Tierra del Fuego and Adjacent Antarctic Areas. Darwiniana 42: 63–164.
- Gamundí IJ. & Romero AI. 1998. Fungi, Ascomycetes. Helotiales: Helotiaceae. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. & Rabinovich de Halperín (eds.), Flora Criptogámica de Tierra del Fuego, FECIC, Buenos Aires, 10(5): 131 pp.
- Godeas AM. & Arambarri AM. 1993. Fungi, Fungi Imperfecti, Hyphomycetales. Hifomicetes acuáticos. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. & Rabinovich

- de Halperín (eds.), Flora Criptogámica de Tierra del Fuego, FECIC, Buenos Aires, 12(2): 1–60.
- Godeas AM. & Arambarri AM. 1996. *Helicoon septatissimum* sp. nov., a new species from Tierra del Fuego (Argentina). Mycotaxon 60: 481-484.
- Godeas AM. & Arambarri AM. 2007. Hifomicetes lignícolas de Tierra del Fuego (*Fungi, Fungi Imperfecti, Hyphomycetales*). Boletín Sociedad Argentina Botánica 42: 59–69.
- Godeas AM., Marchand S. & Bertoni M. 1977. Micoflora del suelo de la Argentina VI. Algunos hongos imperfectos hallados frecuentemente en el suelo de la Pcia. de Bs. As. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica 18(1–2): 33–35.
- Godeas AM. & Marchand SG. 1979. Micoflora del suelo de la Argentina IX. Micromicetos frecuentes en el suelo del bosque de coihue (*Nothofagus dombeyi*). Physis 38(95): 9–29.
- Goh TK. 1999. Single-spore isolation using a hand-made glass needle. Fungal Diversity 2: 47–63.
- Goh TK., Hyde KD., Ho WH. & Yanna. 1999. A revision of the genus *Dictyosporium*, with descriptions of three new species. Fungal Diversity 2: 65–100.
- Grandi RAP. & Silva TV. 2006. Fungos anamorfos decompositores do folhedo de *Caesalpinia echinata* Lam. Revista Brasileira Botanica 29: 275–287.
- Greslebin AG. 2002. Fungi, Basidiomycota, Aphylophorales: Coniophoraceae, Corticiaceae, Gomphaceae, Hymenochaetaceae, Lachnocladiaceae, Stereaceae, Thelephoraceae. Tulasnellales: Tulasnellaceae. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. & Rabinovich de Halperín (eds.), Flora Criptogámica de Tierra del Fuego, FECIC, Buenos Aires, 11: 1–212.
- Greuter W., McNeill J., Barrie FR., Burdet HM., Demoulin V., Filgueiras TS., Nicolson DH., Silva PC., Skong JE., Trehane P., Turland NJ. & Hawksworth DL. (ed. esp. Kiesling R.). 2002. Eds. Código Internacional de Nomenclatura Botánica

- (Código de Saint Louis). Instituto de Botánica Darwinion, San Isidro, Buenos Aires, Argentina & Missouri Botanical Garden Press: 181 pp.
- Groombridge B. 1994. Biodiversity Data Sourcebook. World Conservation Press. World Conservation Monitoring Centre (Comp.). UK: 155pp
- Haase G., Sonntag L., Melzer-Krick B. & de Hoog GS. 1999. Phylogenetic inference by SSU gene analysis of members of the Herpotrichiellaceae, with special reference to human pathogenic species. *Studies in Mycology* 43: 80–97.
- Haase G., Sonntag L., Peer Y., Uijthof JMJ., Podbielski A. & Melzer-Krick B. 1995. Phylogenetic analysis of ten black yeast species using nuclear small-subunit rRNA gene sequences. *Antonie van Leeuwenhoek* 68: 19–33.
- Hambleton S., Tsuneda AR. & Currah S. 2003. Comparative morphology and phylogenetic placement of two microsclerotial black fungi from *Sphagnum*. *Mycologia*, 95(5): 959–975.
- Hansen PV., Bianchinotti MV. & Rajchenberg M. 2007. Anatomy and cytology of *Taphrina entomospora* during infection of *Nothofagus*. *Mycological Research* 111: 592–598.
- Hariot MP. 1989. Champignons. Mission Scientifique du Cap Horn, 1882-1883. V. Botanique: 113–200.
- Havrylenko M. 1993. Descriptions of new taxa of Erysiphaceae from Argentina. *Mycotaxon* 49: 257–267.
- Havrylenko M. 1995a. Erysiphaceous species from Nahuel Huapi national Park, Argentina. Part I. *New Zealand Journal of Botany* 33: 389–400.
- Havrylenko M. 1995b. New records of Erysiphaceae from North-Patagonia (Argentina). *Nova Hedwigia* 61(3–4): 447–455.
- Havrylenko M. 1996. Additional records of Erysiphaceae from North-Patagonia (Argentina). *Nova Hedwigia* 63(1–2): 71–79.

- Havrylenko M. & Braun U. 1998a. A new species of *Sphaerotheca* (Erysiphales) from Argentina. *Nova Hedwigia* 66(1–2): 173–175.
- Havrylenko M. & Braun U. 1998b. Four new species and a new record of Erysiphaceae from Argentina. *Nova Hedwigia* 66(3–4): 513–522.
- Heath RN., Wingfield MJ., Wingfield BD., Meke G., Mbagi A. & Roux J. 2009. *Ceratocystis* species on *Acacia mearnsii* and *Eucalyptus* spp. in eastern and southern Africa including six new species. *Fungal Diversity* 34: 41–67.
- Hedgcock GG. 1906. Studies upon some chromogenic fungi which discolour wood. *Annual Report of the Missouri Botanical Garden* 17: 59–124.
- Hennings P. 1899. *Fungi Chilensis a cl. Dr. Neger collecti*. *Hedwigia* 38: 71–73.
- Hibbett DS., Binder M., Bischoff JF., Blackwell M., Cannon PF., Eriksson OE., Huhndorf S., James T., Kirk PM., Lücking R., Thorsten Lumbsch H., 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 KD., Ironside JE., Ljalg UK., Kurtzman CP., Larsson KH., Lichtwardt R., Longcore J., Mia Dlikowska J., Miller A., Moncalvo JM., Mozley-Standridge S., Oberwinkler F., Parmasto E., Reeb V., Rogers JD., Roux C., Ryvarden L., Sampaio JP., Schüßle A., Sugiyama J., Thorn RG., Tibell L., Untereiner WA., Walker C., Wang Z., Weir A., Weiss M., White MM., Winka K., Yao YJ., Zhang N. 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* 111: 509–547.
- Höhnelt F. 1911. Fragmente zur Mykologie. 714. Über *Dothiorella tulasnei* Sacc. *Sitzungsberichte Königlich Akadademie Wissenschaften Mathematische-Naturwissenschaftliche Klasse. Abteilung 1*, 120: 463–464.
- Holmgren PK., Holmgren NH. & Barnett L. 1990. *Index Herbariorum, Part I: Herbaria of the World*. 8th Ed. New York Botanical Garden, New York: 693 pp.

- Horak E. 1979. Fungi. Agaricales. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. & Rabinovich de Halperín (eds.), Flora Criptogámica de Tierra del Fuego, FECIC, Buenos Aires, 11(6): 524 pp.
- Hu DM., Cai L., Chen H., Bahkali AH. & Hyde KD. 2010. Four new freshwater fungi associated with submerged wood from Southwest Asia. *Sydowia* 62(2): 191–203.
- Hudgins JW., Krekling T. & Franceschi VR. 2003. Distribution of calcium oxalate crystals in the secondary phloem of conifers: a constitutive defense mechanism? *New Phytologist* 159: 677-690.
- Hueck K. 1978. Los bosques de Sudamérica: Ecología, composición e importancia económica. Sociedad Alemana de Cooperación Técnica, Eschborn: 476 pp.
- Hughes SJ. 1950. Studies on Microfungi. IV. Two fungi on *Betula* periderm. *Mycological Papers* 37(20): 1–17
- Hughes SJ. 1958. *Revisiones Hyphomycetum aliquot cum appendice de nominibus rejciendis*. *Canadian Journal of Botany* 36: 727–836.
- Hughes SJ. 1978. New Zealand fungi 25. Miscellaneous species. *New Zealand Journal Botany* 16: 311–370.
- Huhndorf SM., Miller AN. & Fernández FA. 2004a. Molecular systematics of the Coronophorales and new species of *Bertia*, *Lasiobertia* and *Nitschkia*. *Mycological Research* 108(12): 1384–1398.
- Huhndorf SM., Miller AN. & Fernández FA. 2004b. Molecular systematics of the Sordariales: the order and the family Lasiosphaeriaceae redefined. *Mycologia* 96(2): 368–387.
- Hyde DH., Bussaban B., Paulus B., Crous PW., Lee S., McKenzie EHC., Photita W. & Lumyong S. 2007. Diversity of saprobic microfungi. *Biodiversity and Conservation* 16: 7–35.
- Iturriaga T. & Minter DW. 2006. Hongos de Venezuela. <http://www.cybertruffle.org.uk/venefung/index.htm>.

- Johnston PR. & Park D. 2005. *Chlorociboria* (Fungi, Helotiales) in New Zealand. *New Zealand Journal Botany* 43: 679–719.
- Jones EBG. & Vrijmoed LLP. 2003. Biodiversity of marine fungi in Hong Kong coastal waters. En: Morton B (ed.), *Perspectives on marine environment change in Hong Kong and Southern China 1977–2001*, Hong Kong, 75–92.
- Kamal, Rai AN. & Morgan-Jones G. 1984. *Pseudochuppia*, a new foliicolous, dictyosporic hyphomycete genus from India. *Mycologia* 76(1): 163–165.
- Kamgan NG., Jacobs K., de Beer ZW., Wingfield MJ. & Roux J. 2008. *Ceratocystis* and *Ophiostoma* species including three new taxa, associated with wounds on native South African trees. *Fungal Diversity* 29: 37–59.
- Karsten PA. 1869. *Fungi Fenniae II Exsiccati*. Fasc.: 881. En: Saccardo PA., 1883, *Sylloge Fungorum* 2: 12.
- Karsten PA. 1870. *Fungi Fenniae II Exsiccati*. 11: 950. En: Saccardo PA., 1882, *Sylloge Fungorum* 1: 730.
- Karsten PA. 1884. *Fragmenta mycologica* 14. Hedwigia: 57.
- Khashnobish A. & Shearer CA. 1996. Phylogenetic relationships in some *Leptosphaeria* and *Phaeosphaeria* species. *Mycological Research* 100: 1355–1363.
- Kile GA. & Walker J. 1987. *Chalara australis* sp. nov. (Hyphomycetes), a vascular pathogen of *Nothofagus cunninghamii* (Fagaceae) in Australia and its relationship to other *Chalara* species. *Australian Journal Botany* 35: 1–32.
- Kirk PM. 1981. New or interesting microfungi. *Transactions British Mycological Society* 76: 71–88.
- Kirk PM., Cannon PF., Minter DW. & Stalpers JA. 2001. *Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi*, 9th ed. CABI.
- Kirk PM., Cannon PF., Minter DW. & Stalpers JA. 2008. *Dictionary of the Fungi*. 10th ed. Wallingford: CABI: 771 pp.

- Kirisits T. 2007. Die Petrakia-Blattbräune des Bergahorns. Forstschutz Aktuell 40: 28–31.
- Kodsueb R., Lumyong S., Lumyong P., McKenzie EHC., Ho WH. & Hyde KD. 2004. *Acanthostigma* and *Tubeufia* species, including *T. claspisphaeria* sp. nov., from submerged wood in Hong Kong. *Mycologia* 96(3): 667–674.
- Kodsueb R., Jeewon R., Vijaykrishna D., Lumyong P., McKenzie EHC., Lumyong S. & Hyde KD. 2005. A revision of Tubeufiaceae based on morphological and molecular data (LSU rDNA). *Fungal Diversity* 21: 104–129.
- Kodsueb R., Dhanasekaran V., Aptroot A., Lumyong P., McKenzie EHC., Hyde KD. & Jeewon R. 2006a. The family Pleosporaceae: intergeneric relationships and phylogenetic perspectives based on sequence analyses of partial 28S rDNA. *Mycologia* 98:571–583.
- Kodsueb R., Jeewon R., Vijaykrishna D., McKenzie EHC., Lumyong P., Lumyong S. & Hyde KD. 2006b. Systematic revision of Tubeufiaceae based on morphological and molecular data. *Fungal Diversity* 21: 105–130.
- Koukol O. & Kolářová Z. 2010. *Bactrodesmium gabretae* (anamorphic Helotiales), a new sporodochial species described from spruce needles. *Nova Hedwigia* 91: 243–248.
- Lee S. & Hanlin RT. 1999. Phylogenetic relationships of *Chaetomium* and similar genera based on ribosomal DNA sequences. *Mycologia* 91: 434–442.
- Lee S., Taylor JE., Roets F. & Crous PW. 2003. Rhynchostomatoid fungi occurring on Proteaceae. *Mycologia* 95(5): 902–910.
- Linquist JC. 1978. Fungi. Basidiomycetes, Uredinales. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. & Rabinovich de Halperín (eds.), *Flora Criptogámica de Tierra del Fuego*, FECIC, Buenos Aires, 11: 75 pp.
- Lodge DJ., Chapela I., Samuels G., Uecker FA., Desjardin D. & Horak E. 1995. A Survey of Patterns of Diversity in Non-Lichenized Fungi. *Mitteilungen der Eidgenössischen Forschungsanstalt anst. Wald Schnee Landschaft* 70: 157–173.

- Lohman ML. 1933. Hysteriaceae: Life histories of certain species. Papers of the Michigan Academy of Science Arts & Letters 17: 229–288.
- Lorenzo LE. 1989. Novedades para la flora de Pyrenomycetes “*sensu lato*” (Ascomycotina) coprófilos de la Argentina. Boletín Sociedad Argentina Botánica 26(1–2): 35–38.
- Lorenzo LE. 1990. Contribución al estudio de Pyrenomycetes “*sensu lato*” (Ascomycotina) coprófilos del Parque Nacional Nahuel Huapi (Argentina) II. 26(3–4): 187–195.
- Lorenzo LE. 1992. Contribución al estudio de Pyrenomycetes “*sensu lato*” (Ascomycotina) coprófilos del Parque Nacional Nahuel Huapi (Argentina) III. Boletín Sociedad Argentina Botánica 28: 183–193.
- Lorenzo LE. 1993. Especies coprófilas de la familia Chaetomiaceae en la Patagonia (Argentina). Boletín Sociedad Argentina Botánica 29(3–4): 159–172.
- Lorenzo LE. 1994. A new hairy species of *Sporormiella*. Mycological Research 98(1):10–12.
- Lorenzo LE. 1996. Especies coprófilas de la familia Sporormiaceae (Ascomycotina) en la Patagonia y Tierra del Fuego (Argentina). Boletín Sociedad Argentina Botánica 33: 75-90.
- Lorenzo LE. 1999. *Podospora austrohemisphaerica* a new heterotallic Ascomycete from dung. Mycologia 91(1): 405–415.
- Lorenzo LE. & Havrylenko M. 1988. Contribución al estudio de Pyrenomycetes “*sensu lato*” (Ascomycotina) coprófilos del Parque Nacional Nahuel Huapi (Argentina) I. Boletín Sociedad Argentina Botánica 25(3–4): 449–462.
- Lorenzo LE. & Havrylenko M. 1999. Novedades sobre Erysiphales de Tierra del Fuego (Argentina). Hickenia 3: 31–36.
- Lorenzo LE. & Havrylenko M. 2001. The genera *Arnium* and *Podospora* from Argentina. Mycologia 93(6): 1221–1230.

- Lorenzo LE. & Havrylenko M. 2002. *Podospora perplexens* (Sordariales, Ascomycota), una especie coprófila, creciendo sobre suelo quemado con comentarios sobre otros Pyrenomycetes coprófilos/pirrófilos. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica 37(3–4): 157–160.
- Lorenzo LE. & Messuti MI. 1998. Noteworthy Hysteriaceae from southern South America. Mycological Research 102: 1101–1107.
- Lorenzo LE. & Messuti MI. 2005. *Glyphium elatum* (Ascomycota) in Patagonia (Argentina). Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica. Argentina 40(1-2): 13–16.
- Lumbsch HT. & Huhndorf SM. 2007. Outline of Ascomycota 2007. Myconet 13: 1–58.
- Malloch D. & Cain RF. 1971. New cleistothecial Sordariaceae and a new family, Coniochaetaceae. Canadian Journal Botany 49: 869–880.
- Marincowitz S. & Barr ME. 2007. *Rhynchomeliola quercina*, a new rostrate ascomycete from oak trees in western Canada. Mycotaxon 101: 173–178.
- Mathiassen G. & Økland HR. 2007. Relative importance of host tree species and environmental gradients for epiphytic species composition, exemplified by pyrenomycetes s. lat. (Ascomycota) on *Salix* in central north Scandinavia. Ecography 30: 251–263.
- Matsushima T. 1975. *Icones microfungorum a Matsushima lectorum*. Kobe: 209 pp.
- McKenzie EHC. 2010. Two new dictyosporous hyphomycetes on *Rhopalostylis sapida* (Arecaceae) in New Zealand. Mycotaxon 111: 155–160.
- McKenzie EHC., Buchanan PK. & Johnston PR. 2000. Checklist of fungi on *Nothofagus* species in New Zealand. New Zealand Journal of Botany 40: 269–296.
- McKenzie EHC., O'Sullivan PJ. & Wilkie JP. 1992. A list of type specimens of New Zealand fungi held in DSIR Plant Protection Herbarium (PDD). Mycotaxon 43: 77–156.

- Mehrotra MD. & Sivanesan A. 1989. *Asteromassaria tetraspora* sp. nov., a new ascomycete from India. *Mycological Research* 93(4): 557–558.
- Mercado Sierra A., Calduch M., Gené J., Guarro J. & Delgado G. 2003. *Digitomyces*, a new genus of hyphomycetes with cheiroid conidia. *Mycologia* 95(5): 860–864.
- Mercado Sierra A., Guarro J. & Heredia G. 2005. The hyphomycete genus *Piricauda*, with the description of a new species. *Mycological Research* 109(6): 723–728.
- Messuti MI. & Lorenzo LE. 1997. A new species of *Hysterium* from Patagonia, Argentina. *Mycological Research* 101: 302-304.
- Messuti MI. & Lorenzo LE. 2003. Notes on the genus *Hysterographium* (Ascomycota, Hysteriaceae) in southern South America. *Nova Hedwigia* 76(3-4): 451-458
- Messuti MI. & Lorenzo LE. 2007. Taxonomy of *Glonium* (Hysteriales, Ascomycota) in southern Argentina and Chile. *Nova Hedwigia* 84: 521-528.
- Miller JH. 1949. A revision of the classification of the Ascomycetes with special emphasis on the Pyrenomycetes. *Mycologia* 41: 99-127.
- Miller AN. & Huhndorf SM. 2005. Multi-gene phylogenies indicate ascomal wall morphology is a better predictor of phylogenetic relationships than ascospore morphology in the Sordariales (Ascomycota). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 35(1): 60–75.
- Minter DW. & Silva M. 2007. Fungi of Brazil. www.cybertruffle.org.uk/brazfung.
- Minter DW. & Peredo López H. 2006. Hongos de Chile. www.cybertruffle.org.uk/chilfung.
- Moustafa AF. & Ezz-Eldin EK. 1989. *Gilmaniella multiporosa*, a new dematiaceous hyphomycete from Egyptian soils. *Mycological Research* 92(4): 502–505.
- Mugambi GK. & Huhndorf SM. 2009. Molecular phylogenetics of Pleosporales: Melanommataceae and Lophiostomataceae re-circumscribed (Pleosporomycetidae, Dothideomycetes, Ascomycota). *Studies in Mycology* 64: 103–121.

- Munk A. 1957. Danish pyrenomycetes. A preliminary flora. Dansk Bot. Ark. 17: 1–478.
- Müller E., Petrini O., Fisher PJ., Samuels GJ. & Rossman AY. 1987. Taxonomy and anamorph of the Herpotrichiellaceae with notes on generic synonymy. Transaction British Mycological Society 88: 63–74.
- Mujica Richatt RF. & Oehrens BE. 1967. Segunda addenda a flora fungosa Chilena. Boletín Técnico 27: 1–78.
- Mujica Richatt RF. & Vergara Castillo C. 1945. Flora fungosa Chilena. Índice preliminar de los huéspedes de los hongos chilenos y sus referencias bibliográficas. Stanley, Santiago de Chile: 199 pp.
- Mujica Richatt RF. & Vergara Castillo C. 1980. Flora Fungosa Chilena. 2ed. Editorial Universitaria, Santiago de Chile: 308 pp.
- Myers N. 1988. Threatened Biotas: “Hot Spots” in Tropical Forests. The Environmentalist 8(3): 187–208.
- Nag Raj TR. 1977. *Icones Generum Coelomycetum*. VIII. University of Waterloo Biological Series 16: 42 pp.
- Nag Raj TR. 1993. Coelomycetous anamorphs with appendage-bearing conidia. Mycologue Publications, Canadá: 1101 pp.
- Nag Raj TR. & DiCosmo F. 1981. A monograph of *Harknessia* and *Mastigosporella*, with notes on associated teleomorphs. Bibliotheca Mycologica. 80: 1–62.
- Nag Raj TR. & Kendrick B. 1975. A Monograph of *Chalara* and Allied Genera. Wilfrid Laurier University Press: 200 pp.
- Nag Raj TR. & Kendrick WB. 1993. The anamorph as generic determinant in the holomorph: the *Chalara* connection in the ascomycetes, with special reference to the Ophiostomatoid Fungi. En *Ceratocystis* and *Ophiostoma*: taxonomy, ecology and pathology (Wingfield MJ *et al.* American Phytopathological Society): 71–74.

- New Zealand Fungi – Landcare Research. 2010 - 2011. by Landcare Research
<http://nzfungi.landcareresearch.co.nz/html/mycology.asp>.
- Nannfeldt JA. 1932. Studien über die Morphologie und Systematik der nichtlichenisierten, inoperkulaten Discomyceten. *Nova Acta Regiae Societatis Scientiarum Uppsaliensis* IV, 8: 1–368.
- Paulin-Mahady AE., Harrington TC. & Mc New D. 2002. Phylogenetic and taxonomic evaluation of *Chalara*, *Chalaropsis* and *Thielaviopsis* anamorphs associated with *Ceratocystis*. *Mycologia* 94: 62–72.
- Peláez F., González V., Platas G., Sánchez-Ballesteros J. & Rubio V. 2008. Molecular phylogenetic studies within the family Xylariaceae based on ribosomal DNA sequences. *Fungal Diversity* 31: 111-134.
- Penzig O. & Saccardo PA. 1897. *Malpighia* 11: 517. En *Sylloge fungorum* (Saccardo PA. 1899) 14: 652.
- Penzig O. & Saccardo PA. 1904. *Malpighia* 11: 401. En *Sylloge fungorum* (Saccardo PA. 1899) 14: 575.
- Petrak F. & Sydow H. 1927. Die Gattungen der Pyrenomyzeten, Sphaeropsideen und Melanconieen. Beihefte *Repertorium Specierum Novarum Regni Vegetabilis* 42(2–3): 161–551.
- Petrak F. 1940. Mykologische Notizen. XIII. *Annales Mycologici* 38(1–6): 181–267.
- Petrak F. 1968. Über die Gattungen *Petrakia* Syd. und *Echinosporium* Woron. *Sydowia* 20: 186–189.
- Prompttha I. & Miller AN. 2010. Three new species of *Acanthostigma* (Tubeufiaceae, Dothideomycetes) from Great Smoky Mountains National Park. *Mycologia* 102(3): 574–587.
- Punithalingam E. & Woodhams JE. 1984. A modified Leifson's flagella staining technique for revealing appendages in fungi. *Nova Hedwigia* 40: 31–43.
- Purvis A. & Hector A. 2000. Getting the measure of Biodiversity. *Nature* 405: 212–219.

- Rajchenberg M. 2002. Corticioid and polyporoid fungi (Basidiomycota) that decay *Austrocedrus chilensis* in Patagonia, Argentina. *Mycotaxon* 81: 215–227.
- Real Academia Española. 2010. Diccionario de la lengua española (en línea). Madrid. España: Real Academia Española.
- Réblová M. & Barr ME. 2000. The genus *Acanthostigma* (Tubeufiaceae, Pleosporales). *Sydowia* 52: 258–285.
- Réblová M. & Svrček M. 1997. New records of Pyrenomycetes from the Czech and Slovak Republics II. Some rare and interesting species of the orders Dothideales and Sordariales. *Czech Mycology* 49(3–4): 207–227.
- Rehm H. 1899. *Ascomycetes Fuegiani* a P. Dusén *collecti*. Bihang till Kongliga Svenska Vetenskaps-akademiens handlingar, 25 Afd. 3(6): 3-21.
- Riedl H. 1977. Die Gattung *Dothiorina* v. Hoehnel. *Sydowia* 29: 146–154.
- Rojas EI., Herre EA., Mejía LC., Arnold AE., Chaverri P. & Samuels GJ. 2008. *Endomelanconiopsis*, a new anamorph genus in the Botryosphaeriaceae. *Mycologia* 100(5): 760–775.
- Romero AI. 1998. Clave de las especies de micromicetes xilófilos registrados sobre *Eucalyptus viminalis* Labill en el NE de la provincia de Buenos Aires (Argentina). *Boletín Sociedad Micológica de Madrid* 23: 47–89.
- Romero AI. 1999. Contribución al estudio de los hongos xilófilos de la Argentina. VI. Ascomycotina en *Eucalyptus viminalis* (Myrtaceae). *Boletín de la sociedad Argentina de Botánica* 34(1–2)99: 75–84.
- Romero AI. & Carmarán CC. 2003. First contribution to the study of *Cryptosphaeria* from Argentina. *Fungal Diversity* 12: 161–167.
- Romero AI., Carmarán CC. & Lorenzo LE. 1999. A new species of *Coniochaeta* with a key to the species known in Argentina. *Mycological Research* 103(1): 689–695.
- Rossmann AY. 1979. *Calonectria* and its type species, *C. daldiniana*, a later synonym of *C. pyrochroa*. *Mycotaxon* 8: 321–328.

- Rossmann AY. 1987. The Tubeufiaceae and similar Loculoascomycetes. *Mycological Papers*: 157: 1–71.
- Saccardo PA. 1882. *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum*. Patavii: *Sumptibus auctoris. Typis seminarii*, Padua, 1: 269.
- Saccardo PA. 1883. *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum*. Patavii: *Sumptibus auctoris. Typis seminarii*, Padua, 2: 815.
- Saccardo PA. 1884. *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum*. Patavii: *Sumptibus auctoris. Typis seminarii*, Padua, 8: 239.
- Saccardo PA. 1878. *Fungi Italici autographice delineati a Prof. PA Saccardo*. Fasc. V–VIII, tab. 161–320. *Commentarium*. *Michelia* 1(3): 326–350.
- Samuels GJ. & Müller E. 1978. Life-history studies of Brazilian Ascomycetes 3. *Melanomma radicans* sp. nov. and its *Aposphaeria* anamorph, *Trematosphaeria perrumpens* sp. nov. and *Berlesiella fungicola* sp. nov. and its *Ramichloridium anamorph*. *Sydowia*, 31: 142–156.
- Samuels GJ., Rossmann AY. & Müller E. 1978. Life-history studies of Brazilian Ascomycetes 6. *Sydowia* 31: 1–6.
- Sánchez RM. & Bianchinotti MV. 2007. *Dothiorina*: taxonomic concepts and comments on its conidiogenesis. *Mycotaxon* 102: 395–402.
- Sánchez RM. & Bianchinotti MV. 2010. New records in the Tubeufiaceae from the Andean Patagonian forests of Argentina. *Mycotaxon* 111: 131–141.
- Schoch CL., Crous PW., Groenewald JZ, Boehm EWA., Burgess TI, de Gruyter J., de Hoog GS., Dixon LJ., Grube M., Gueidan C., Harada Y., Hatakeyama S., Hirayama K., Hosoya T., Huhndorf SM., Hyde KD., Jones EBG., Kohlmeyer J., Kruys Å., Li YM., Lücking R., H.T. Lumbsch¹⁰, L. Marvanová¹⁵, J.S. Mbatchou¹⁰, 16, A.H. McVay¹⁷, Miller AN., Mugambi GK., Muggia L., Nelsen M.P., Nelson P., Owensby CA., Phillips AJL., Phongpaichit S., Pointing SB., Pujade-Renaud V., Raja HA., Rivas Plata E., Robbertse¹ B., Ruibal C., Sakayaroj J., Sano T., Selbmann L., Shearer CA., Shirouzu T., Slippers B.,

- Suetrong S., Tanaka K., Volkmann-Kohlmeyer B., Wingfield MJ., Wood AR., Woudenberg JHC., Yonezawa H., Zhang Y. & Spatafora JW. 2009. A class-wide phylogenetic assessment of *Dothideomycetes*. *Studies in Mycology* 64: 1–15.
- Schoch CL., Shoemaker RA., Seifert KA., Hambleton S., Spatafora JW & Crous PW. 2007. A multigene phylogeny of the Dothideomycetes using four nuclear loci. *Mycologia* 98: 1041–1052.
- Shearer CA., Raja HA., Miller AN., Nelson P., Tanaka K., Hirayama K., Marvanová L., Hyde KD. & Zhang Y. 2009. The molecular phylogeny of freshwater Dothideomycetes. *Studies in Mycology* 64: 145–153.
- Silva P. 2007. Fungos Anamorfos decompositores do folheto de *Caesalpinia echinata* Lam. provenientes de exemplares estabelecidos em áreas com e sem impacto de poluição aérea: 153 pp.
- Sivanesan A. 1983. Studies on Ascomycetes. *Transactions British Mycological Society* 81(2): 313–332.
- Sivanesan A. 1988. *Asteromassaria verruculosa*, a new pleomassariaceous ascomycete from India. *Transactions British Mycological Society* 91: 317–321.
- Sivanesan A. & Sutton BC. 1985. Microfungi on *Xanthorrhoea*. *Transactions British Mycological Society* 85: 239–255.
- Spatafora JW. & Blackwell M. 1994. The polyphyletic origins of ophiostomatoid fungi. *M.R.* 98(1):1–9.
- Spatafora JW., Sung G-H., Johnson D., Hesse C., O'Rourke B., Serdani M., Spotts R., Lutzoni F., Hofstetter V., Miadlikowska J., Reeb C. Gueidan V., Fraker E., Lumbsch T., Lücking R., Schmitt I., Hosaka K., Aptroot A., Roux C., Miller AN., Geiser DM., Hafellner J., Hestmark G., Arnold AE., Büdel B., Rauhut A., Hewitt D., Untereiner WA., Cole MS., Scheidegger C., Schultz M., Sipman H. & Schoch CL. 2006. A five-gene phylogeny of Pezizomycotina. *Mycologia* 98:1018–1028.

- Spaulding P. 1961. Foreign diseases of forest trees of the world – an annotated list. USDA Agriculture Handbook 197: 361 pp.
- Specht CD. & Stevenson DW. 2006. A new phylogeny-based generic classification of Costaceae (Zingiberales). *Taxon* 55: 153–163.
- Spegazzini CL. 1880a. *Fungi Argentini. Pugillus 2*. Anales de la Sociedad Científica Argentina 10(1): 5–33.
- Spegazzini CL. 1880b. *Fungi Argentini. Pugillus 3*. Anales de la Sociedad Científica Argentina 10(3): 122–142.
- Spegazzini CL. 1884. *Fungi Guaranitici. Pugillus 1*. Anales de la Sociedad Científica Argentina 18: 263–286.
- Spegazzini CL. 1887. *Fungi Fuegiani*. Boletín de la Academia Nacional de Ciencias de Córdoba 11(2): 135–311.
- Spegazzini CL. 1888. *Fungi Guaranitici. Pugillus 2*. Anales de la Sociedad Científica Argentina 26(1): 5–74.
- Spegazzini CL. 1898. *Fungi Argentini novi vel critici*. Anales del Museo Nacional de Historia Natural de Buenos Aires 6: 81–288.
- Spegazzini CL. 1902. *Mycetes Argentinenses*. Series II. Anales del Museo Nacional de Historia Natural de Buenos Aires 8: 49–89.
- Spegazzini CL. 1908a. *Fungi aliquot Paulistani*. Revista del Museo de La Plata 15(2): 7–48.
- Spegazzini CL. 1908b. Hongos de la yerba mate. Anales del Museo Nacional de Historia Natural de Buenos Aires Series 3, 17(10): 111–141.
- Spegazzini CL. 1909. *Mycetes Argentinenses*. Series 4. Anales del Museo Nacional de Historia Natural de Buenos Aires Ser. 3, 19(12): 257–458.
- Spegazzini CL. 1910. *Fungi Chilenses*. Contribución al Estudio de los Hongos Chilenos. Revista de la Facultad de Agronomía y Veterinaria de La Plata 6(1): 1–205.

- Spegazzini CL. 1912. *Mycetes Argentinenses*. Series VI. Anales del Museo Nacional de Historia Natural de Buenos Aires 23: 1–146
- Spegazzini CL. 1921a. *Mycetes Chilenses*. Boletín de la Academia Nacional de Ciencias Córdoba 25: 1–124.
- Spegazzini CL. 1921b. Sobre algunas enfermedades y hongos que afectan las plantas de “agrios” en el Paraguay. Anales de la Sociedad Científica Argentina 90(1–6): 155–188.
- Spegazzini CL. 1923. Quinta contribución a la micología Chilena. Revista Chilena de Historia Natural 27(2): 54–62.
- Stadler M. & Fournier J. 2006. Pigment chemistry, taxonomy and phylogeny of the Hypoxyloideae (Xylariaceae). Revista Iberoamericana Micología 23:160–170.
- Subramanian CV. & Muthumary J. 1986. *Dwiroopa*, a new genus of the Coelomycetes. Proceedings Indian Academy Sciences (Plant Sciences) 96(3): 191–197.
- Sutton BC. 1980. The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata. CMI Institute, Kew, Surrey, England.
- Sutton BC., Carmarán CC. & Romero AI. 1996. *Ramoconidiifera* a new genus of hyphomycetes with cheiroid conidia from Argentina. Mycological Research 100: 1337–1340.
- Swart HJ. 1979. Australian leaf inhabiting fungi X. *Seimatosporium* species on *Callistemon*, *Melaleuca* and *Leptospermum*. Transactions British Mycological Society 73: 213–221.
- Sydow H. & Sydow P. 1913. *Novae fungorum species*. *Annales Mycolgici* 11(5): 406.
- Tanaka K., Ooki Y., Hatakeyama S., Harada Y. & Barr ME. 2005. Pleosporales in Japan (5): *Pleomassaria*, *Asteromassaria*, and *Splanchnonema*. Mycoscience 46: 248–260.

- Tarigan M., Van Wyk M., Roux Y., Tjahjono B. & Wingfield MJ. 2010. Three new *Ceratocystis* spp. in the *Ceratocystis moniliformis* complex from wounds on *Acacia mangium* and *A. crassicarpa*. *Mycoscience* 51: 53–67.
- Thaxter R. 1910. Notes on Chilean fungi. I. Contributions from the Cryptogamic Laboratory of Harvard University, LXVI. *Botanical Gazette* 50: 430–442.
- Teng SC. 1933. Notes of Hysteriales from China. *Sinensia* 4: 129–144.
- Tsui CKM. & Berbee ML. 2006. Phylogenetic relationships and convergence of helicosporous fungi inferred from ribosomal DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 39: 587–597.
- Tsui CKM., Berbee ML., Jeewon R. & Hyde KD. 2006a. Molecular phylogeny of *Dictyosporium* and allied genera inferred from ribosomal DNA. *Fungal Diversity* 21: 157–166.
- Tsui CKM., Sivichai S. & Berbee ML. 2006b. Molecular systematics of *Helicoma*, *Helicomycetes* and *Helicosporium* and their teleomorphs inferred from rDNA sequences. *Mycologia* 98: 94–104.
- Tsui CKM., Sivichai S., Rosssman AY. & Berbee ML. 2007. *Tubeufia asiana*, the teleomorph of *Aquaphila albicans* in the Tubeufiaceae, Pleosporales, based on cultural and molecular data. *Mycologia*, 99(6): 884–894.
- Untereiner A., Straus NA. & Malloch D. 1995. A molecular - morphotaxonomic approach to the systematics of the Herpotrichiellaceae and allied black yeasts. *Mycological Research* 99: 897–913.
- Unterseher M. & Tal O. 2006. Influence of small scale conditions on the diversity of wood decay fungi in a temperate, mixed deciduous forest canopy. *Mycological Research* 110(2): 169–178.
- Upadhyay HP. 1981. A Monograph of *Ceratocystis* and *Ceratocystiopsis*. The University of Georgia Press: 176 pp.

- U.S.D.A. Forest Service. 1993. Pest Risk Assessment of the Importation of *Pinus radiata*, *Nothofagus dombeyi*, and *Laurelia philippiana* Logs from Chile. U.S.D.A. Misc. Publ. 1517: 1–248.
- Van Wyk M., Roux Y., Barnes I., Wingfield BD., Chhetri DB., Kirisits T. & Wingfield MJ. 2004. *Ceratocystis bhutanensis* sp. nov., associated with the bark beetle *Ips schmutzenhoferi* on *Picea spinulosa* in Bhutan. *Studies in Mycology* 50: 365–379.
- Van Wyk M., Roux Y., Barnes I., Wingfield BD. & Wingfield MJ. 2006. Molecular phylogeny of the *Ceratocystis moniliformis* complex and description of *C. tribiliformis* sp. nov. *Fungal Diversity* 21: 181–201.
- Viégas AP. 1961. Índice de fungos da América do Sul. Campinas, Ed. Instituto Agronomico de Campinas: 921 pp.
- Wang H-K., Aptroot A., Crous PW., Hyde KD. & Jeewon R. 2007. The polyphyletic nature of Pleosporales: an example from *Massariosphaeria* based on rDNA and RBP2 gene phylogenies. *Mycological Research* 111(11): 1268–1276.
- Wellbaum C., Schoenlein-Crusius IH. & Barro dos Santos V. 1999. Fungos filamentosos em folhas do ambiente terrestre e aquático da Ilha dos Eucaliptos, Represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. *Revista Brasileira Botanica* 22(1): 69–74.
- Wong MKM., Goh TK., McKenzie EHC. & Hyde KD. 2002. Fungi on grasses and sedges: *Paratetraploa exappendiculata* gen. et sp. nov., *Petrakia paracochinensis* sp. nov. and *Spadicoides versiseptatis* sp. nov. (dematiaceous hyphomycetes). *Cryptogamie Mycologie* 23(2): 195–203.
- Wongsawas M., Wang HK., Hyde KD. & Lin FC. 2009. *Dictyosporium zhejiangense* sp. nov., a new freshwater anamorphic fungus from China. *Cryptogamie Mycologie* 30(4): 355–362.
- Wright JE. & Deschamps JR. 1975. Orden Aphyllophorales, Fistulinaceae, Mucronoporaceae, Polyporaceae. En: Guarrera SA., Gamundí de Amos IJ. &

- Rabinovich de Halperín (eds.), Flora Criptogámica de Tierra del Fuego, FECIC, Buenos Aires, (3): 62 pp.
- Yanna, Hyde KD. & Goh TK. 1999. *Endomelanconium phoenicicola*, a new coelomycete from *Phoenix hanceana* in Hong Kong. Fungal Diversity 2: 199–204.
- Yuan Z-Q. & Mohammed C. 2002. *Ceratocystis moniliformopsis* sp. nov., an early coloniser of *Eucalyptus obliqua* logs in Tasmania, Australia. Australian Systematic Botany 15: 125–133.
- Yurchenko EO. 2001. On some wood-inhabiting dematiaceous hyphomycetes with remarkable conidia in Belarus. Mycena 1(2): 32–54.
- Zhang Y., Schoch CL., Fournier J., Crous PW., de Gruyter J., Woudenberg JHC., Hirayama K., Tanaka K., Pointing SB., Spatafora JW. & Hyde KD. 2009. Multi-locus phylogeny of the Pleosporales: a taxonomic, ecological and evolutionary reevaluation. Studies in Mycology 64: 85–102.
- Zogg H. 1962. Die Hysteriaceae s. str. und Lophiaceae unter besonderer Berücksichtigung der mitteleuropäischen Formen. Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz. Zürich-Oerlikon: 190 pp.

APÉNDICE

Lista de especies

Las especies que figuran en negrita son las especies que están presentes en Sudamérica y Oceanía. Los nombres genéricos subrayados, son los géneros representados en ambos continentes.

Especies fúngicas que crecen sobre las notofagáceas sudamericanas

Teleomorfos:

1	<i>Acanthostigma minutum</i>	Argentina
2	<i>Antennaria pannosa</i>	Chile
3	<i>Antennaria scoriadea</i>	Chile
4	<i>Anthostoma allantosporum</i>	Chile
5	<i>Anthostoma urodelum</i>	Chile
6	<i>Ascomyces fuegiana</i>	Argentina
7	<i>Biscogniauxia capnodes</i>	Argentina
8	<u><i>Calosphaeria antarctica</i></u>	Chile
9	<u><i>Calosphaeria chilensis</i></u>	Chile
10	<u><i>Coniochaeta pulveracea</i></u>	Chile
11	<i>Cryptosphaeria sulcata</i>	Argentina
12	<u><i>Cucurbitaria antarctica</i></u>	Chile
13	<i>Discosphaerina nothofaginea</i>	Argentina
14	<i>Eriosphaeria vulgaris</i>	Chile
15	<i>Erysiphe magellanica</i>	Chile
16	<i>Erysiphe nothofagi</i>	Argentina y Chile
17	<i>Erysiphe patagoniaca</i>	Argentina
18	<i>Eurotium chilense</i>	Chile
19	<i>Eurotium herbariorum</i> var. <i>fuegianum</i>	Argentina y Chile
20	<i>Gelasinospora retispora</i>	Argentina
21	<u><i>Gloniella australis</i></u>	Argentina
22	<i>Gnomonia gnomon</i>	Argentina
23	<i>Gnomonia magellanica</i>	Chile
24	<u><i>Hypocrea gelatinosa</i></u>	Chile
25	<u><i>Hypocrea rufa</i></u>	Chile
26	<u><i>Hypoxyton annulatum</i></u> - (<i>Hypoxyton truncatum</i>)	Chile
27	<i>Hypoxyton bovei</i>	Chile
28	<u><i>Hypoxyton creoleucum</i></u>	Chile
29	<u><i>Hypoxyton diatrypelloides</i></u>	Chile
30	<u><i>Hypoxyton fragiforme</i></u>	Chile
31	<u><i>Hypoxyton magellanicum</i></u>	Chile

32	<i>Hypoxyton pseudopachyloma</i>	Chile
33	<i>Hysterographium cylindrosporum</i>	Chile
34	<i>Hysterographium flexuosum</i>	Argentina y Chile
35	<i>Hysterographium fuegianum</i>	Chile
36	<i>Hysterographium fuegianum</i> var. <i>Intermedium</i>	Chile
37	<i>Hysterographium magellanicum</i>	Chile
38	<i>Hysterographium subrugosum</i>	Argentina y Chile
39	<i>Laestadia diffusa</i> - (<i>Guignardia diffusa</i>)	Chile
40	<i>Melanconis antarctica</i>	Chile
41	<i>Microthyrium fagi</i>	Argentina
42	<i>Mycosphaerella antarctica</i>	Chile
43	<i>Mycosphaerella nothofagi</i>	Argentina
44	<i>Ophiobolus antarcticus</i>	Chile
45	<i>Ophiostoma nothofagi</i>	Chile
46	<i>Ophiostoma piceae</i>	Chile
47	<i>Ophiostoma piliferum</i>	Chile
48	<i>Ophiostoma valdivianum</i>	Chile
49	<i>Pleosphaeria patagonica</i>	Chile
50	<i>Podosphaera aphanis</i> var. <i>aphanis</i>	Argentina
51	<i>Rosellinia magellanica</i>	Chile
52	<i>Taphrina entomospora</i>	Argentina y Chile
53	<i>Teichospora perpusilla</i>	Chile
54	<i>Thyronectria antarctica</i>	Chile
55	<i>Tubeufia cerea</i>	Argentina
56	<i>Valsaria rubricosa</i>	Chile
57	<i>Xylaria antarctica</i>	Chile
58	<i>Xylaria hypoxyton</i>	Chile
59	<i>Zignoella patagonica</i>	Chile

Anamorfos

1	<i>Acrophragmis laevispora</i>	Argentina
2	<i>Alternaria alternata</i>	Argentina
3	<i>Anthracoherma selenospermum</i>	Chile
4	<i>Anungitea fragilis</i>	Argentina
5	<i>Aphanocladium album</i>	Argentina
6	<i>Aphanocladium tomentosum</i>	Argentina
7	<i>Arthrobotrys brochopaga</i>	Argentina
8	<i>Arthrobotrys cladodes</i>	Argentina
9	<i>Ascocoryne cylichnium</i>	Chile
10	<i>Ascocoryne sarcoides</i>	Chile
11	<i>Aspergillus niger</i>	Argentina
12	<i>Aspergillus flavus</i>	Argentina
13	<i>Aspergillus ustus</i>	Argentina

14	<i>Aspergillus versicolor</i>	Argentina
15	<i>Bactrodesmium traversianum</i>	Argentina
16	<i>Botrytis cinerea</i>	Argentina
17	<i>Campylospora chaetocladia</i>	Argentina
18	<i>Candelabrum spinulosum</i>	Argentina
19	<i>Capsicumyces delicatus</i>	Argentina
20	<i>Chaetostroma subantarcticum</i>	Argentina
21	<i>Chalara aurea</i>	Argentina
22	<i>Chalara brevicaulis</i>	Argentina y Chile
23	<i>Chalara brevipes</i>	Argentina
24	<i>Chalara dualis</i>	Argentina y Chile
25	<i>Chalara fusidioides</i>	Argentina
26	<i>Chalara hughesii</i>	Argentina
27	<i>Chalara microspora</i>	Argentina
28	<i>Chalara nothofagi</i>	Argentina y Chile
29	<i>Chalara nova-zelandiae</i>	Argentina
30	<i>Chloridium lignicola</i>	Argentina
31	<i>Cladosporium cladosporioides</i>	Argentina
32	<i>Cladosporium cyttariicola</i>	Argentina
33	<i>Cladosporium herbarum</i>	Argentina
34	<i>Cladosporium ushuwaiense</i>	Argentina
35	<i>Clathrosphaerina zalewskii</i>	Argentina
36	<i>Coniothecium antarcticum</i>	Argentina
37	<i>Coniothyrium freticola</i>	Chile
38	<i>Cordana andinopatagonica</i>	Argentina
39	<i>Cordana pauciseptata</i>	Argentina
40	<i>Cosmospora vilior</i>	Argentina
41	<i>Crocicreas cyathoideum</i> var. <i>cyathoideum</i>	Argentina
42	<i>Cylindrocarpon didymum</i>	Argentina
43	<i>Cylindrocolla macrospora</i>	Argentina
44	<i>Cytospora antarctica</i>	Chile
45	<i>Cytosporium fuegianum</i>	Chile
46	<i>Cyttariella intermedia</i>	Chile
47	<i>Cyttariella skottsbergii</i>	Chile
48	<i>Dactylaria parvispora</i>	Argentina
49	<i>Dactylella parvicollis</i>	Argentina
50	<i>Dictyochoaeta fuegiana</i>	Argentina
51	<i>Dothiorina tulasnei</i>	Argentina
52	<i>Edmundmasonia gamundiae</i>	Argentina
53	<i>Endophragmiella lignicola</i>	Argentina
54	<i>Epicoccum nigrum</i>	Argentina
55	<i>Exophiala masoni</i>	Argentina
56	<i>Fumago pannosa</i>	Chile
57	<i>Fusarium sulphureum</i>	Argentina
58	<i>Gamsylella gephyropaga</i>	Argentina

59	<i>Geomyces pannorum</i>	Argentina
60	<i>Gliocladiopsis tenuis</i>	Argentina
61	<i>Gliomastix cerealis</i>	Argentina
62	<i>Gliomastix murorum</i> var. <i>murorum</i>	Argentina
63	<i>Gyoerffyella gemellipara</i>	Argentina
64	<i>Gyrothrix pediculata</i>	Argentina
65	<i>Harknessia antarctica</i>	Arg.y Chile
66	<i>Helicoon pluriseptatum</i>	Argentina
67	<i>Helicoon septatissimum</i>	Argentina
68	<i>Helminthosporium subolivaceum</i>	Chile
69	<i>Humicolopsis cephalosporioides</i>	Argentina
70	<i>Idriella lunata</i>	Argentina
71	<i>Janetia bacilliformis</i>	Argentina
72	<i>Lecanicillium psalliotae</i>	Argentina
73	<i>Leptographium valdivianum</i>	Chile
74	<i>Leptothyrium nothofagi</i>	Chile
75	<i>Macrophomina phaseolina</i>	Chile
76	<i>Melanconium stromaticum</i>	Chile
77	<i>Menispora fuegiana</i>	Argentina
78	<i>Microdiplopedia mafilensis</i> - (<i>M. conigena</i>)	Chile
79	<i>Mirandina typica</i> - (<i>Dactylaria fusiformis</i>)	Argentina
80	<i>Myrothecium verrucaria</i>	Argentina
81	<i>Oidiodendron tenuissimum</i>	Argentina
82	<i>Papulaspora sepedonioides</i>	Argentina
83	<u><i>Penicillium brevicompactum</i></u>	Argentina
84	<u><i>Penicillium canescens</i></u>	Argentina
85	<u><i>Penicillium chrysogenum</i></u> var. <i>chrysogenum</i>	Argentina
86	<u><i>Penicillium funiculosum</i></u>	Argentina
87	<u><i>Penicillium glabrum</i></u>	Argentina
88	<u><i>Penicillium implicatum</i></u>	Argentina
89	<u><i>Penicillium janczewskii</i></u>	Argentina
90	<i>Penicillium odoratum</i> (= <i>Penicillium indonesiae</i>)	Argentina
91	<u><i>Penicillium palitans</i></u>	Argentina
92	<u><i>Penicillium purpurescens</i></u>	Argentina
93	<i>Penicillium thomii</i>	Argentina
94	<i>Phaeostalagmus tenuissimus</i>	Argentina
95	<u><i>Phoma clausa</i></u>	Chile
96	<u><i>Phoma desolationis</i></u>	Chile
97	<u><i>Phoma hariotiana</i></u>	Chile
98	<i>Pleurocatena foliicola</i>	Argentina
99	<i>Pochonia bulbilosa</i>	Argentina
100	<i>Polyscytalum fuegianum</i>	Chile
101	<i>Pulvinotrichum album</i>	Argentina
102	<i>Rosulomyces arthrosporioides</i>	Argentina
103	<i>Sagenomella griseoviridis</i>	Argentina

104	<i>Scolecobasidium dendroides</i>	Argentina
105	<i>Scolicosporium fagi</i>	Chile
106	<i>Septoria fagicola</i>	Chile
107	<i>Septoria nothofagi</i>	Argentina
108	<i>Sphaeronaema conicum</i>	Chile
109	<i>Sphaeronaema sticticum</i>	Chile
110	<i>Sporidesmium rubi</i>	Argentina
111	<i>Sporocybe antarctica</i>	Arg.y Chile
112	<i>Sporothrix sp</i>	Chile
113	<i>Sympodiella gracilispora</i>	Argentina
114	<i>Tolypocladium cylindrosporum</i>	Argentina
115	<i>Torula herbarum</i>	Argentina
116	<i>Trichocladium asperum</i>	Argentina
117	<i>Trichocladium diversicoloratum</i>	Argentina
118	<i>Trichocladium opacum</i>	Argentina
119	<i>Trichoderma hamatum</i>	Argentina
120	<i>Trichoderma koningii</i>	Argentina
121	<i>Trichoderma polysporum</i>	Argentina
122	<i>Trichoderma viride</i>	Argentina
123	<i>Trichothecium roseum</i>	Argentina
124	<i>Triposporium foliicola</i>	Argentina
125	<i>Truncatella truncata</i>	Argentina
126	<i>Tubercularia antarctica</i>	Argentina
127	<i>Ulocladium atrum</i>	Argentina
128	<i>Ulocladium botrytis</i>	Argentina
129	<i>Verticicladiella sp.</i>	Chile
130	<i>Volutella ciliata</i>	Argentina
131	<i>Xylohypha curta</i>	Argentina
132	<i>Xylohypha nigrescens</i>	Argentina

Bibliografía consultada: Allegrucci et al., 2009; Gamundí et al., 2004 y USDA Fungal Database, 2011.

Especies fúngicas que crecen sobre las notofagáceas de Oceanía

Teleomorfos

1	<i>Acrogenotheca elegans</i>	Nueva Zelanda
2	<i>Ambrosiozyma platypodis</i>	Nueva Zelanda
3	<i>Amphilogia gyrosa</i>	Nueva Zelanda
4	<i>Antennularia</i> sp.	Papúa N ^{va} Guinea
5	<i>Bertia moriformis</i>	Nueva Zelanda
6	<i>Bionectria aureofulva</i>	Nueva Zelanda
7	<i>Bionectria ochroleuca</i>	Nueva Zelanda
8	<i>Biscogniauxia capnodes</i>	Australia
9	<i>Biscogniauxia capnodes</i> var. <i>rumpens</i>	Nueva Zelanda
10	<i>Biscogniauxia nothofagi</i>	Australia
11	<i>Calosphaeria</i> sp.	Nueva Zelanda
12	<i>Camarops polysperma</i>	Nueva Zelanda
13	<i>Capronia coronata</i>	Nueva Zelanda
14	<i>Capronia pilosella</i>	Nueva Zelanda
15	<i>Ceratocystis australis</i>	Australia
16	<i>Ceratocystis</i> sp.	Nueva Zelanda
17	<i>Ceratostomella cuspidata</i>	Nueva Zelanda
18	<i>Cercophora ambigua</i>	Nueva Zelanda
19	<i>Chaenothecopsis brevipes</i>	Nueva Zelanda
20	<i>Chaenothecopsis debilis</i>	Nueva Zelanda
21	<i>Chaenothecopsis haematopus</i>	Nueva Zelanda
22	<i>Chaenothecopsis lignicola</i>	Nueva Zelanda
23	<i>Chaenothecopsis nigra</i>	Nueva Zelanda
24	<i>Chaenothecopsis nigropedata</i>	Nueva Zelanda
25	<i>Chaenothecopsis nivea</i>	Nueva Zelanda
26	<i>Chaenothecopsis pusilla</i>	Nueva Zelanda
27	<i>Chaenothecopsis sagenidii</i>	Nueva Zelanda
28	<i>Chaenothecopsis sanguinea</i>	Nueva Zelanda
29	<i>Chaenothecopsis savonica</i>	Nueva Zelanda
30	<i>Chaenothecopsis viridireagens</i>	Nueva Zelanda
31	<i>Chaetomium globosum</i>	Nueva Zelanda
32	<i>Chaetosphaeria brevispora</i>	Nueva Zelanda
33	<i>Chaetosphaeria callimorpha</i>	Nueva Zelanda
34	<i>Chaetosphaeria ovoidea</i>	Nueva Zelanda
35	<i>Chaetosphaeria</i> sp.	Nueva Zelanda
36	<i>Colensoniella torulispora</i>	Nueva Zelanda
37	<i>Coniochaeta</i> sp.	Nueva Zelanda
38	<i>Cucurbitaria</i> sp.	Nueva Zelanda
39	<i>Daldinia concentrica</i>	Nueva Zelanda
40	<i>Daldinia eschscholzii</i>	Nueva Zelanda

41	<i>Daldinia novaezelandiae</i>	Nueva Zelanda
42	<i>Daldinia</i> sp.	Nueva Zelanda
43	<i>Diatrype stigma</i>	Nueva Zelanda
44	<i>Elaphomyces</i> sp.	Nueva Zelanda
45	<i>Endoxyla</i> sp.	Nueva Zelanda
46	<i>Euantennaria caulicola</i>	Nueva Zelanda
47	<i>Euantennaria mucronata</i>	Nueva Zelanda
48	<i>Euantennaria novae-zelandiae</i>	Nueva Zelanda
49	<i>Euantennaria pacifica</i>	Nueva Zelanda
50	<i>Eutypella scoparia</i>	Nueva Zelanda
51	<i>Eutypella</i> sp.	Nueva Zelanda
52	<i>Gibberella baccata</i>	Nueva Zelanda
53	<i>Gibberella fujikuroi</i> var. <i>subglutinans</i>	Nueva Zelanda
54	<i>Gloniella</i> sp.	Nueva Zelanda
55	<i>Glonium abbreviatum</i>	Nueva Zelanda
56	<i>Glonium</i> sp.	Nueva Zelanda
57	<i>Hypocrea coprosmae</i>	Nueva Zelanda
58	<i>Hypocrea farinosa</i>	Nueva Zelanda
59	<i>Hypocrea novae-zelandiae</i>	Nueva Zelanda
60	<i>Hypocrea orientalis</i>	Nueva Zelanda
61	<i>Hypocrea patella</i>	Nueva Zelanda
62	<i>Hypocrea schweinitzii</i>	Nueva Zelanda
63	<i>Hypocrea semiorbis</i>	Nueva Zelanda
64	<i>Hypocrea</i> sp.	Nueva Zelanda
65	<i>Hypocrea sulphurea</i>	Nueva Zelanda
66	<i>Hypocrella duplex</i>	Nueva Zelanda
67	<i>Hypocreopsis amplexans</i>	Nueva Zelanda
68	<i>Hypoxylon anthochroum</i>	Nueva Zelanda
69	<i>Hypoxylon bovei</i>	Nueva Zelanda
70	<i>Hypoxylon chathamense</i>	Nueva Zelanda
71	<i>Hypoxylon cinnabarinum</i>	Nueva Zelanda
72	<i>Hypoxylon dingleyae</i>	Nueva Zelanda
73	<i>Hypoxylon howeianum</i>	Nueva Zelanda
74	<i>Hypoxylon hughesii</i>	Nueva Zelanda
75	<i>Hypoxylon nothofagi</i>	Nueva Zelanda
76	<i>Hypoxylon nothofagicola</i>	Nueva Zelanda
77	<i>Hypoxylon placentiforme</i>	Nueva Zelanda
78	<i>Hypoxylon</i> sp.	N. Caledonia y NZ
79	<i>Hypoxylon subcrocopeplum</i>	Nueva Zelanda
80	<i>Javaria samuelsii</i>	Nueva Zelanda
81	<i>Kirschsteiniothelia aethiops</i>	Nueva Zelanda
82	<i>Lasiosphaeria ovina</i>	Nueva Zelanda
83	<i>Lasiosphaeria raciborskii</i>	Nueva Zelanda

84	<i>Lasiosphaeria</i> sp.	Nueva Zelanda
85	<i>Leptosphaerulina chartarum</i>	Nueva Zelanda
86	<i>Melanomma pulvis-pyrius</i>	Nueva Zelanda
87	<i>Melanomma</i> sp.	Nueva Zelanda
88	<i>Meliola nothofagi</i>	Nueva Caledonia
89	<i>Metacapnodium fraseriae</i>	Nueva Zelanda
90	<i>Metacapnodium moniliforme</i>	Nueva Zelanda
91	<i>Mycocalicium albonigrum</i>	Nueva Zelanda
92	<i>Mycocalicium subtile</i>	Nueva Zelanda
93	<i>Mycosphaerella</i> sp.	Nueva Zelanda
94	<i>Nectria discophora</i>	Nueva Zelanda
95	<i>Nectria nothofagi</i>	Nueva Zelanda
96	<i>Nectria peziza</i>	Nueva Zelanda
97	<i>Nectria</i> sp.	Nueva Zelanda
98	<i>Nectria tawa</i>	Nueva Zelanda
99	<i>Nemania diffusa</i>	Nueva Zelanda
100	<i>Neonectria discophora</i> var. <i>discophora</i>	Nueva Zelanda
101	<i>Neonectria westlandica</i>	Nueva Zelanda
102	<i>Niesslia</i> sp.	Nueva Zelanda
103	<i>Ophiocapnocomma batistae</i>	Nueva Zelanda
104	<i>Ophiostoma piceae</i>	Nueva Zelanda
105	<i>Ophiostoma piliferum</i>	Nueva Zelanda
106	<i>Ophiostoma quercus</i>	Nueva Zelanda
107	<i>Otthia</i> sp.	Nueva Zelanda
108	<i>Phaeotrichosphaeria</i> sp.	Nueva Zelanda
109	<i>Rhytidhysteron rufulum</i>	Nueva Zelanda
110	<i>Rosellinia</i> sp.	Nueva Zelanda
111	<i>Rostraureum longirostris</i>	Nueva Zelanda
112	<i>Trabutia nothofagi</i>	Nueva Zelanda
113	<i>Trabutia</i> sp.	Nueva Zelanda
114	<i>Trichopelthea asiatica</i>	Nueva Zelanda
115	<i>Tubeufia helicoma</i>	Nueva Zelanda
116	<i>Tubeufia scopula</i>	Nueva Zelanda
117	<i>Tubeufia</i> sp.	Nueva Zelanda
118	<i>Ustulina</i> sp.	Nueva Zelanda
119	<i>Valsa</i> sp.	Nueva Zelanda
120	<i>Valsaria rubricosa</i>	Nueva Zelanda
121	<i>Xylaria apiculata</i>	Nueva Zelanda
122	<i>Xylaria arbuscula</i>	Nueva Zelanda
123	<i>Xylaria castorea</i>	Nueva Zelanda
124	<i>Xylaria hypoxylon</i>	Nueva Zelanda
125	<i>Xylaria theissenii</i> var. <i>macrospora</i>	Nueva Zelanda
126	<i>Xylaria tuberiformis</i>	Nueva Zelanda

- 127 *Xylobotryum andinum* Nueva Zelanda
 128 *Xylospiraera* sp. Nueva Caledonia

Anamorfos

- 1 *Acremonium* sp. Nueva Zelanda
 2 *Acremonium strictum* Nueva Zelanda
 3 *Acrodictys fuliginosa* Nueva Zelanda
 4 *Acrogenospora gigantospora* Nueva Zelanda
 5 *Alatospora acuminata* Nueva Zelanda
 6 ***Alternaria alternata*** Nueva Zelanda
 7 *Alternaria tenuissima* Nueva Zelanda
 8 *Ankistrocladium fuscum* Nueva Zelanda
 9 *Antennatula dingleyae* Nueva Zelanda
 10 *Antennatula fraseri* Nueva Zelanda
 11 *Aposphaeria* sp. Nueva Zelanda
 12 *Articulospora tetracladia* Nueva Zelanda
 13 *Arxiella lunata* Nueva Zelanda
 14 *Ascochyta* sp. Nueva Zelanda
 15 *Aspergillus* sp. Nueva Zelanda
 16 *Atichia glomerulosa* Papúa N^{va} Guinea
 17 *Aureobasidium pullulans* Nueva Zelanda
 18 *Bactridium clavatum* Nueva Zelanda
 19 *Bactrodesmiella novae-zelandiae* Nueva Zelanda
 20 *Bactrodesmium biformatum* Nueva Zelanda
 21 *Bensingtonia naganoensis* Nueva Zelanda
 22 *Botrytis* sp. Nueva Zelanda
 23 *Brachysporiella gayana* Nueva Zelanda
 24 *Bullera alba* Nueva Zelanda
 25 *Bullera crocea* Nueva Zelanda
 26 *Bullera mrakii* Nueva Zelanda
 27 *Capnobotrys atro-olivacea* Nueva Zelanda
 28 *Capnobotrys australis* Nueva Zelanda
 29 *Capnobotrys pacifica* Nueva Zelanda
 30 *Capnobotrys paucispora* Nueva Zelanda
 31 *Capnocybe novae-zelandiae* Nueva Zelanda
 32 *Capnophialophora fraseriae* Nueva Zelanda
 33 *Capnophialophora* sp. Nueva Zelanda
 34 *Casaresia sphagnum* Nueva Zelanda
 35 *Catenularia macrospora* Nueva Zelanda
 36 *Cenococcum geophilum* Nueva Zelanda
 37 *Chalara affinis* Nueva Zelanda
 38 *Chalara australis* Australia
 39 *Chalara brunnipes* Nueva Zelanda

40	<i>Chalara inaequalis</i>	Nueva Zelanda
41	<i>Chalara nothofagi</i>	Nueva Zelanda
42	<i>Chalara novae-zelandiae</i>	Nueva Zelanda
43	<i>Chalara</i> sp.	Nueva Zelanda
44	<i>Circinotrichum olivaceum</i>	Nueva Zelanda
45	<i>Cladosporium herbarum</i>	Nueva Zelanda
46	<i>Cladotrichum</i> sp.	Nueva Zelanda
47	<i>Clavatospora longibrachiata</i>	Nueva Zelanda
48	<i>Conoplea novae-zelandiae</i>	Nueva Zelanda
49	<i>Conoplea</i> sp.	Nueva Zelanda
50	<i>Cordana ellipsoidea</i>	Nueva Zelanda
51	<i>Cryptocoryneum rilstonii</i>	Nueva Zelanda
52	<i>Cryptosporiopsis edgertonii</i>	Nueva Zelanda
53	<i>Dactylaria candidula</i>	Nueva Zelanda
54	<i>Dematophora</i> sp.	Nueva Zelanda
55	<i>Dictyochaeta botulispora</i>	Nueva Zelanda
56	<i>Dictyochaeta brevisetula</i>	Nueva Zelanda
57	<i>Dictyochaeta fertilis</i>	Nueva Zelanda
58	<i>Dictyochaeta parva</i>	Nueva Zelanda
59	<i>Dictyochaeta setosa</i>	Nueva Zelanda
60	<i>Dictyochaeta simplex</i>	Nueva Zelanda
61	<i>Dictyochaeta vulgaris</i>	Nueva Zelanda
62	<i>Dicyma ovalispora</i>	Nueva Zelanda
63	<i>Discula microsperma</i>	Nueva Zelanda
64	<i>Dothichiza</i> sp.	Nueva Zelanda
65	<i>Endophragmiella fuliginosa</i>	Nueva Zelanda
66	<i>Endophragmiella novae-zelandiae</i>	Nueva Zelanda
67	<i>Epicoccum nigrum</i>	Nueva Zelanda
68	<i>Fusarium lateritium</i>	Nueva Zelanda
69	<i>Fusarium nivale</i> - (<i>Microdochium nivale</i>)	Nueva Zelanda
70	<i>Fusarium subglutinans</i>	Nueva Zelanda
71	<i>Geosmithia putterillii</i>	Nueva Zelanda
72	<i>Gonytrichum macrocladum</i>	Nueva Zelanda
73	<i>Graphium calicioides</i>	Nueva Zelanda
74	<i>Hadrosporium dingleyae</i>	Nueva Zelanda
75	<i>Hansfordia ovalispora</i>	Nueva Zelanda
76	<i>Haplographium</i> sp.	Nueva Zelanda
77	<i>Helicoma</i> sp.	Nueva Zelanda
78	<i>Helicosporium</i> sp.	Nueva Zelanda
79	<i>Hyphosoma hypoxyloides</i>	Nueva Zelanda
80	<i>Isaria</i> sp.	Nueva Zelanda
81	<i>Janetia capnophila</i>	Nueva Zelanda
82	<i>Lecanicillium lecanii</i>	Nueva Zelanda

83	<i>Lemonniera</i> sp.	Nueva Zelanda
84	<i>Microcera orthospora</i> - (<i>Mycogloea macrospora</i>)	Nueva Zelanda
85	<i>Microdochium nivale</i>	Nueva Zelanda
86	<u><i>Monodictys</i></u> sp.	Nueva Zelanda
87	<i>Monostichella nothofagi</i>	Nueva Zelanda
88	<i>Nodulisporium corticioides</i>	Nueva Zelanda
89	<i>Nodulisporium</i> sp.	Nueva Zelanda
90	<i>Oedemium</i> sp.	Nueva Zelanda
91	<i>Pachybasium hamatum</i>	Nueva Zelanda
92	<u><i>Penicillium</i></u> sp.	Nueva Zelanda
93	<u><i>Penicillium spinulosum</i></u>	Nueva Zelanda
94	<i>Penicillium thomii</i>	Nueva Zelanda
95	<i>Pesotum</i> sp.	Nueva Zelanda
96	<i>Pestalotiopsis funerea</i>	Nueva Zelanda
97	<i>Phialophora fastigiata</i>	Nueva Zelanda
98	<u><i>Phoma</i></u> sp.	Nueva Zelanda
99	<i>Phomopsis</i> sp.	Nueva Zelanda
100	<i>Piggotia nothofagi</i>	Nueva Zelanda
101	<i>Pleurocolla compressa</i>	Nueva Zelanda
102	<i>Pseudospiropes novae-zelandiae</i>	Nueva Zelanda
103	<i>Pseudospiropes simplex</i>	Nueva Zelanda
104	<i>Pseudospiropes variabilis</i>	Nueva Zelanda
105	<i>Rhodesia subtecta</i>	Nueva Zelanda
106	<i>Scopulariopsis</i> sp.	Nueva Zelanda
107	<i>Septosporium bulbotrichum</i>	Nueva Zelanda
108	<i>Spadicoides atra</i>	Nueva Zelanda
109	<u><i>Sphaeronaema</i></u> sp.	Nueva Zelanda
110	<i>Sphaeropsis sapinea</i>	Nueva Zelanda
111	<i>Spicaria</i> sp.	Nueva Zelanda
112	<i>Spiropes nothofagi</i>	Nueva Caledonia
113	<u><i>Sporidesmium folliculatum</i></u>	Nueva Zelanda
114	<u><i>Sporidesmium</i></u> sp.	Nueva Zelanda
115	<u><i>Sporidesmium verrucisporum</i></u>	Nueva Zelanda
116	<i>Sporobolomyces dimmenae</i>	Nueva Zelanda
117	<i>Sporobolomyces inositophilus</i>	Nueva Zelanda
118	<i>Sporobolomyces roseus</i>	Nueva Zelanda
119	<i>Sporobolomyces taupoensis</i>	Nueva Zelanda
120	<u><i>Sporothrix nothofagi</i></u>	Nueva Zelanda
121	<u><i>Sporothrix</i></u> sp.	Nueva Zelanda
122	<i>Sporotrichum</i> sp.	Nueva Zelanda
123	<i>Stachybotrys</i> sp.	Nueva Zelanda
124	<i>Stachylidium</i> sp.	Nueva Zelanda
125	<i>Stilbella</i> sp.	Nueva Zelanda

126	<i>Strumella hysteroidea</i>	Nueva Zelanda
127	<i>Sympodiella fasciculata</i>	Nueva Zelanda
128	<i>S. gracilispora</i> (=Polyscytalum gracilisporum)	Nueva Zelanda
129	<i>Sympodiella fragilis</i>	Nueva Zelanda
130	<i>Sympodiella lobata</i>	Nueva Zelanda
131	<i>Sympodiella nodosa</i>	Nueva Zelanda
132	<i>Tilachlidium</i> sp.	Nueva Zelanda
133	<i>Trichoderma hamatum</i>	Nueva Zelanda
134	<i>Trichoderma koningii</i>	Nueva Zelanda
135	<i>Trichoderma</i> sp.	Nueva Zelanda
136	<i>Trichoderma viride</i>	Nueva Zelanda
137	<i>Tubercularia</i> sp.	Nueva Zelanda
138	<i>Virgaria nigra</i>	Nueva Zelanda
139	<i>Wiesneriomyces laurinus</i>	Nueva Zelanda
140	<i>Xylohypha curta</i>	Nueva Zelanda
141	<i>Xylohypha</i> sp.	Nueva Zelanda
142	<i>Zanclospora brevispora</i>	Nueva Zelanda
143	<i>Zanclospora novae-zelandiae</i>	Nueva Zelanda

Bibliografía consultada: McKenzie et al., 2000; New Zealand Fungi, Landcare Research Database, 2011 y USDA Fungal Database, 2011.

PUBLICACIÓN DE RESULTADOS

Publicaciones en revistas internacionales de aparición periódica

- **Sánchez, R.M.** & Bianchinotti, M.V. 2007. *Dothiorina* (Coelomycetes): taxonomic concepts and comments on its conidiogenesis. *Mycotaxon* 102 (12): 395-402 (USA).
- Bianchinotti, M.V. & **Sánchez, R.M.** 2009. Micromycetes on *Austrocedrus chilensis*. First record of *Rebentischia* from Argentina. *Mycotaxon* 107: 449–454. (USA)
- **Sánchez, R.M.** & Bianchinotti, M.V. 2010. New records in the Tubeufiaceae from Andean Patagonian forests of Argentina. *Mycotaxon* 111: 131–141. (USA)
- **Sánchez, R.M.**, Miller, A.N. & Bianchinotti, M.V. 2011. A new species of *Acanthostigma* (Tubeufiaceae, Dothideomycetes) from the Southern Hemisphere. (enviado, *Mycologia*, USA)

Presentaciones en congresos internacionales

VI Congreso Latinoamericano de Micología. Argentina. 2008.

- **Sánchez, R.M.** & Bianchinotti, M.V. Estudio preliminar de los hongos mitospóricos saprobios asociados a la corteza de *Nothofagus* spp. en Argentina. Exposición oral.
- **Sánchez, R.M.** & Bianchinotti, M.V. Contribución al conocimiento de la familia *Tubeufiaceae* en Argentina. Poster.
- Bianchinotti, M.V., **Sánchez, R.M.** & Rajchenberg, M. Una primera mirada a la biodiversidad fúngica asociada a *Lomatia ferruginea* (*Proteaceae*). Poster.

IMC9 The Biology of Fungi. Escocia. 2010

- **Sánchez, R.M.** & Bianchinotti, M.V. Biodiversity of Ascomycetes on Trees Native to the Andean Patagonian Forests in Argentina. Poster.

Presentaciones en congresos nacionales

XXXII Jornadas Argentinas de Botánica. Córdoba. 2009.

- **Sánchez, R.M.** & Bianchinotti, M.V. *Nothofagus pumilio* nos regala un nuevo registro fúngico para la Argentina: *Ceratocystis moniliformis* (Microascales, Ascomycota). Exposición oral.

XXXI Jornadas Argentinas de Botánica. Corrientes. 2007.

- **Sánchez, R.M.**, Romero, A.I. & Bianchinotti, M.V. Primer registro del género *Ostreichnion* (Dothideales, Ascomycotina) en Argentina. Exposición oral.
- Bianchinotti, M.V. & **Sánchez, R.M.** Una nueva especie de *Dictyosporium* (Hyphomycetes).

XXX Jornadas Argentinas de Botánica. Rosario. 2005

- **Sánchez, R.M.**, Bianchinotti, M.V. & Rajchenberg, M. Primera cita de *Dothiorina tulasnei* (Sacc.) Höhn. para la República Argentina. Exposición oral.