

Identificación de micromicetes patógenos en especies nativas de los bosques andino patagónicos.

Manuela Herrán Symonds

Tesista

Dra. Romina M. Sánchez

Directora

Tesis de grado 2023

Universidad Nacional del Sur

Departamento de Biología, Bioquímica y Farmacia

Tesis de grado de Licenciatura en Ciencias Biológicas

**Identificación de micromicetes patógenos en especies nativas de los bosques andino
patagónicos**



Manuela Herrán Symonds

Tesista



Dra. Romina M. Sánchez

Directora

Diciembre 2023

Índice

Agradecimientos	2
Resumen	3
1. Introducción	4
2. Objetivos	7
2.1 Objetivos generales	7
2.2 Objetivos específicos	7
3. Materiales y métodos	8
3.1 Hospedante seleccionado	8
3.2 Descripción fitogeográfica del sitio de muestreo	8
3.3 Muestreos	9
3.4 Microscopía óptica	9
3.5 Técnicas de aislamiento	10
3.6 Medios de cultivo	10
3.7 Identificación molecular	10
3.7.1 Extracción de ADN	11
3.7.2 PCR	11
3.7.3 Análisis molecular	12
4. Resultados y discusión	12
4.1 <i>Cryptosporiopsis</i> <i>cfr. lomatiae</i>	12
4.2 <i>Cytospora</i> sp.	14
4.3 <i>Epicoccum</i> sp. nov.	17
4.4 <i>Phacidium</i> sp.	23
4.5 <i>Rhodesiopsis</i> sp. nov.	26
4.6 <i>Seuratia</i> <i>cfr. millardetti</i>	28
4.7 <i>cfr. Halomassarina</i>	31
5. Conclusión	33
6. Bibliografía	34

Agradecimientos

A la Dra. Romina M. Sánchez por su dedicación, compromiso y gratuidad en la dirección de esta tesina.

A la Dra. Ma. Virginia Bianchinotti por presentarme el reino fungi con los ojos que ella lo mira y compartir sus conocimientos conmigo.

A la Dra. Natalia V. Bulnes por llamar en el momento justo y guiarme en la realización de mis estudios.

A la Comisión de Tesinas del BByF por darme una oportunidad.

A todos los que acompañaron mis días de laboratorio y que, en lo sencillo de compartir, agregaron valor al trabajo diario.

A cada uno de mis amigos, por su gran cariño para conmigo y su compañía incondicional.

A mi familia, por motivarme a seguir avanzando y brindarme su apoyo para conseguir mis objetivos. En especial a Ñaco, por acompañarme en este último tirón y creer en mí.

Resumen

Los bosques andino patagónicos, mundialmente valorados por la belleza de sus paisajes, constituyen un gran reservorio de biodiversidad al mismo tiempo que albergan recursos económicamente explotables como la madera, plantas ornamentales, frutos y hongos con valor comestible o medicinal. En particular hace unos pocos años los árboles agrupados en la familia Proteaceae cobraron visibilidad en nuestro país a raíz de que incrementó la demanda mundial de plantines para uso ornamental y también el uso de su peculiar madera. Esto impulsó, entonces, el estudio de la sanidad de estas plantas.

Con el objetivo de contribuir al conocimiento de los micromicetes patógenos que afectan proteáceas nativas de los bosques andino patagónicos, se estudiaron las especies asociadas a *Lomatia hirsuta* ssp. *obliqua* (Lam.) Diels., vulgarmente conocida como radial.

Las muestras utilizadas fueron hojas y pequeñas ramas con síntomas de ataque fúngico. Éstas fueron coleccionadas en los bosques andino patagónicos de las provincias del Chubut y Neuquén entre los años 2004 y 2010. El análisis de las mismas se realizó bajo lupa binocular, realizándose cortes a mano alzada con hoja de afeitar, y la observación de estructuras diagnósticas mediante microscopio óptico de campo claro, lográndose en ambos casos la toma de fotomicrografías. También se realizaron aislamientos y cultivos en diferentes medios agarizados. La identificación morfológica de algunas especies fúngicas halladas pudo ser complementada con estudios filogenéticos mediante análisis de máxima verosimilitud y bayesiano.

Se registraron y describieron siete especies de ascomicetes. Entre ellas se describen dos especies nuevas para la ciencia, una en el género *Epicoccum* y otra en el género *Rhodesiopsis*. Además, estas dos especies junto con la especie de *Phacidium* registrada en hoja, son sugeridas como patógenas y se describen los síntomas observados. Se registra por primera vez para Sudamérica el género *Rhodesiopsis*, por primera vez para Argentina el género *Seuratia*, representado por la especie *Seuratia* cfr. *millardetii*, y por primera vez sobre radial los géneros *Phacidium*, *Cytospora* y *Halomassarina*. Finalmente se documenta la presencia de *Cryptosporiopsis* cfr. *lomatiae*, ampliando su distribución dentro de la provincia del Chubut.

1. Introducción

Los bosques andino patagónicos o valdivianos, son formaciones forestales que recorren el sur de Argentina y Chile entre los 50 y 1600 metros sobre el nivel del mar (Damascos, 1996; Paz & Raffaele, 2015); forman parte del patrimonio natural mundial y son de especial importancia para las comunidades locales. En nuestro país se encuentran ubicados desde el norte de la provincia del Neuquén hasta el sur de Tierra del Fuego, ocupando también las provincias de Río Negro, Chubut y Santa Cruz, en donde forman una fina franja occidental, delimitada al oeste por la Cordillera de los Andes y al este por la estepa patagónica. En ellos se pueden encontrar formaciones rocosas de gran porte y numerosos lagos producto de los deshielos (Donoso, 1993), rodeados de la más vasta diversidad de plantas, animales y hongos (Toledo *et al.*, 2014).

Debido a su accesibilidad (Damascos, 1996), los bosques andino patagónicos están sometidos en mayor o menor medida a disturbios de origen antrópico que dificultan la conservación de especies nativas. Los procesos naturales de cambio ambiental se ven acelerados por la actividad humana, principalmente por el uso extensivo e intensivo de la tierra para agricultura y ganadería. La fragmentación de los ecosistemas favorece a corto y largo plazo la pérdida de diversidad genética, aumentando el riesgo de extinción de especies nativas (Relva *et al.*, 2014), y el ramoneo de especies herbívoras modifica la proporción y cantidad de biomasa tanto aérea como subterránea de las plantas, afectando las relaciones de competencia entre especies, favoreciendo indirectamente a aquellas menos palatables (Paz & Raffaele, 2015). También son de gran importancia los incendios de origen natural y antrópico, cuya frecuencia se espera que aumente como consecuencia del aumento de temperaturas y sequías (Rago *et al.*, 2023), la urbanización y la introducción de especies exóticas en los ambientes (Bomhard *et al.*, 2005; Rovere, 2023). Éste último es uno de los disturbios de mayor impacto, donde finalmente las especies de plantas exóticas introducidas terminan colonizando gran parte del territorio, incluso dentro de áreas protegidas como el Parque Nacional Nahuel Huapi (Relva *et al.*, 2014).

Los bosques valdivianos constituyen un gran reservorio de biodiversidad al mismo tiempo que albergan recursos económicamente explotables como la madera y todos sus derivados, plantas ornamentales, frutos y macromicetes con valor comestible y/o medicinal (Toledo *et al.*, 2014), y se destacan por la belleza de sus paisajes, apreciada por miles de turistas y artistas año tras año. Entre las plantas de mayor porte presentes en los bosques andino patagónicos predominan las especies de árboles de la familia Nothofagaceae, como la lenga (*Nothofagus pumilio* (Poepp. & Endl.) Krasser) y el coihue (*N. dombeyi* (Mirb.) Oerst.), entre otras, también se pueden encontrar representantes de las familias Araucariaceae, como el pehuén (*Araucaria araucana* (Molina) K. Koch), Cupressaceae, como el alerce (*Fitzroya cupressoides*

(Molina) I.M. Johnst.) y el ciprés de la cordillera (*Austrocedrus chilensis* (D. Don) Pic. Serm. & Bizzarri), Celastraceae, como el maitén (*Maytenus boaria* Molina) y Proteaceae como el funque (*Lomatia ferruginea* (Cav.) R. Br.), el radial (*L. hirsuta* ssp. *obliqua*), entre otras (Apodaca *et al.*, 2015).

Esta última, constituye una de las familias de eudicotiledóneas más grandes y más antiguas de la tierra, a partir de la cual se plantean las hipótesis actuales de la historia biogeográfica vegetal mundial y en particular, sobre la distribución mundial de las proteáceas, que sería resultado de la vicarianza gondwánica junto con procesos de dispersión transoceánica más recientes (Barker *et al.*, 2007). Su presencia se ve restringida al hemisferio sur (Gonzalez *et al.*, 2004), contando con la mayor riqueza en diversidad de especies en Australia y Sudáfrica, aunque también se encuentra representada en América central y Sudamérica (Torres, 1996). Los representantes patagónicos de Proteaceae se han vuelto recientemente el centro de atención en los estudios de sanidad forestal, por la importancia de estas plantas como ornamentales de exportación, y por el valor comercial de sus maderas y flores (Lee *et al.*, 2005). En la región sur de la cordillera argentina cuatro géneros de proteáceas están representados por las siguientes seis especies nativas: *Embothrium coccineum* J.R. Forst. & G. Forst., *Gevuina avellana* Molina, *Orites myrtoideus* (Poepp. & Endl.) Benth. & Hook. f. ex B.D. Jacks., *Lomatia dentata* (Ruiz & Pav.) R. Br., *L. ferruginea* y *L. hirsuta* ssp. *obliqua* (Donoso & Escobar, 1986; Magnin *et al.*, 2012; Zuloaga *et al.*, 2008).

***Lomatia hirsuta*:**

Lomatia hirsuta ssp. *obliqua* (de ahora en adelante *Lomatia hirsuta*), vulgarmente conocida como 'radal', es un árbol nativo de los bosques andino patagónicos de Argentina y Chile y del noroeste de la cordillera de los Andes, desde el centro de Ecuador hasta el norte de Perú (Kühn *et al.*, 2021; Magnin *et al.*, 2012). En condiciones óptimas de crecimiento, puede superar los 20 m de altura y los 80 cm de diámetro, con un fuste prácticamente recto, de corteza grisácea, manchada de claros y oscuros. Presenta hojas simples, alternas y perennes (Magnin *et al.*, 2012), con márgenes totalmente aserrados, de dientes simples, separados por senos redondeados (Gonzalez *et al.*, 2004). Es un colonizador temprano y se propaga fácilmente, por tanto, es usual encontrarlo en forma de renoval, colonizando suelos perturbados, al costado del camino y en campos abandonados (Cisternas, 2010). Presenta un amplio rango ecológico, capaz de crecer en ambientes de temperaturas frías y templadas. Suele encontrarse en bosques donde dominan otras especies como *Austrocedrus chilensis* y *Nothofagus dombeyi* (Kühn *et al.*, 2021) entre los 150 y 1.200 metros sobre el nivel del mar (Torres, 1996).

Junto con la baja palatabilidad de sus hojas, el radial reúne características que lo vuelven muy interesante para la restauración de bosques; es una especie facilitadora para el crecimiento de aquellas nativas más exigentes (Cisternas, 2010). Por la calidad de su madera también resulta atractivo para la economía, tanto local como mundial. Esta se caracteriza por su color gris con vetas parecidas a las del avellano; su apariencia general y la flexibilidad que posee son comparables a las del nogal americano, por lo que ambas maderas tienen usos similares (Kühn *et al.*, 2021). Se utiliza en mueblería, en artesanías y también se cultiva como ornamental en Escocia y España (Cisternas, 2010). En nuestro país, desde hace varios años, las provincias patagónicas fortalecieron sus estrategias de desarrollo económico y productivo forestal revalorizando el aprovechamiento de los recursos de los bosques nativos, entre los cuales se encuentran aquellos provenientes de las poblaciones de proteáceas y más precisamente el radial para la realización de trabajos de ebanistería y distintas artesanías, como la tinción de tejidos (Palacios-Ochoa *et al.*, 2021). En este marco, las investigaciones relacionadas con los organismos asociados a esta planta, entre ellos los hongos beneficiosos y los patógenos, adquirieron una relevancia estratégica.

Patógenos y diversidad fúngica:

Los bosques nativos de la Patagonia Andina además del valor económico, ecológico, paisajístico y social que representan, son fuente de recursos turísticos, forestales, patrimoniales y de biodiversidad que deben ser preservados. Ellos son amenazados, entre otros, por microorganismos patógenos que constituyen importantes factores de riesgo para los países agrícolas como la Argentina. En particular, los hongos cumplen un rol fundamental en bosques de todo el mundo ya que interactúan de forma diversa con los árboles. Entre las interacciones beneficiosas se pueden mencionar las especies simbiotes formadoras de micorrizas, que aportan a la planta mayor translocación de nutrientes y agua, protección frente a sequías y ataques de patógenos, y conexión entre plantas vecinas permitiendo el intercambio de señales que ayudan al establecimiento de las plántulas (Becquer *et al.*, 2019). Otras especies habitan en forma endófitas en madera y hojas, con roles muchas veces desconocidos pero que, en algunos casos, protegen a la planta del ataque de animales herbívoros o insectos. Sin embargo, las interacciones perjudiciales causadas por patógenos y algunos saprófitos pueden ocasionar grandes pérdidas a nivel económico y ecológico.

La importancia del estudio de los hongos asociados a las proteáceas es valorada no sólo por su aporte a la micología sino también en relación a la biogeografía, fitopatología, ecología y conservación de la diversidad (Hyde *et al.*, 2007). En relación al aspecto fitopatológico se puede mencionar que la última revisión de patógenos, tanto en partes aéreas como en subterráneas, de esta familia de plantas indica 57 enfermedades causadas por 140 especies fúngicas (Crous *et al.*, 2011). Además, en distintos estudios de patógenos y saprófitos foliares

de estas plantas se encontró que los patógenos tienen fuerte especificidad por el hospedante y los saprótrofos un alto grado de recurrencia, con un alto porcentaje (50%) de especies nuevas para la ciencia (Crous *et al.*, 2006; Lee *et al.*, 2005; Marais & Wingfield 2001; Taylor *et al.*, 2001).

El estudio de los hongos asociados a las proteáceas cuenta con más de cien años de historia en Sudáfrica (Crous *et al.*, 2006) y en Australia con al menos treinta años; sin embargo, en América del Sur es muy escaso. Particularmente en la región de los bosques andino patagónicos las investigaciones comenzaron con el estudio de los patógenos foliares de *Lomatia hirsuta* y *Gevuina avellana* en la provincia del Chubut alrededor del año 2000 (Bianchinotti *et al.*, 2002, Bianchinotti & Rajchenberg 2004). Se realizaron diez nuevos registros fúngicos, uno de ellos para Sudamérica (Bianchinotti *et al.*, 2012) y el resto para nuestro país (Bianchinotti & Sánchez 2009, Sánchez & Bianchinotti 2010) a partir de dos muestras de *L. ferruginea* tomadas en Puerto Blest (Río Negro) y en Parque Nacional Los Alerces (Chubut). Hasta el momento, éstos fueron los únicos aportes al conocimiento de los patógenos y la biodiversidad fúngica asociada a las proteáceas andinas de nuestro país. Teniendo en cuenta que varias especies de esta familia son ornamentales y últimamente se exportan con tal fin, el conocimiento de las especies fúngicas que viven sobre y a costa de ellas, es fundamental. La identificación de patógenos fúngicos sobre radial es esencial para luego poder plantear estrategias eficientes de conservación, producción y explotación del recurso, al mismo tiempo que se aportan datos novedosos que enriquecen el conocimiento genético-molecular de la diversidad fúngica, posiblemente describiendo nuevas especies para la ciencia.

2. Objetivos

2.1 Objetivo general

Contribuir al conocimiento de los micromicetes fúngicos que afectan especies forestales nativas de nuestro país, con particular interés en la detección de especies patógenas.

2.2 Objetivos específicos

- a) Identificar morfológicamente las especies de micromicetes foliares y caulinares más representativas de *Lomatia hirsuta* ssp. *obliqua*.
- b) Proponer especies patógenas en base a la sintomatología encontrada sobre la especie forestal en estudio.
- c) Realizar la caracterización molecular de las especies determinadas morfológicamente.

- d) Confirmar la identidad de las especies fúngicas nativas aún no conocidas para la Argentina.
- e) Generar un catálogo de las especies que habitan en *L. hirsuta* ssp. *obliqua* incluyendo descripciones morfológicas detalladas, información molecular, distribución geográfica y sintomatología asociada.

3. Materiales y métodos

3.1 Hospedante seleccionado

Lomatia hirsuta presenta una distribución geográfica amplia, que abarca desde el centro de Ecuador al extremo norte de Perú, pasando por 30°S en el centro de Chile y llegando a casi 43°S tanto en Chile como Argentina (Magnin et. al, 2012) atravesando una amplia variedad de condiciones climáticas y diversidad de tipos de suelo (Kühn et al., 2021). En el lado occidental de la Cordillera de los Andes esta especie convive con un clima de carácter oceánico, templado y húmedo; mientras que en la vertiente oriental Argentina el clima es templado y seco (Cisternas, 2010). Los suelos donde crece se caracterizan por ser desde rocosos y áridos, pasando por suelos trumaos, hasta metamórficos, variables. El radal puede incluso encontrarse sobre laderas erosionadas, conviviendo con rumiantes ovinos y bovinos (Cisternas, 2010).

El radal cumple muchas funciones ecológicas, entre ellas la de protección del suelo, refugio para los animales y efecto nodriza para el establecimiento de otras especies más exigentes e interesantes desde la perspectiva de la restauración ecológica (Cisternas, 2010). Esta especie muestra un rápido crecimiento durante los primeros 20 años de desarrollo que, sumado a la posibilidad de rebrotar y a la poca palatabilidad de sus hojas, la convierten en un excelente candidato para la convivencia con la cría extensiva de ganado y la práctica silvopastoril. Además, el radal es aprovechado económicamente por su madera y propiedades químicas de su follaje. Aun así, en la mayoría de los lugares donde su presencia es relativamente abundante, como en nuestro país, la madera se utiliza como leña. El aprovechamiento no maderero de esta especie, por las comunidades locales, se debe a los taninos y otros compuestos presentes en su corteza y hojas, que se extraen y utilizan como colorantes, y en infusiones como anti-inflamatorios, purgantes y antiespasmódicos (Cisternas, 2010).

3.2 Descripción fitogeográfica del sitio de muestreo

La regionalización biogeográfica de la República Argentina según Apodaca y colaboradores (2015) determina las distintas provincias fitogeográficas en relación a los biomas, representando la relación entre la historia geográfica y la ecología del lugar. El mapa representativo de las provincias fitogeográficas resultante se basa en los trabajos previos de Cabrera (1971) y Cabrera & Willink (1980), entre otros, y según estos trabajos, los sitios de

muestreo seleccionados pertenecen a la Provincia Subantártica. La misma comprende una superficie de aproximadamente 70.000 km² que se extiende en forma de corredor angosto por el extremo occidental del Neuquén, Río Negro, Chubut, Santa Cruz y Tierra del Fuego, interrumpido brevemente al sur del paralelo 45° por la estepa patagónica. La temperatura media de entre 5,4 °C y 9,5 °C, más las precipitaciones anuales, presentes tanto como lluvias o nevadas, que oscilan entre 700 y 5.000 mm por año, generan un clima templado a frío y húmedo que determina una ecorregión de bosques patagónicos en donde predominan la formación de bosques templados, caducifolios y perennes junto con praderas y turberas.

Las especies arbóreas características de estos bosques también se pueden encontrar en Australia, Nueva Zelanda, y otras regiones australes del mundo. Entre los géneros más importantes se encuentran *Nothofagus* Blume, *Lomatia* R. Br., *Dacrydium* Lamb. y *Laurelia* Juss., entre los géneros endémicos, que se encuentran exclusivamente dentro de esta provincia fitogeográfica, podemos nombrar a *Fitzroya* Hook. f ex Lind., *Austrocedrus* Florin & Boutelje y *Pilgerodendron* Florin (Apodaca et al., 2015)

3.3 Muestreos

Las muestras fueron recolectadas entre los años 2004 y 2010, en temporada otoño, para estudios realizados en el marco de dos proyectos (CONICET PIP 80101000 y PICT 2018-3234) de investigación en sanidad forestal, a cargo del Dr. Rajchenberg, la Dra. Bianchinotti y la Dra. Sánchez, en dos provincias patagónicas de la Argentina: Chubut y Neuquén. Aquellas correspondientes a la provincia del Neuquén, fueron tomadas a la vera de la ruta nacional 40, zona perteneciente al Parque Nacional Lanín, cerca de San Martín de los Andes. Las muestras correspondientes a la provincia del Chubut, fueron tomadas en el Parque Nacional Los Alerces, en las cercanías del brazo sur del lago Menéndez y sobre el camino al cerro Dedal.

Se recolectaron hojas y ramas pequeñas aún sobre árbol en pie, hojas caídas verdes y trozos de ramas caídas, que presentaban a simple vista signos de posible ataque fúngico. Las muestras fueron secadas a temperatura ambiente y almacenadas en sobres de papel madera de 15 x 35 cm. Los materiales se encuentran depositados en el herbario de la Universidad Nacional del Sur de Bahía Blanca (BBB).

3.4 Microscopía óptica

Se utilizaron lupas binoculares WILD HEERBRUGG M5A o LEICA EZ4, para la observación de los síntomas encontrados en hojas y tallos, y también de los cuerpos fúngicos sobre el sustrato y las colonias en cultivo agarizado.

Se realizaron cortes a “mano alzada” con hojas de afeitar para estudiar las características morfológicas microscópicas de las especies fúngicas que se encontraron asociadas a los

síntomas. Los cortes se observaron en un microscopio óptico (MO) de campo claro LEITZ SM LUX o LEICA DM2000. Con un ocular micrométrico se midieron las distintas estructuras fúngicas de interés para la caracterización de especies, y se tomaron fotomicrografías con una cámara WILD SEMIPHOTOMAT MPS11 o Leica ICC50 HD, para guardar registro de ellas.

Como medio de montaje habitual se utilizó agua de red y, en los casos necesarios, hidróxido de potasio en solución acuosa al 5% o ácido láctico. Cuando fue requerido, se utilizaron los siguientes colorantes y reactivos: floxina (1%), reactivo de Melzer, tinta china y azul de algodón.

3.5 Técnicas de aislamiento

Los aislamientos se realizaron a partir de cuerpos fúngicos presentes en fragmentos de corteza caulinar y de epidermis foliar. Para evitar la proliferación de bacterias y otros posibles contaminantes, los cuerpos fueron previamente desinfectados en etanol 95%, enjuagados en agua estéril, sumergidos durante 2 minutos en hipoclorito de sodio al 5% y por último enjuagados nuevamente en agua estéril (Yuan & Mohammed, 2002). El material húmedo se depositó entre papeles estériles para ser secado. Con hoja de afeitar o bisturí se procedió a la disección del material en los casos que se consideró necesario y luego con agujas o pinzas estériles se colocó en cajas de Petri con medio de cultivo, siguiendo normas asépticas.

3.6 Medios de cultivo

Los medios de cultivo utilizados fueron Agar Papa Dextrosa "APD" (agar papa glucosado 39 g, agua destilada 1000 cc), Agar Extracto de Malta "MEA" (extracto de malta 20 g, dextrosa 20 g, agar 20 g, agua destilada 1000 cc), Agar Avena "OM" (avena arrollada comercial 30 g, agar 15 g, agua destilada 1000 cc) y Agar Extracto de Levadura "YEA" (extracto de levadura 5 g, glucosa 20 g, agar 15 g, agua destilada 1000 cc). Los medios de cultivo se prepararon en botellas de vidrio de 250 cc y fueron esterilizados en autoclave eléctrico a 1 atmósfera de sobrepresión durante 20 minutos. Luego fueron volcados en cajas de Petri de plástico estériles. En algunos casos se colocaron trocitos de hojas de radal desinfectados sobre el agar. Para ello se cortaron con bisturí pequeños rectángulos de hoja y se colocaron en una caja de petri de vidrio que se pasó tres veces por microondas a potencia máxima durante 30 segundos. Entre cada período de esterilización, la caja se mantuvo abierta por unos minutos en el flujo laminar para lograr el secado.

3.7 Identificación molecular

La identificación molecular se realizó para cuatro especies fúngicas que pudieron ser aisladas en cultivo. El primer paso fue la extracción del ADN nuclear que luego fue amplificado

mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) en ciertas regiones de interés para la discriminación inter-específica. Por último, se solicitó la secuenciación de los fragmentos obtenidos como servicio a la empresa MacroGen Inc. (Corea del Sur). Se compararon los resultados en un primer acercamiento mediante el uso de BLASTn (herramienta básica de búsqueda de alineamiento de nucleótidos) del Centro Nacional de Información Biotecnológica (NCBI, USA). De esa misma base de datos se obtuvieron las secuencias de las especies utilizadas para el análisis filogenético que se realizó a través de dos métodos: máxima verosimilitud y bayesiano.

3.7.1 Extracción de ADN

La extracción de ADN nuclear se llevó a cabo utilizando el DNeasy Ultraclean Microbial kit (Mo Bio Laboratories Inc.) siguiendo las instrucciones del fabricante. Se colectó con espátula metálica estéril el micelio de tres réplicas de colonias incubadas en APD entre dos y tres semanas. Éste se colocó en un tubo plástico estéril de 2 ml y se dejó al menos una noche en freezer a -20°C. Para el caso de la especie identificada como *Cytospora* se realizó un tratamiento previo a la extracción. Éste consistió en dejar la muestra por una noche a -20°C en 100 µl del buffer de extracción del kit. Al día siguiente, se agregaron 200 µl de buffer y se colocó el tubo en un baño térmico durante una hora a 65°C.

3.7.2 PCR

Se seleccionaron las regiones no codificantes ITS, LSU y SSU, y el gen TEF1 para su amplificación mediante los pares de primers ITS4 e ITS5, LR0R y LR5, NS1 y NS4, y EF1-983F y EF1-2218, respectivamente.

La reacción en cadena de la polimerasa (PCR) se realizó en un termociclador PXE 0.2 (Thermo Electron Corporation) con un volumen total de 25 µl: 12,5 µl de TAQ mastermix (Taq-DNA Polimerasa, buffer y dNTPs), 1 µl de cada primer, 9,5 µl de agua ultrapura (libre de ADN y ARN) y 1 µl de ADN.

La reacción de amplificación se corrió según las siguientes condiciones: desnaturalización inicial a 95 °C durante 5 minutos (min), 35 ciclos con desnaturalización a 95 °C por 90 segundos (s), annealing a 55 °C por 90 s para ITS, LSU y TEF1 y a 48°C por 90 s para SSU, elongación a 72 °C por 1 min, y extensión final a 72 °C durante 10 min (Wanasinghe *et al.*, 2017). Para el gen TEF1, además, se realizó un segundo protocolo con las siguientes condiciones: desnaturalización a 94°C durante 3 min, 35 ciclos con desnaturalización a 94°C por 30 s, annealing a 52°C por 50 s, elongación a 72°C por 1 min, y extensión final a 72°C durante 10 min (Tibpromma *et al.*, 2017). Los segmentos amplificados fueron secuenciados por MacroGen Inc., Corea del Sur.

3.7.3 Análisis molecular

Las secuencias obtenidas se controlaron manualmente mediante BioEdit Sequence Alignment Editor v.7.2.5 (Hall, 1999). Luego se realizaron alineamientos múltiples, mediante el uso de MEGA v.11.0 (Tamura *et al.*, 2021) con Clustal W, para cada gen junto con secuencias obtenidas a través de una búsqueda exhaustiva en la bibliografía y la base de datos GenBank. Se obtuvo el modelo que describe la evolución de cada gen mediante el programa Partition Finder v.2.1.1 (Lanfear *et al.*, 2012) y, para los casos en que resultó útil, se realizó la concatenación de genes mediante MEGA. El análisis de máxima verosimilitud se hizo a través del IQ-TREE v.2.2.0 (Mihn *et al.*, 2020) y el bayesiano mediante Mr. Bayes v.3.2 (Ronquist *et al.*, 2012). Los árboles resultantes se leyeron mediante FigTree v.1.4.4 (Rambaut, 2018).

4. Resultados y discusión

Se presentan a continuación los resultados obtenidos, ordenados en los siguientes ítems: descripción, distribución, hospedantes, material examinado y comentarios. Los colores de las colonias, según la numeración de la carta de Rayner (1970), se expresan entre paréntesis.

Aclaraciones:

MEA 7d y MEA 14d hacen referencia a colonias incubadas en agar extracto de malta durante 7 y 14 días respectivamente en oscuridad y a 20°C. OA 7d y 14d corresponden a agar avena incubadas en las mismas condiciones. MEA 36d son colonias logradas en agar extracto de malta con trozos de hojas de radal esterilizados en la superficie, e incubadas a temperatura ambiente (alrededor de 25°C) por 36 días. PDA 15d hace referencia a colonias incubadas en agar papa dextrosa en oscuridad y a temperatura ambiente. YEA 20d se refieren a colonias incubadas en agar extracto de levadura por 20 días en oscuridad y temperatura ambiente.

4.1 *Cryptosporiopsis* cfr. *lomatiae* Bianchin. & Crous 2002. (Fig.1)

Encontrado sobre hojas de *L. hirsuta* causando manchas de antracnosis, con cuerpos emergiendo en ambos lados de la hoja. Descripción en Bianchinotti *et al.*, 2002.

Distribución: Argentina

Hospedantes: *Lomatia hirsuta*

Material examinado: Argentina, Pcia. del Chubut, Parque Nac. los Alerces, sobre el brazo sur del Lago Menéndez; 42° 43' 41" S, 71° 44' 45" O. Leg. Mario Rajchenberg, 03 de mayo del 2010, hojas de árbol en pie, muestra n° 827.

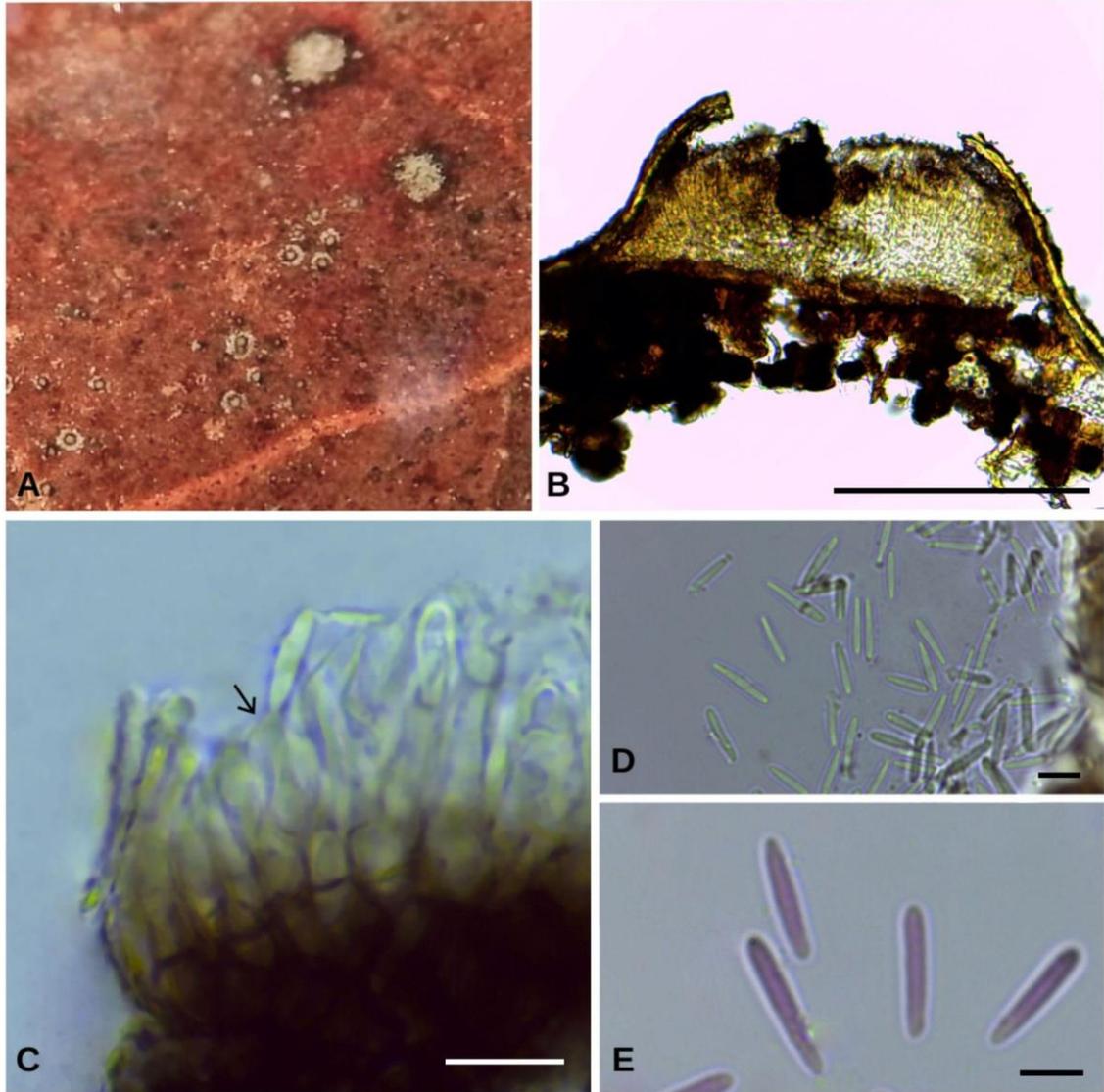


Fig. 1. *Cryptosporiopsis cfr. lomatiae*. A. Conidioma sobre hojas de radal. B. Corte transversal de conidioma con parte del mesófilo de la hoja. C. Célula conidiógena (flecha). D. Conidios. E. Conidios (floxina). Barras: B= 100 μm , C-E= 10 μm .

Comentarios: el material encontrado difiere de la descripción original de la especie por el menor tamaño en general [conidiomas 166-196 x 73-118 μm (\bar{X} = 181 x 95,5), células conidiógenas 6-11 x 3-4 μm (\bar{X} = 8,8 x 3,95) y conidios 12-23 x 2-2,5 μm (\bar{X} = 17,1 x 2,25)], sin embargo, el material hallado fue escaso y aparentemente no se encontraba totalmente desarrollado. Se intentaron realizar aislamientos, pero no prosperaron. El material encontrado fue confrontado con otros géneros como *Cryptocline* Petrak de cuyas especies difiere por poseer conidioma con base estromática, conidios cilíndricos y siempre hialinos, o *Cryptomycella* Höhn., cuyas especies a diferencia de la aquí mencionada, tienen conidiomas con paredes mucho más gruesas, en especial la superior.

El género anamórfico *Cryptosporiopsis* Bubák & Kabát descrito originalmente (Bubák & Kabát, 1912) para especies con cuerpos lenticulares estromáticos, con base pseudoparenquimática

y células conidiógenas emergiendo de la capa celular superior del estroma, por varios años fue considerado el estadio asexual de dos géneros de Helotiales, *Pezizula* Tul. & C. Tul. y *Neofabraea* H.S. Jacks. (Wang *et al.*, 2007) y finalmente fue sinonimizado bajo *Pezizula* (Chen *et al.*, 2016). La identificación de sus especies no es sencilla de hacer basándose únicamente en aspectos morfológicos, las características del conidioma y la morfología y tamaño de conidios suelen ser datos poco confiables, incluso las secuencias de ITS pueden mostrar poca variación entre especies de *Pezizula* dificultando la identificación de taxones (Verkley *et al.*, 2003).

Algunas especies como *C. eucalypti* Sankaran & B. Sutton son consideradas patógenas específicas de distribución geográfica amplia, halladas en climas tropicales y subtropicales. Esta especie causa variada sintomatología, tanto en hojas como en corteza, pudiendo causar defoliación total en el extremo de ramas, debilitamiento que permitiría la entrada de otros patógenos y hasta podría resultar en la muerte del hospedador generando grandes pérdidas en los cultivos de eucalipto (Cheewangkoon *et al.*, 2010; Old *et al.*, 2002). También se registran pérdidas en la industria de productos cítricos debido a la infección por *C. citricarpa* L. Zhu, K.D. Hyde & H.Y. Li, causante de manchas foliares durante la estación húmeda en las islas del Pacífico (Zhu *et al.*, 2012).

4.2 *Cytospora* sp. (Fig.2)

Conidiomas estromáticos, de consistencia carbonácea, negros, errumpentes sobre corteza de tallos jóvenes, 331-685 x 475-665 μm (\bar{X} = 454,8 x 560,6), multiloculares, con 2-4 lóculos ostiolados, formados por células dispuestas en textura epidermoidea, de color pardo, 78-186 x 44-191,5 μm (\bar{X} = 131,7 x 104). Conidióforos tapizando el interior de los lóculos, cilíndricos, ramificados, hialinos, 5-11 x 1,5-3 μm (\bar{X} = 7,6 x 2,2). Células conidiógenas percurrentes, cilíndricas, hialinas, 6-14 x 1-3 μm (\bar{X} = 9,8 x 1,8). Conidios unicelulares, oblongos, de extremos romos, subobtusos, hialinos, 2,5-6 x 0,7-2 μm (\bar{X} = 4,4 x 1,2).

Distribución: Argentina

Hospedantes: *Lomatia hirsuta*

Material examinado: Argentina, Pcia. del Neuquén, Parque Nacional Lanín, al costado de la ruta nacional n° 40, a 74 kilómetros desde San Martín de los Andes llegando al cruce con ruta provincial n° 65, 40°35'19" S, 71°39'23" O. Leg. Bianchinotti & Sánchez, 16 de mayo del 2008, árbol joven, muestra n° 676.

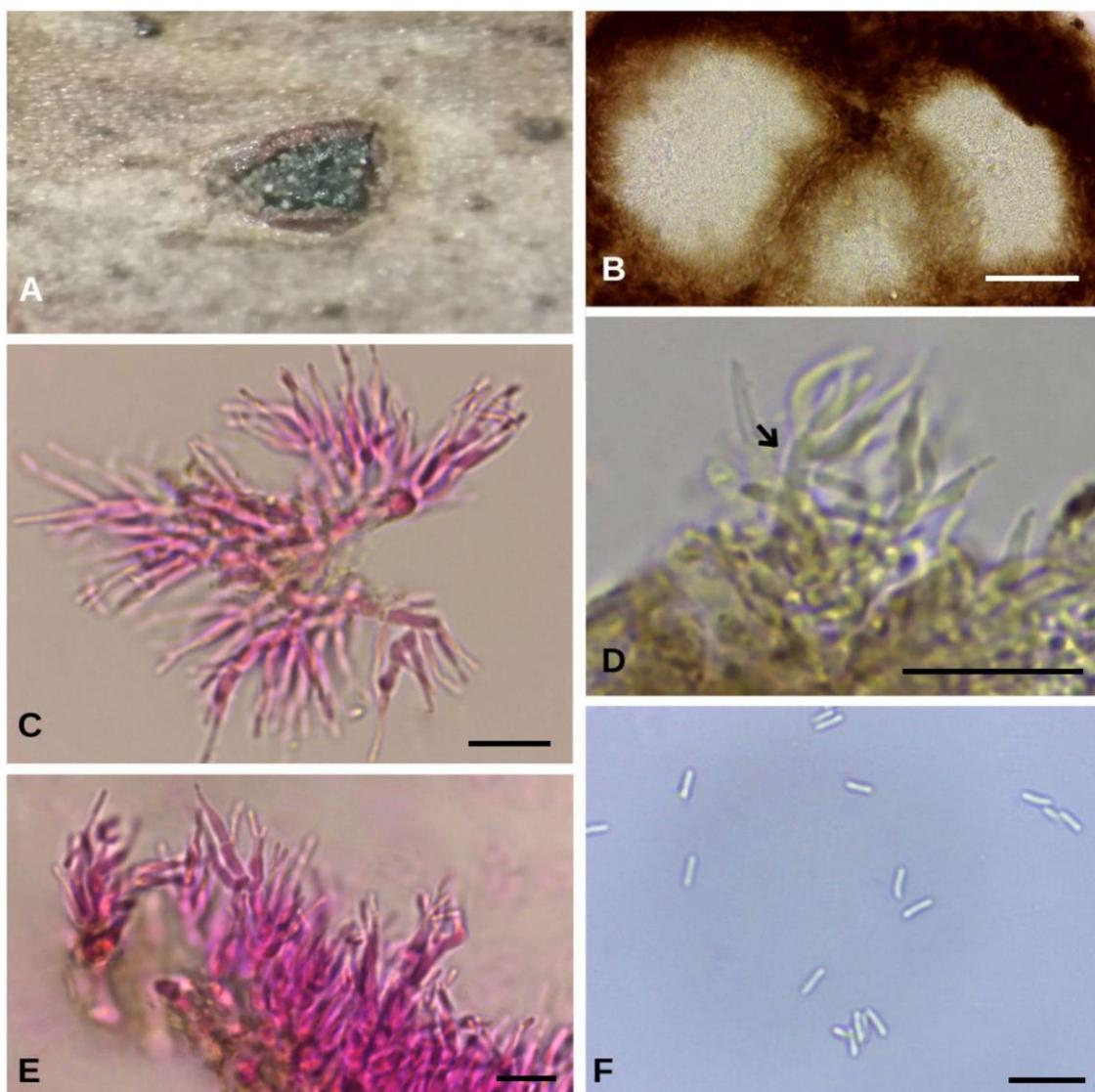


Fig. 2. *Cytospora* sp. A. Conidioma errumpiendo sobre rama. B. Lóculos del conidioma, corte transversal. C y E. Conidióforos y células conidiógenas (floxina). D. Conidióforo (flecha). F. Conidios. Barras: B= 50 μ m, C-F= 10 μ m.

Comentarios: Los representantes del género *Cytospora* se caracterizan por tener un cuerpo picnidial con disco ectostromático prominente, aunque algunos carecen completamente de él. Independientemente de esto, las especies pueden presentar lóculos únicos, indivisos, o múltiples (Fan *et al.*, 2020). Entre aquellas especies que carecen de disco ectostromático y presentan múltiples lóculos se encuentra *Cytospora phialidica* W.J. Li, Camporesi & K.D. Hyde, que fue descrita sobre tallos aéreos muertos de una betulacea, *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn., en Italia. Las características del conidioma de *C. phialidica* son coincidentes con las señaladas para la especie patagónica y, además, ambos ejemplares presentan un ostiolo sobre cada lóculo, en lugar de presentar un canal único por unión de varios ostiolos, como es usual ver en el género (Li *et al.*, 2020). Y si bien *C. phialidica* presenta conidiomas bastante más altos (950-1100 μ m), el ejemplar patagónico también se asemeja a esta especie por el diámetro de sus conidiomas (400-500 μ m), el tamaño de las células conidiógenas (6-15 \times 1-2 μ m) y los conidios (3,5-5 \times 1-2 μ m) (Li *et al.*, 2020).

Según la búsqueda de similitud de secuencia de nucleótidos (BLASTn) en la base de datos de GenBank NCBI's, a partir del alineamiento del gen SSU, la secuencia obtenida del espécimen aquí estudiado arroja un 82% (840/1030 pb) de identidad y 2% de gaps (21/1030 pb) con la especie registrada por Li y colaboradores (2020) como *Cytospora phialidica* (voucher MFLU:16-2442, GenBank MT177986) proveniente de Tailandia, un 82% (867/1062 pb) de identidad y 2% de gaps (23/1062 pb) con la especie registrada por Berbee & Taylor (1992) como *Cytospora leucostoma* (GenBank M83259) proveniente de Estados Unidos, y un 82% (842/1033 pb) de identidad y 2% de gaps (22/1033 pb) con la especie registrada por Senwana y colaboradores (2021) como *Cytospora thailandica* (isolate MFLUCC 17-0353, GenBank OL780533) también proveniente de Tailandia. Las secuencias de ITS y LSU obtenidas no fueron de buena calidad por lo que no se utilizaron en la comparación genética. Aunque este análisis está lejos de ser concluyente, sobre todo por la baja proporción de secuencias del gen SSU de las especies del género en las bases de datos, es alentador ver que entre las especies con mayor identidad se encuentre *C. phialidica*, la cual es morfológicamente más similar. En el futuro se espera lograr las secuencias de los otros genes para poder realizar el análisis filogenético completo y realizar la identificación definitiva del espécimen patagónico.

Cytospora es un género dentro del orden Diaporthales, familia Valsaceae, ampliamente conocido por ser patógeno de plantas, y a veces también documentado como endófito o saprófito (Bettucci & Saravay, 1993; Fan *et al.*, 2020; Gardiner & Petterson, 1972). De distribución cosmopolita, se ha visto asociado a un amplio rango de plantas leñosas, tanto angiospermas como gimnospermas (Adams *et al.*, 2005; Fan *et al.*, 2020; Jami *et al.*, 2018) y su presencia es favorecida en ambientes fríos y secos (Fan *et al.*, 2020). Las especies patógenas se encuentran asociadas a plantas leñosas, causando en ellas principalmente síntomas de antracnosis. Años atrás, la identificación de géneros se basaba únicamente en las descripciones morfológicas según la asociación con el hospedador. Al día de hoy los grandes avances en la filogenia molecular permiten la identificación y descripción de nuevas especies mediante el código de barras genético ITS (Fan *et al.*, 2015; Fan *et al.*, 2020; Lawrence *et al.*, 2016); y progresivamente se están incluyendo otros loci como TUB2, TEF1 y ACT1 que amplían la base de datos genética permitiendo una mejor discriminación (Lawrence *et al.*, 2018). Gracias a estos avances se pudo comprobar que varias especies de *Cytospora* pueden infectar a un mismo hospedador, resultando por tanto en una relación de patogenicidad no específica (Fan *et al.*, 2013), otras especies infectan un único hospedador o a un abanico de hospedadores dentro del mismo género (Adams *et al.*, 2005) siendo este último caso una asociación con el hospedador que no es taxonómicamente informativa. Entre los daños que causan se pueden mencionar lesiones en la corteza, con desprendimientos y/o

cambios de color y manchas en hojas, típicas de antracnosis, también se lo encuentra asociado al xilema (Bettucci & Saravay, 1993). El resultado a largo plazo de la infección suele ser el decaimiento y consiguiente muerte de la planta, que se da de forma progresiva (Fan *et al.*, 2015) afectando su longevidad y productividad (Lawrence *et al.*, 2018). La enfermedad suele expandirse en primavera, cuando las plantas incrementan su biomasa (Adams *et al.*, 2005) o cuando sus defensas se encuentran debilitadas por cambios estacionales u otros estreses, principalmente los causados por sequía en conjunto con niveles bajos de humedad en la corteza.

Algunas veces los órganos no presentan síntomas, pero se han encontrado especies endofíticas viviendo en ellos (Adams *et al.*, 2005; Bettucci *et al.*, 2004). En las ramas donde fue encontrado el material descrito no se encontraron síntomas de enfermedad asociados.

Muchas especies del género *Cytospora* son la fase asexual del ciclo de vida de especies del género *Valsa* Fr., pero como el nombre más antiguo (1818) y ampliamente utilizado para las enfermedades forestales causadas por estos hongos fue el de la fase asexual, entonces *Cytospora* es el que prevalece en la actualidad (Norphanphoun *et al.*, 2017).

4.3 *Epicoccum* sp. nov. (Figs.3-6)

Esporodoquios pulvinados, errumpentes en condiciones de humedad, causando manchas foliares adaxiales irregulares, pardo oscuras a negras.

Colonia en MEA 7d: circular de borde irregular, micelio aéreo blanco, pigmentación sobre el agar color durazno claro (N°4), pigmentación en cara inferior salmón (N°41), 38-45 mm diám., en MEA 14d: pigmentación sobre el agar y en cara inferior rojo carne (37), 41-49 mm diám., en OA 7d: circular de borde levemente irregular, micelio aéreo blanco, pigmentación sobre el agar color siena (8), pigmentación en cara inferior amarillo (43) en el centro a ocre (44) en borde, 33-47 mm diám., en OA 14d: micelio sobre el agar color ámbar (47), pigmentación sobre el agar siena (8) a amarillo (43), pigmentación en cara inferior amarillo (43), 32-52 mm diám., en YEA 20d: colonia circular, afelpada, pigmentación sobre el agar color gris violáceo pálido (127) y borde color amarillo pálido (46), pigmentación en cara inferior lúteo (12) a naranja (7), 9 mm diám.

Esporodoquios pulvinados, circulares a irregulares, en PDA 15d: 125-150 x 75-112,5 μm (\bar{X} = 137,5 x 93,75), en YEA 20d: 269-866 x 261-689 μm (\bar{X} = 520,2 x 450,7), en MEA 36d: 97-142 x 69-83 μm (\bar{X} = 115 x 75,3). Conidióforos cúbicos o cilíndricos a lageniformes, en YEA 20d: 7-9 x 4-7 μm (\bar{X} = 7,9 x 5,9), en MEA 36d: 3,7-8 x 4,5-5,5 μm (\bar{X} = 5,7 x 4,8). Células conidiógenas cúbicas a cilíndricas, en PDA 15d: 4,3-9 x 4-7,5 μm (\bar{X} = 6 x 5,2), en YEA 20d: 0-1 septadas, 4,3-12,5 x 4-8 μm (\bar{X} = 6,6 x 5,5), en MEA 36d: 4,3-5 x 4-5,5 μm (\bar{X} = 4,4 x 4,8).

Conidios multicelulares, sub-esféricos, verrucosos, pardos a pardo oscuros, con célula basal hialina a subhialina, en PDA 15d: 11-37 x 8,5-30 μm diám. (\bar{X} = 18,7 x 15,15), 9-17 μm altura (\bar{X} = 12,5), en YEA 20d: 16-31 x 15-23 μm diám. (\bar{X} = 20,3 x 18,8), 14-29 μm altura (\bar{X} = 21,3), en MEA 36d: 13,7-18 x 14,4-18 μm diám. (\bar{X} = 16 x 16), 12-16 μm altura (\bar{X} = 13,6).

Distribución: Argentina

Hospedantes: *Lomatia hirsuta*

Material examinado: Argentina, Pcia. del Chubut, Parque Nac. los Alerces, sobre el brazo sur del Lago Menéndez; 42° 43' 41" S, 71° 44' 45" O. Leg. Mario Rajchenberg, 03 de mayo del 2010, hojas de árbol en pie, muestra n° 827.

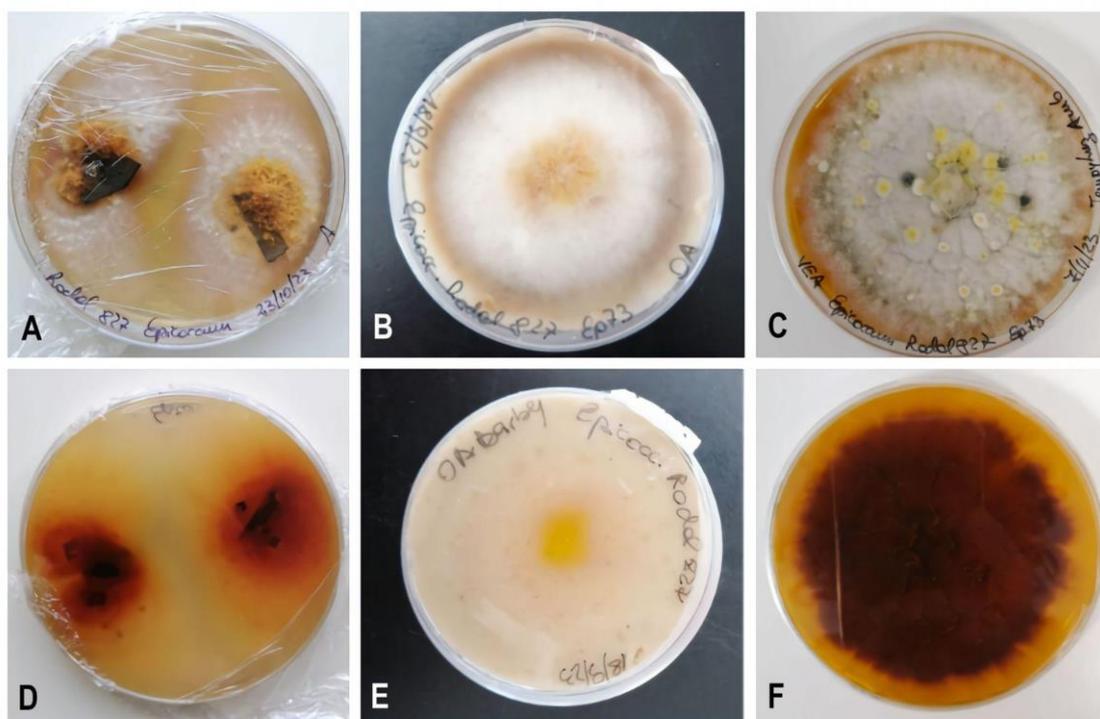


Fig. 3. *Epicoccum sp. nov.* A. Colonia desarrollando en MEA, vista dorsal. B. Colonia desarrollando en OA, vista dorsal. C. Colonia desarrollando en YEA, vista dorsal. D-F. Vistas ventrales de los respectivos medios.

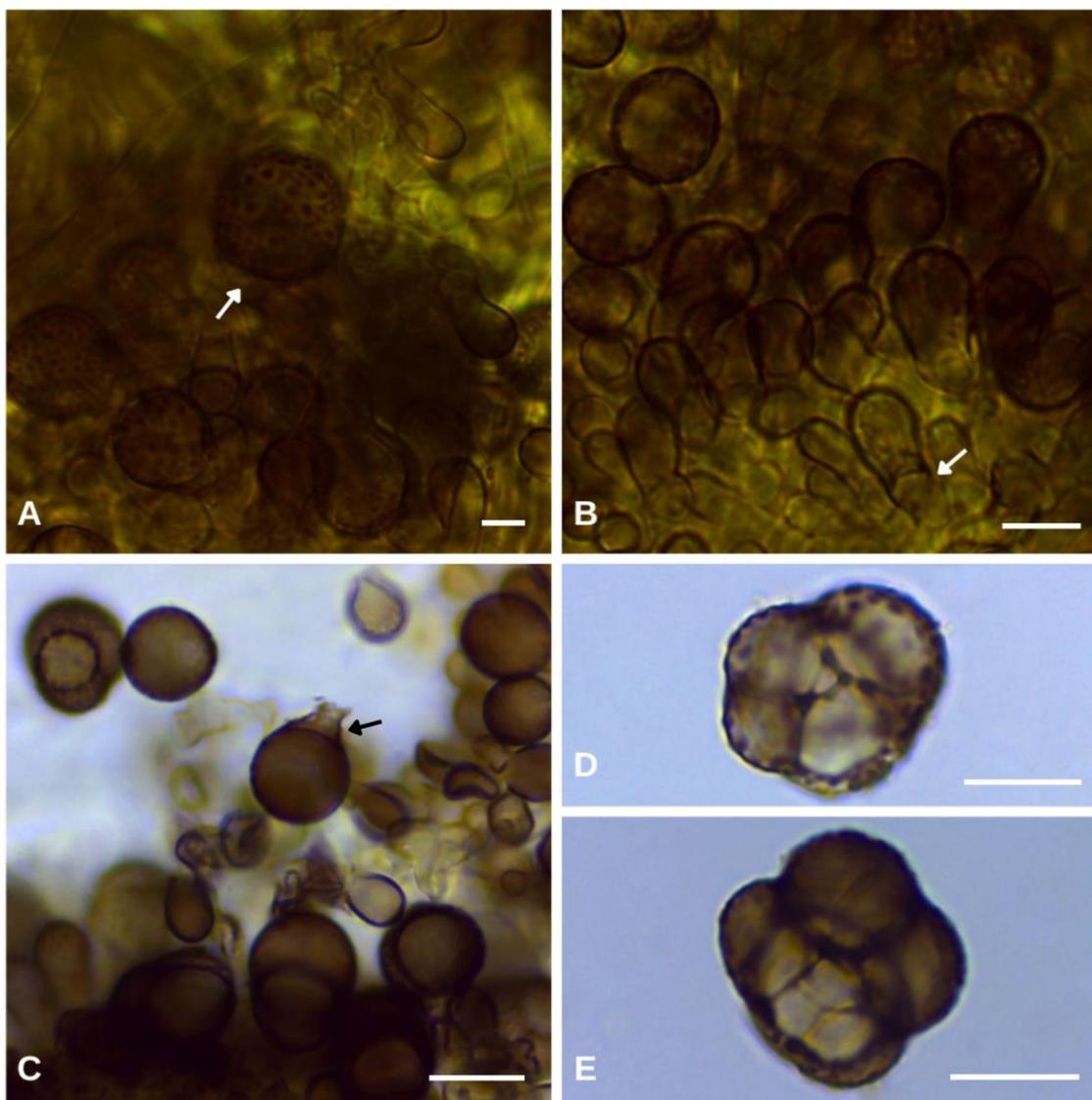


Fig. 4. *Epicoccum* sp. nov. A-B. Colonia en PDA. A. Conidio ornamentado (flecha). B. Célula conidiógena (flecha). C. Colonia en MEA, célula basal clara (flecha). D y E. Conidios en YEA. Barras: A, B, D y E= 10 μ m, C= 15 μ m.

Comentarios: El material examinado a partir de los cultivos en MEA, PDA y YEA, se asemeja morfológicamente en general, y particularmente por el tamaño y forma de los conidios a *Epicoccum layuense* Q. Chen, Crous & L. Cai (13-26 μ m) y a *E. henanense* W. Zhao, Q. Ning, & J.Y. Yan (18-30 \times 13-26 μ m), medidas registradas para ambas especies a partir de cultivos en PDA (Abeywickrama *et al.*, 2023; Chen *et al.*, 2017; Chen & Li, 2019; Xie *et al.*, 2022). Por otra parte, los conidios del ejemplar patagónico presentan una célula basal clara y bien distinguible, que no se encuentra en algunas de las especies con las que agrupa filogenéticamente, como es el caso de *E. astragali* W. Zhao, Q. Ning, & J.Y. Yan y *E. viciae-villosae* W. Zhao, Q. Ning, & J.Y. Yan. A su vez la especie aquí descrita presenta conidios bastante mayores que los mencionados para *E. astragali* (11 \times 8,6 μ m) y mucho menores que los registrados para *E. viciae-villosae* (25–68 \times 20–52 μ m) (Abeywickrama *et al.*, 2023). Para la especie *E. rosae* Wanas., Camporesi, E.B.G. Jones & K.D. Hyde se describen clamidosporas multicelulares y muriformes en lugar de conidios multicelulares, y estas son

muy diferentes en aspecto y tamaño (22-35 μm) a los conidios de la especie patagónica (Wanasinghe *et al.*, 2018). La descripción original de *E. tritici* Henn. a partir de material *in vivo*, menciona conidios de entre 13 y 20 μm (Hennings, 1904), y el último registro de esta especie, también a partir de material fresco, amplía levemente estas medidas (10-22 μm) (Thambugala *et al.*, 2017) pero siempre son menores a los de la especie patagónica. Asimismo, respecto del hábito, la especie argentina y *E. layuense* han sido encontradas causando manchas foliares y el resto de las especies antes mencionadas son endofíticas (*E. astragali*, *E. henanense* y *E. viciae-villosae*) o saprofíticas (*E. mezzetti*, *E. rosae* y *E. tritici*).

Los resultados del análisis filogenético (Figuras 5 y 6) respaldan la similitud morfológica hallada, agrupando a la especie encontrada sobre radial con las siete especies antes mencionadas (*E. astragali*, *E. henanense*, *E. layuense*, *E. mezzetti*, *E. rosae*, *E. tritici* y *E. viciae-villosae*). Si bien estas comparaciones son difíciles de realizar e interpretar debido a las variadas condiciones y medios de cultivo utilizados por los distintos autores a lo largo de la historia del género, es muy probable que la especie patagónica represente una especie nueva lo cual hasta el momento va en concordancia con el análisis filogenético logrado.

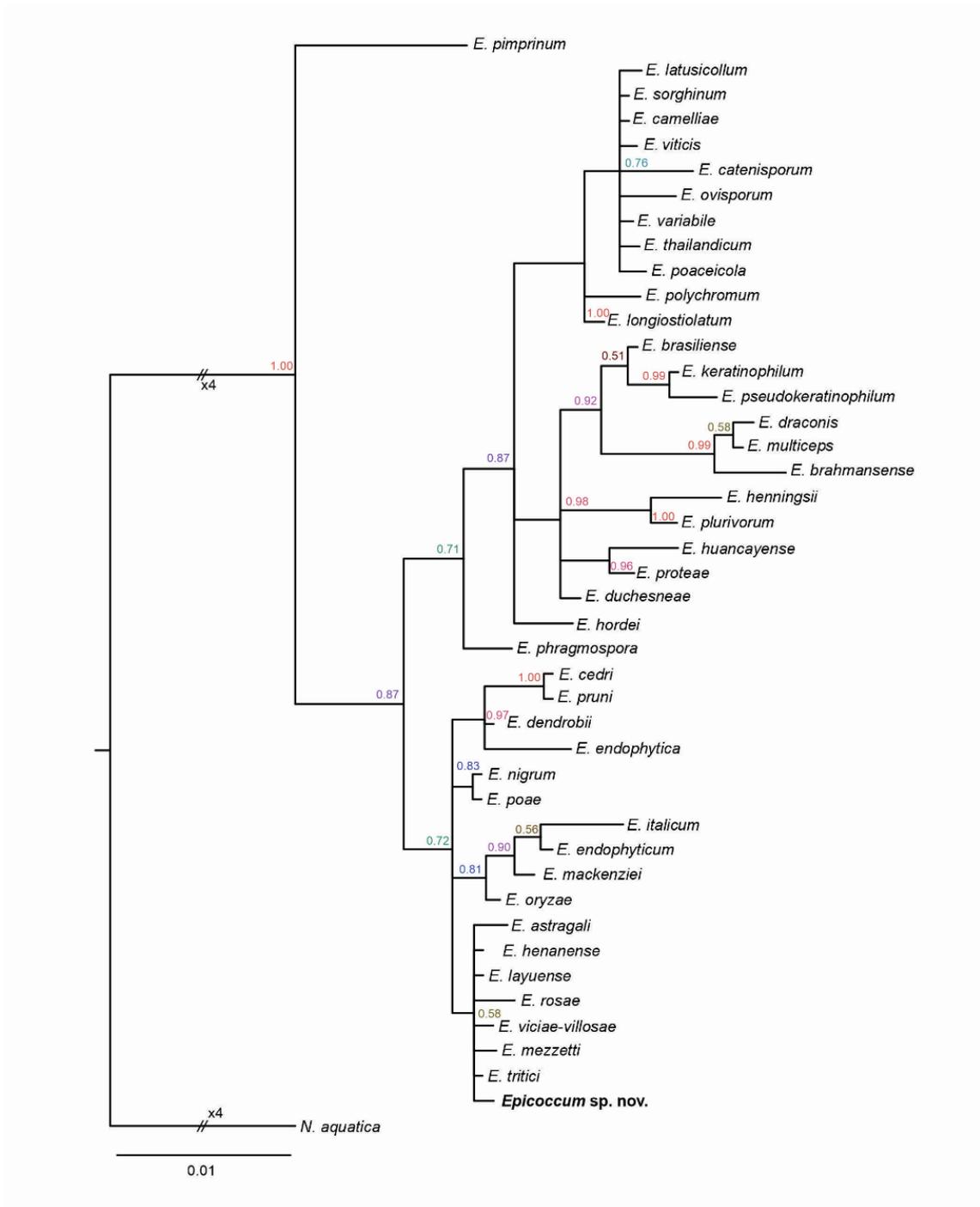


Fig. 5. Árbol filogenético resultado del análisis con Mr. Bayes (x4= cuatro veces la medida de la escala)

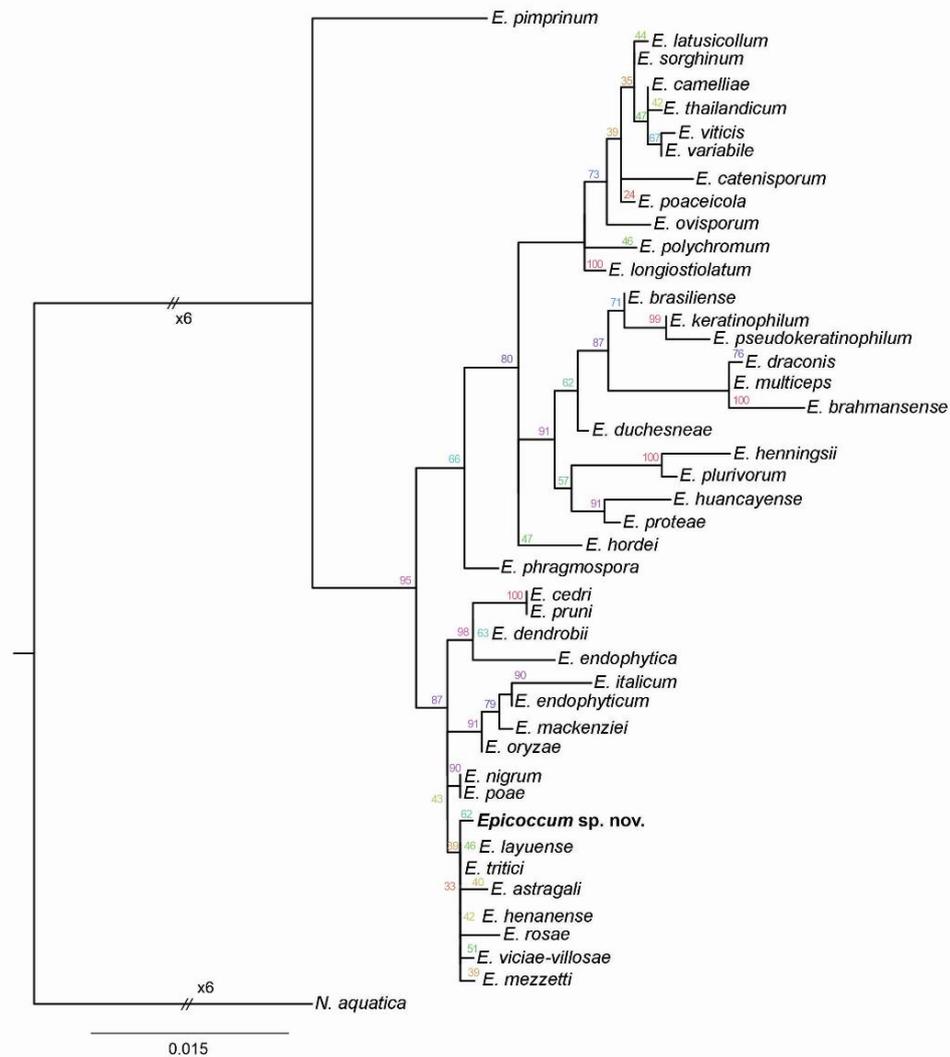


Fig. 6. Árbol filogenético resultado del análisis con IQtree (x6= seis veces la medida de la escala)

La baja proporción de secuencias del gen TEF para las especies del género en las bases de datos, impidió realizar un análisis filogenético concatenado con los tres genes amplificados para la especie aquí descrita. Según la búsqueda de similitud de secuencia de nucleótidos (BLASTn) en la base de datos de GenBank NCBI's, a partir del alineamiento del gen TEF, la secuencia obtenida del espécimen aquí estudiado arroja porcentajes muy altos de identidad (94%) con algunos aislamientos de *Epicoccum sorghinum* (Sacc.) Aveskamp, Gruyter & Verkley, diferente de lo esperado según el análisis de las secuencias ITS y LSU. Esta especie suele encontrarse en plantas como un parásito débil o invasor secundario, principalmente asociado con gramíneas. La descripción morfológica difiere muchísimo con la de la especie patagónica (Boerema *et al.*, 2004)

Las especies del género *Epicoccum* son ascomicetes de distribución mundial, que se agrupan filogenéticamente en la familia Didymellaceae (Hou *et al.*, 2020). Han sido documentadas en ambientes acuáticos, de agua dulce y marina (Ahumada-Rudolph *et al.*, 2019), también en ambientes terrestres y aéreos (Chen *et al.*, 2017). Por otra parte, han sido registradas

asociadas a animales, causando toxicidad y alergias, y también a tejidos vegetales e incluso fúngicos (Taguiam *et al.*, 2021). Suelen ser consideradas saprófitas (Vigneshwari, 2020) aunque también se han descrito especies fitopatógenas hospedador-específicas en más de 20 países, incluida la Argentina (Colavolpe *et al.*, 2018). La patogenicidad vegetal de estos hongos afecta tanto hojas (Chen *et al.*, 2017), como tallos, frutos y semillas (Sisterna & Lori, 2005) y son responsables de significantes pérdidas económicas (Oliveira *et al.*, 2017). Al igual que muchos hongos ubicuos, algunas especies de *Epicoccum* son de naturaleza endofítica, no causan síntomas aparentes de enfermedad en la planta (Schulz & Boyle, 2005) y frecuentemente son aprovechados a nivel industrial (Abdel-Azeem *et al.*, 2021). Por ejemplo, algunas especies no causan enfermedad en el hospedador colonizado y, al contrario, actúan como agentes de control biológico de otros patógenos (De Silva *et al.*, 2021; Taguiam *et al.*, 2021; Vigneshwari, 2020). Un caso bien estudiado es el de la vid, en donde la evidencia indica que la presencia de *E. layuense* tendría un efecto antagónico frente a otros patógenos (Del Frari *et al.*, 2019), atribuido a la liberación de metabolitos secundarios de acción antibacteriana (Del Frari *et al.*, 2019) y de acción antifúngica que inhiben el crecimiento y la producción de conidios (Braga *et al.*, 2018). Otro ejemplo es el de la caña de azúcar (Faváro *et al.*, 2012) en donde la presencia de *E. nigrum* no solo tendría acción antibacteriana frente a otros patógenos, sino que también tendría un efecto favorecedor sobre el crecimiento de las raíces de la planta. Un estilo de vida fungícola es otra de las posibilidades para las especies de este género (Braga *et al.*, 2018), en donde también se destaca su capacidad de producir compuestos químicos de interés biológico (Guo *et al.*, 2009; Wangun *et al.*, 2007; Zhang *et al.*, 2007). Así mismo, algunos representantes se encuentran asociados simbióticamente a insectos; comúnmente en los bosques estas simbiosis se producen entre el hongo e insectos perforadores de madera (Kostovcik *et al.*, 2015) y en estos casos el hallazgo supone una señal de doble amenaza para las plantas del lugar (Vannini *et al.*, 2017).

El ejemplar patagónico fue hallado asociado a manchas de hojas de radial y emergiendo sus cuerpos al inducirlos mediante condiciones de alta humedad. A su vez en el examen del tejido vegetal se pudo observar gran cantidad de hifas colonizando un alto porcentaje del espesor de la hoja. Estas evidencias sugieren la presencia de una especie patógena o al menos de una especie patógena oportunista. En el futuro deberán realizarse estudios de patogenicidad para poder determinar la naturaleza de esta relación.

4.4 *Phacidium* sp. (Fig. 7)

Conidiomas estromáticos, pardo oscuros, subepidérmicos errumpentes sobre hojas, causando manchas pardo claras a grisáceas, 166-723 x 73-309 μm (\bar{X} = 391,8 x 163,4), multiloculares, con 2-5 lóculos distribuidos irregularmente, de paredes gruesas, textura intricata, 29,8-58,5 μm diámetro (\bar{X} = 40,3), ostiolos circulares. Conidióforos tapizando el

interior de los lóculos, cúbicos a cilíndricos, hialinos, $7-8 \times 3-6 \mu\text{m}$ ($\bar{X}= 4,4 \times 7,6$). Células conidiógenas subcilíndricas, percurrentes, hialinas, $7-9 \times 4-6 \mu\text{m}$ ($\bar{X}= 7,9 \times 4,4$). Conidios subcilíndricos, ápice subobtusado, base roma, con apéndice apical en forma de embudo, hialinos, $10,5-15,6 \times 2,2-3,1 \mu\text{m}$ ($\bar{X}= 12,7 \times 2,7$).

Distribución: Argentina

Hospedantes: *Lomatia hirsuta*

Material examinado: Argentina, Pcia. del Chubut, Parque Nac. los Alerces, sobre el brazo sur del Lago Menéndez; $42^\circ 43' 41'' \text{ S}$, $71^\circ 44' 45'' \text{ O}$. Leg. Mario Rajchenberg, 03 de mayo del 2010, hojas de árbol en pie, muestra n° 827.

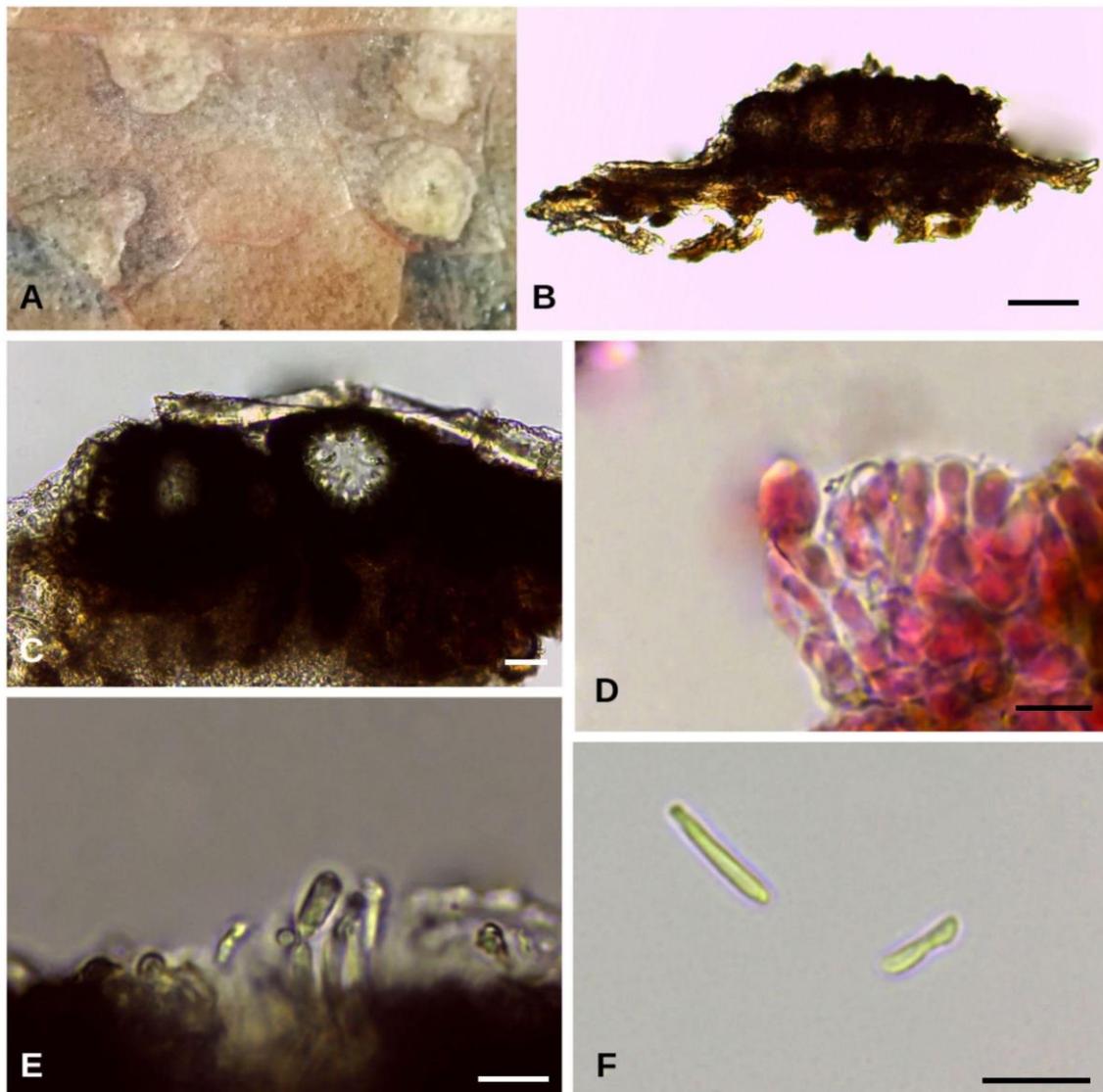


Fig. 7. *Phacidium* sp. A. Conidiomas sobre manchas foliares. B. Corte transversal de conidioma. C. Corte transversal de conidioma con dos lóculos. D. Células conidiógenas (floxina). E. Célula conidiógena y conidio. F. Conidios. Barras: B= 100 μm , C= 20 μm , D-F= 10 μm .

Comentarios: El material examinado se asemeja por el tipo de conidioma (estromático multilocular) y el tamaño aproximado de los conidios con algunas especies del género como *P. dicosmoanum* Tanney & Seifert, *P. faciforme* Tanney & Seifert y *Ceuthospora buxi* (Fr.) Petr., sin embargo los tamaños de los conidióforos (hasta 40, 50 y 25 μm de longitud, respectivamente) y de los conidiomas (1400, 1100 y 1200 μm de diámetro, respectivamente) de estas especies son mucho mayores (Sutton, 1972; Tanney & Seifert, 2018). Por otra parte, la especie *P. grevilleae* Crous & M.J. Wingf., descrita sobre hojas de una proteácea, *Grevillea robusta* A. Cunn. ex R. Br., en Uganda (Crous *et al.*, 2015), se diferencia de la especie patagónica porque presenta conidióforos septados y conidios, ambos de mayor longitud, 15-35 μm y 15–22 μm respectivamente (Crous *et al.*, 2015). A su vez esta especie fue señalada como genéticamente cercana a la especie tipo, *P. lacerum* Fr., y a *P. pseudophacidioides* Crous, pero la primera se diferencia de la especie aquí descrita por sus conidiomas mayores, hasta 1500 μm de diámetro, conidióforos frecuentemente reducidos a células conidiógenas y conidios levemente mayores 10-18 x 2,5-4 μm (Crous *et al.*, 2014). Por su parte *P. pseudophacidioides*, descrita sobre hojas de muérdago en Países Bajos, es bastante similar a la especie patagónica diferenciándose únicamente por la mayor longitud de sus conidióforos, hasta 120 μm , y mayor longitud de sus células conidiógenas, hasta 19 μm (Crous *et al.*, 2014). Sin embargo, para poder definir la identidad del material examinado faltaría lograr, a partir de material fresco, cultivos en medio agarizado para luego realizar estudios moleculares.

El género *Phacidium* Fr. fue introducido en 1815 por Fries para ubicar dos especies saprófitas de hojas y tallos bajo la circunscripción del orden Helotiales. Años más tarde (1825), el mismo autor introduce el género *Ceuthospora* Fr., que hoy es considerado como la forma asexual de *Phacidium*. La nomenclatura para estos géneros no siempre fue clara, tras años de discusión y bajo el consenso de eliminar la nomenclatura dual respetando la descripción de mayor antigüedad, y con el apoyo de los análisis filogenéticos que probaron que este género constituía un orden en sí mismo, hermano del orden Helotiales, hoy se describe bajo el nombre *Phacidium* a ambos estadios del ciclo de vida (Crous *et al.*, 2014). En la actualidad el género cuenta con más de 200 especies y a su vez, más de 60 especies registradas bajo el nombre de *Ceuthospora* de las cuales se desconoce aún su fase sexual (Index Fungorum, 2023).

Tanto la forma asexual como sexual fueron documentadas como fitopatógenos. La forma asexual de *Phacidium* ha sido documentada causando infecciones mayormente foliares sobre diversos tipos de plantas, tanto Gimnospermas como Angiospermas y en distintas partes del mundo (Crous *et al.*, 2015; Marmolejo Monciváis, 2018). Por ejemplo, la enfermedad causada por *P. lauri* Grev. sobre *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden, en Sudáfrica o por *P. innumerum* Masee sobre *E. regnans* F. Muell., en Australia (Crous, 1991). También se ha registrado enfermedad sobre frutos no cosechados, esto fue documentado por primera vez en 2013, en

un estudio de Sanders Wiseman sobre manzanas y peras con síntomas de pudrición causados por *P. lacerum* Fr. Por otra parte, el género *Phacidium* también ha sido documentado como endófito y saprófito sobre coníferas (Taney & Siefert, 2018) y en un estudio de la diversidad de especies sobre cáscaras de nueces sanas se identificó al género como un posible causante de pudrición durante el almacenamiento de dicho fruto (Washington *et al.*, 1997). Se ha registrado que el desarrollo y la propagación de los conidiomas, en varias de las especies del género, se ven favorecidos en climas fríos y húmedos característicos de zonas geográficas con frecuentes lluvias y nevadas, como sucede en la distribución Artica-Alpina (Ashton & Macauley, 1972; Crous, 1991; Pusz & Urbaniak, 2016). En cambio, los climas cálidos afectan negativamente el crecimiento de estos patógenos y algunas especies muestran una reducción en la velocidad de crecimiento cuando la temperatura supera los 20°C y se detienen cuando alcanzan los 30°C (Sanders Wiseman, 2013). Es el caso de *P. lauri* Crous & D. Hawksw, que infecta hojas de té en Japón causando manchas coloridas sobre ellas sólo cuando la temperatura no supera ese límite (Ando *et al.*, 1989).

4.5 *Rhodesiopsis* sp. nov. (Fig. 8)

Acérvulos de forma irregular, uniloculares, color crema a rojizos, subepidérmicos, erumpentes a través de una apertura irregular de la epidermis, causando manchas foliares circulares, concéntricas, de centro necrótico, 248-1482 x 43-180 μm (\bar{X} = 709 x 93,3). Conidióforos emergiendo del estroma basal, formando un estrato compacto, unicelulares, subcilíndricos, hialinos, 5-15 x 3-6,5 μm (\bar{X} = 9,1 x 4,7). Células conidiógenas unicelulares, cilíndricas, hialinas 4-21,5 x 2,5-10 μm (\bar{X} = 13,4 x 5). Conidios unicelulares, fusiformes, hialinos, con vaina parcial cuando inmaduros y apéndice apical mucoso a la madurez resultado de la eversión de la vaina 13-41 x 4-9,5 μm (\bar{X} = 26,2 x 6,6).

Distribución: Argentina

Hospedantes: *Lomatia hirsuta*

Material examinado: Argentina, Pcia. del Chubut, Parque Nac. los Alerces, camino al Cerro Dedal; 42° 52' S, 71° 37' O. Leg. Virginia Bianchinotti, 06 de mayo del 2004, muestra n° 40.

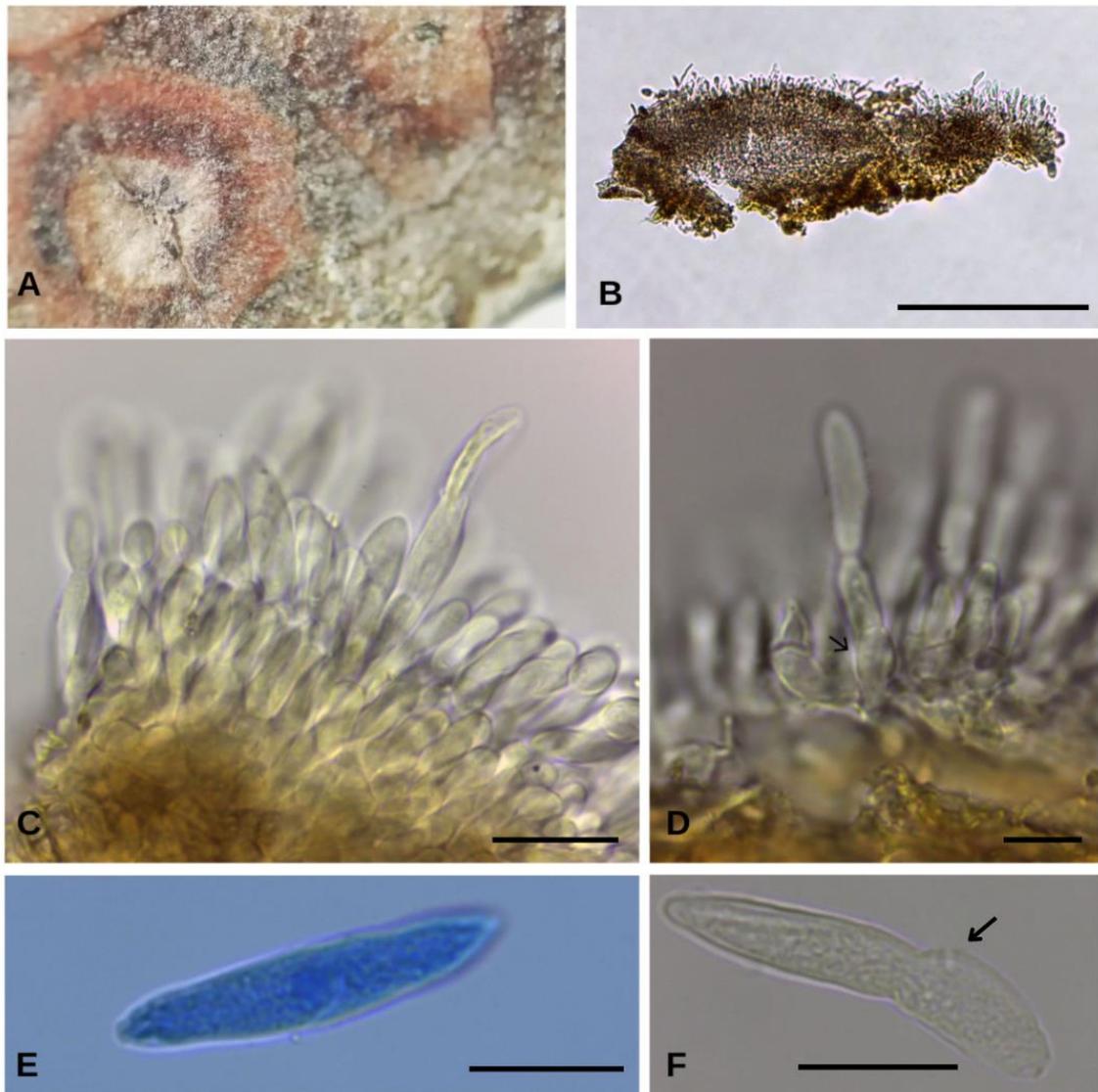


Fig. 8. *Rhodesiopsis* sp. nov. A. Síntoma en hoja y vista del acérvulo errumpiendo epidermis. B. Corte transversal del acérvulo. C. Estrato de conidióforos y células conidiógenas. D. Detalle de célula conidiógena produciendo un conidio y del conidióforo (flecha). E. Conidio con vaina parcial (azul de algodón). F. Conidio con apéndice apical mucoso (flecha). Barras: B= 300 μ m, C-F= 10 μ m.

Comentarios: El material examinado concuerda con la descripción del género *Rhodesiopsis* B. Sutton & R. Campb., pero el tamaño de sus conidiomas y de sus conidios supera ampliamente a los de la única especie descrita para el género *R. gelatinosa* B. Sutton & R. Campb. (conidiomas: 400–700 μ m diam., 120–200 μ m alto y conidios: 8–12 \times 3–5 μ m), (Li *et al.*, 2020). Esto sugiere que el espécimen encontrado en los bosques andino patagónicos es una nueva especie.

El género *Rhodesiopsis* ha sido poco estudiado debido a su escasa frecuencia de aparición y hasta el momento, la única especie que se conoce es *R. gelatinosa* que fue descrita por primera vez en 1978 como saprobio en hojas de *Phormium tenax* J.R. Forst. & G. Forst y *Poa foliosa* (Hook.f.) Hook.f. de Inglaterra y Australia respectivamente (Sutton & Campbell, 1978). El siguiente y último registro del género fue en las islas subantárticas Macquarie, en donde el

clima marítimo presenta una variación de temperatura entre 3,1°C y 6,7°C desde julio hasta enero y *R. gelatinosa* cumple un rol importante como descomponedor (Kerry, 1990). Hasta el momento no se registran datos moleculares de *R. gelatinosa* (Li *et al.*, 2020) y lamentablemente la extracción de ADN de la especie patagónica resultó infructuosa.

Éste es el primer registro del género en Sudamérica y Argentina, y se espera poder realizar futuros estudios filogenéticos a partir de nuevas muestras.

4.6 *Seuratia* *cf.* *millardetti* (Fig. 9)

Ascomas apoteciales, circulares a lobados en forma estrellada, estipitados, gelatinosos al hidratarse, pardo oscuros a negros, superficiales sobre cara adaxial de hojas, 145-1956 μm (\bar{X} = 542,4) de diámetro, peridio de células globosas, embebidas en una matriz mucilaginosa firme. Ascosporas bicelulares, con una célula redondeada de mayor tamaño, elípticas a ahusadas, constrictas a nivel del septo, hialinas a pardo claras, 17-21 x 8-9,5 μm (\bar{X} = 18,6 x 8,5). Macroconidios pluricelulares, moriformes, holoblásticos, a veces de apariencia ramificada, células globosas de paredes gruesas, ubicados en grupos, dispersos dentro de la matriz basal del ascoma, pardo claros, 17-27 x 13-20 μm (\bar{X} = 22,1 x 16,8).

Distribución: Argentina

Hospedantes: *Abies balsamea*, *A. grandis*, *A. pectinata*, *Anthurium* sp., *Camellia japonica*, *C. sasanqua*, *Cameraria orientensis*, *Cestrum* sp., *Citrus limetta*, *C. limonia*, *Clethra cubensis*, *Coffea* sp., *Dryopogon jubulum*, *Escallonia* sp., *Ficus elastica*, *F. wrightii*, *Gardenia* sp., *Ilex macfadyenii*, *Jacaranda arborescens*, *Jambosa jambos*, *Lomatia hirsuta*, *Lonicera* sp., *Mestrosideros collina* subsp. *polymorpha*, *Metrosideros* sp., *Myoporum* sp., *Nothofagus* sp., *Picia mariana*, *Pipturus albidus*, *Pseudotsuga menziesii*, *Psychotria divergum*, *P. sylvatica*, *Rhododendron* sp., *Roupala veraguensis*, *Salix* sp., *Schinus terebinthifolius*, *Syzygium* sp., *Tilia* sp., *Wikstroemia* sp., *Xilopia brasiliensis*, *Xylosma salzmannii* (Cannon *et al.*, 1985; Eriksson, 1992; Funk, 1981; Gillis & Glawe, 2008; Ginns, 1986; Malloch & Rogerson, 1978; Meeker, 1975a; Meeker, 1975b; Minter *et al.*, 2001; Rodríguez Hernández & Camino Vilaró, 1985; Shaw, 1984; Stevenson, 1975).

Material examinado: Argentina, Pcia. del Neuquén, Parque Nacional Lanín, al costado de la ruta nacional n° 40, a 74 kilómetros desde San Martín de los Andes llegando al cruce con ruta provincial n° 65, 40°35'19" S, 71°39'23" O. Leg. Bianchinotti & Sánchez, 16 de mayo del 2008, árbol joven, muestra n° 677.

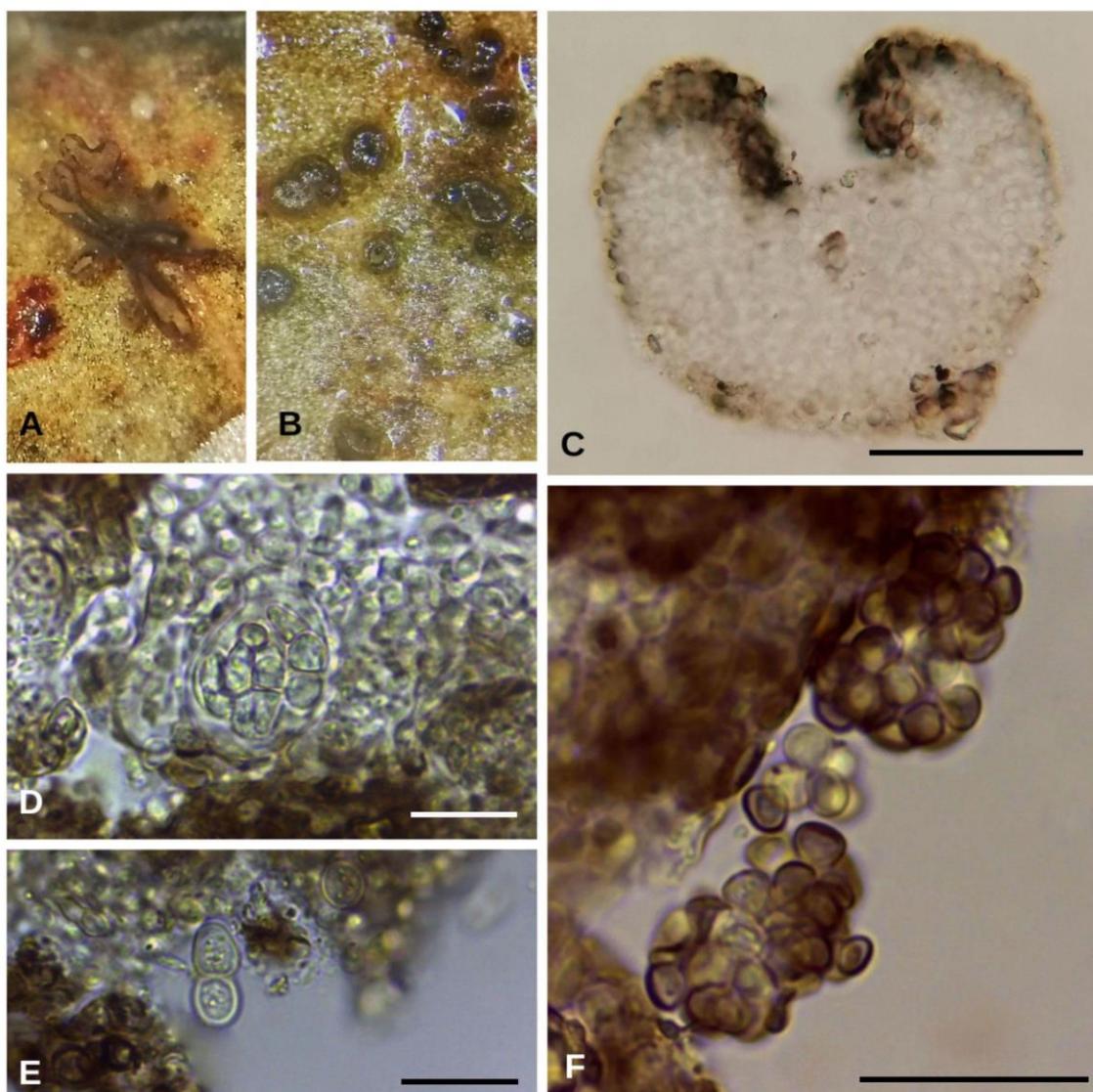


Fig. 9. *Seuratia* cfr. *millardetii*. A-B. Ascomas apoteciales. A. Ascoma lobulado. B. Ascomas circulares. C. Ascoma apotecial, corte transversal. D. Asco bitunicado con ascosporas inmaduras. E. Ascospora madura. F. Macroconidios. Barras: C= 100 µm, D-F= 20 µm.

Comentarios: El material examinado concuerda morfológicamente con *Seuratia millardetii* (Racib.) Meeker, la especie registrada con mayor frecuencia en América. Los ascomas de *S. millardetii*, al igual que el material aquí descrito, presentan ramificaciones en los ejemplares de mayor desarrollo, son de apariencia cartilaginosa en estado seco y, al humedecerse se tornan gelatinosos. Además, tanto el tamaño de las ascosporas (15-20 x 6-10 µm) como el de los ascos (23-39 x 21-28,5), condice con las medidas obtenidas de la especie patagónica (Gillis & Glawe, 2008; Rodríguez Hernández & Camino Vilaró, 1985). Sin embargo, difiere de la misma en el lugar de producción de los macroconidios y en el tamaño de estos. En su revisión del género, Meeker (1975a) señala que los macroconidios de *S. millardetii* son producidos en zonas discretas llamadas esporodoquios, y que logran un mayor tamaño final variando entre 10 y 60 µm cuando son de forma elipsoidal o hasta 90 µm si son circulares. A su vez, la especie produce microconidios unicelulares en forma de bastón, que no se encontraron en las muestras analizadas.

El género *Seuratia*, único dentro de la familia Seuratiaceae, orden Myriangiales, reúne hongos saprofiticos (Rodríguez Hernández & Camino Vilaró, 1985) para el cual se describen seis especies (Index Fungorum, 2023), distinguidas principalmente en base a la apariencia de sus conidios y no tanto por su ecología, que al ser tan diversa no resulta útil como indicador (Meeker, 1975b). La forma anamórfica de *Seuratia* se describió tradicionalmente bajo el nombre *Atichia*, sin embargo, tras la eliminación de la doble denominación de las especies (Hyde *et al.* 2011), aquellas descritas con este nombre fueron sinonimizadas con el género *Seuratia*. En 2016 Rossman y colaboradores sugirieron conservar el nombre *Atichia maunauluana* (Meeker) Rossman por sobre *S. maunauluana* Meeker por ser el primero y más comúnmente conocido. Ésta especie presenta macroconidios producidos en esporodoquios, de mayor tamaño (27-45 μm) y con apéndices celulares hialinos, que la diferencian del ejemplar hallado sobre radal (Meeker, 1975b). Otra de las especies del género es *S. globifera* (Ellis & Everh.) Meeker cuyos macroconidios, también se encuentran dispersos, pero son de mayor tamaño (hasta 45 μm) a los descritos para la especie patagónica. Además, los ascomas de *S. globifera* se disponen levemente aplanados contra la hoja y no se ramifican debido a un menor tamaño, también sus ascosporas son más pequeñas que las de la especie aquí descrita (11-14 x 3,5 μm) (Meeker, 1975b).

Las especies de *Seuratia* suelen encontrarse en la superficie de hojas y tallos de plantas, en zonas cálidas y más bien húmedas, con hábitos de vida epífilos o folícolas (Rodríguez Hernández & Camino Vilaró, 1985). La unión a la planta suele ser epicuticular, débil, y debido a su modo de dispersión, se la encuentra con mayor frecuencia en hojas adultas, posicionadas en la base de la copa de los árboles (Meeker, 1975a). Si bien no son consideradas especies patógenas, en casos excepcionales se documentan cambios de color en las células foliares ubicadas por debajo de las colonias. La remoción de éstas revela un área amarillenta e incluso puede arrastrar células epidérmicas con contenido fúngico consigo (Meeker, 1975a). Las especies de *Seuratia* podrían considerarse patógenas si el crecimiento de sus colonias llegara a interferir en la fotosíntesis u otros procesos fisiológicos debido a su tamaño o cobertura, pero esto aún no ha sido registrado (Gillis & Glawe, 2008).

A pesar de que las especies del género tienen distribución mundial, este es el primer registro de una de ellas para la Argentina.

Según la búsqueda de similitud de secuencia de nucleótidos (BLASTn) en la base de datos de GenBank NCBI's, las secuencias obtenidas del espécimen aquí estudiado arrojan un 85% (902/1064 pb) de identidad y 2% de gaps (29/1064 pb) a partir del alineamiento del gen SSU y un 83% (386/463 pb) de identidad y 3% de gaps (14/463 pb) a partir del alineamiento del gen LSU, con la especie registrada por Le Renard y colaboradores (2020) como *Seuratia cf. millardetti* (isolate VUL.613, GenBank MG844150) proveniente de Canadá. Lamentablemente

no hay secuencias registradas en las bases de datos del resto de las especies descritas para el género y tampoco la secuencia del gen ITS del espécimen canadiense, lo que impide un mejor acercamiento a la verdadera identidad de la especie encontrada sobre radial. Estos altos polimorfismos encontrados entre ambos especímenes parecen indicar que no son la misma especie, sin embargo, no se puede afirmar que el espécimen patagónico difiere molecularmente de *S. millardetti* hasta que no se obtengan secuencias del espécimen tipo, el cual fue descrito creciendo en hojas de *Syzygium cumini* (L.) Skeels, en la isla de Java, en Indonesia.

4.7 Cfr. *Halomassarina* (Fig. 10)

Ascomas periteciales, subcuticulares, errumpentes en corteza de tallos jóvenes, consistencia carbonosa, color pardo oscuro a negro, 59,5-263,5 x 36,5-92 μm (\bar{X} = 133,3 x 61,1 μm), con peridio superior grueso 8,5-40 μm (\bar{X} = 20,8 μm), de textura angularis. Ascosporas bitunicadas cilíndricas con ápice romo, 61-68 x 13-15 μm (\bar{X} = 64,3 x 14,1 μm); pseudoparáfisis cilíndricas, ramificadas, hialinas, 43-69 x 1,5-3 μm (\bar{X} = 57,1 x 2,1 μm). Ascosporas elipsoidales, triseptadas transversalmente, con células centrales mayores, con gúttulas de color verde; inmaduras de color hialino con vaina gruesa 2,5-5,5 μm (\bar{X} = 3,5 μm), de apariencia gelatinosa, compacta y de espesor constante; maduras de color pardo claras y sin vaina visible, 21-30 x 9,5-12 μm (\bar{X} = 26,2 x 10,2 μm).

Distribución: Argentina

Hospedantes: *Lomatia hirsuta*

Material examinado: Argentina, Pcia. del Neuquén, Parque Nacional Lanín, al costado de la ruta nacional n° 40, a 74 kilómetros desde San Martín de los Andes llegando al cruce con ruta provincial n° 65, 40°35'19" S, 71°39'23" O. Leg. Bianchinotti & Sánchez, 16 de mayo del 2008, árbol joven, muestra n° 676.

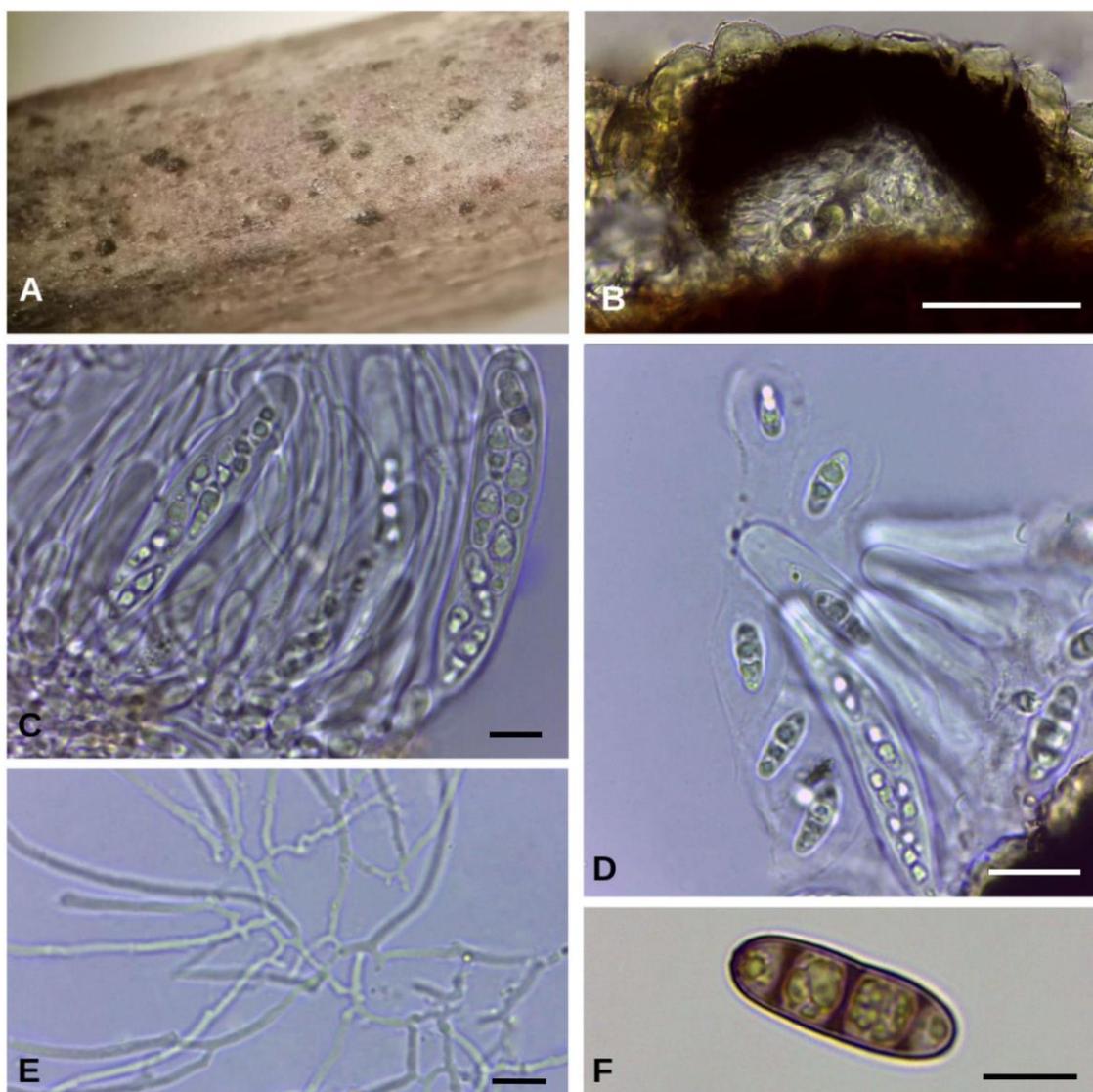


Fig. 10. *Halomassarina* sp. nov. A. Ascomas errumpiendo en rama. B. Corte transversal de ascoma. C. Ascus bitunicados. D. Ascus bitunicados y ascosporas inmaduras, con vaina. E. Pseudoparáfisis ramificadas. F. Ascospora madura. Barras: B= 50 μ m, C-F= 10 μ m.

Comentarios: El material examinado coincide con la descripción del género *Halomassarina* Suetrong, Sakayaroj, E.B.G. Jones, Kohlm., Volkm.-Kohlm. & C.L. Schoch, principalmente en la formación de ascomas periteciales ostiolados, inmersos a errumpentes en el sustrato, con presencia de hamatecio, ascos fisitunicados de pared gruesa, con cámara ocular, pero sin aparato apical, y ascosporas triseptadas con vaina gelatinosa en la inmadurez. El género hasta la actualidad cuenta con una sola especie, *H. thalassiae* Kohlm. et Volkm.-Kohlm, la cual se diferencia del material aquí encontrado por el mayor tamaño de sus ascomas (195-430 x 165-415 μ m), ascos (94-164 x 25-36 μ m), y ascosporas (28-43 x 9,5-14,7 μ m) (Kohlmeyer & Volkmann-Kohlmeyer, 1987). Si bien el material examinado no concuerda con la especie descrita para este género, tampoco puede ser circunscripta en géneros de otras familias que también poseen ascosporas con vaina gelatinosa, como aquellos agrupados en Pleomassariaceae, Massariaceae o Massarinaceae debido a la combinación de diferentes caracteres. Es por todo ello que se decide describir al ejemplar patagónico bajo

Halomassarina hasta tanto se obtenga material fresco para una mejor identificación. El género fue propuesto recientemente en base a evidencia molecular que separaba a la especie *M. thalassiae*, del género *Massarina* (Suetrong *et al.*, 2009). Esta especie fue descrita como saprobia sobre madera de manglar, en aguas marinas tropicales (Kohlmeyer & Volkmann-Kohlmeyer, 1987; Jones *et al.*, 2006; Suetrong *et al.*, 2009).

5. Conclusión

En este estudio de la diversidad microfúngica asociada a partes aéreas de *Lomatia hirsuta* en las provincias del Neuquén y Chubut, se identificaron siete taxones fúngicos, comprendidos dentro del Phylum Ascomycota.

Se proponen dos nuevas especies, una para el género *Epicoccum* y otra para el género *Rhodesiopsis* registrándose este último por primera vez para Sudamérica.

Se sugiere el hábito fitopatogénico para las dos especies nuevas descritas y también para la especie del género *Phacidium* registrada en hoja.

Se registra por primera vez para nuestro país el género *Seuratia*, representado por la especie *Seuratia cfr. millardetii*, desarrollando sobre hojas sin aparentes signos de patogenicidad.

Se registra por primera vez sobre hoja de radial el género *Phacidium* y sobre corteza del mismo, los géneros *Cytospora* y *Halomassarina*.

Se confirma la presencia de una especie del género *Cytospora*, cuyos representantes tienen gran importancia fitopatológica forestal y plantea una alarma para las especies de árboles andino patagónicos.

También se documenta la presencia de *Cryptosporiopsis cfr. lomatiae*, descrita sobre radial en estudios previos, ampliando su distribución dentro de la provincia del Chubut.

Este estudio constituye una observación y descripción preliminar de las especies que se hospedan sobre *Lomatia hirsuta*, un árbol que gana valor comercial día a día. Teniendo en cuenta que el número de muestras fue limitado, además de que las mismas no eran frescas y por lo tanto los intentos de aislamientos en cultivo agarizado muchas veces fueron frustrados, la diversidad de especies halladas fue alta. Y cabe destacar que algunas otras especies encontradas no pudieron ser identificadas a nivel de género. Todo esto sugiere la necesidad de continuar con la investigación y plantea la expectativa de todavía poder descubrir más especies nuevas o al menos poco frecuentes.

6. Bibliografía

Abdel-Azeem AM, Yadav AN, Yadav N & Usmani Z. 2021. Industrially important fungi for sustainable development. *Fungal Biology*, vol. 1, Biodiversity and ecological perspectives. Springer. doi: 10.1007/978-3-030-67561-5

Abeywickrama PD, Qian N, Jayawardena RS, Li Y, Zhang W, Guo K, Zhang L, Zhang G, Yan J, Li X, Guo Z, Hyde KD, Peng Y & Zhao W. 2023. Endophytic fungi in green manure crops; friends or foe? *Mycosphere* 14(1), 1-106. doi: 10.5943/mycosphere/14/1/1

Adams GC, Roux J & Wingfield MJ. 2006. *Cytospora* species (Ascomycota, Diaporthales, Valsaceae): introduced and native pathogens of trees in South Africa. *Australasian Plant Pathology* 35(5), 521. doi:10.1071/ap06058

Ahumada-Rudolph R, Novoa V & Becerra J. 2019. Morphological response to salinity, temperature, and pH changes by marine fungus *Epicoccum nigrum*. *Environ Monit Assess* 191, 35. doi: 10.1007/s10661-018-7166-5

Ando Y, Oniki M, Nonaka T & Narisawa N. 1989. Brown zonate leaf blight, a new disease of tea plant caused by *Ceuthospora lauri* in Japan. *Japanese Journal of Phytopathology* 55(4), 391-396. doi: 10.3186/jjphytopath.55.391

Ashton DH & Macauley BJ. 1972. Winter leaf spot disease of seedlings of *Eucalyptus regnans* and its relation to forest litter. *Transactions of the British Mycological Society* 58(3), 377-386. doi: 10.1016/s0007-1536(72)80087-1

Barker NP, Weston PH, Rutschmann F & Sauquet H. 2007. Molecular dating of the 'Gondwanan' plant family Proteaceae is only partially congruent with the timing of the break-up of Gondwana. *Journal of Biogeography*. doi: 10.1111/j.1365-2699.2007.01749.x

Becquer A, Guerrero-Galán C, Eibensteiner JL, Houdinet G, Bücking H, Zimmermann SD & Garcia K. 2019. Chapter Three - The ectomycorrhizal contribution to tree nutrition. *Advances in Botanical Research* 89, 77–126.

Bettucci L & Saravay M. 1993. Endophytic fungi of *Eucalyptus globulus*: a preliminary study. *Mycol. Res.* 97(6), 679-682.

- Bettucci L, Simeto S, Alonso R & Lupo S. 2004. Endophytic fungi of twigs and leaves of three native species of Myrtaceae in Uruguay. *Sydowia* 56(1), 8-23.
- Bianchinotti MV & Rajchenberg M. 2004. *Coleophoma gevuinae* comb, nov., a foliar pathogen on *Gevuina avellana* (Proteaceae). *Sydowia* 56, 217-221.
- Bianchinotti MV & Sánchez RM. 2009. Micromycetes on *Austrocedrus chilensis*. First record of *Rebentischia* from Argentina. *Mycotaxon* 107, 449-454.
- Bianchinotti MV, Crous PW & Rajchenberg M. 2002. *Cryptosporiopsis lomati* sp. nov. on *Lomatia hirsuta* from southern Argentina. - *Sydowia* 54(1): 1-8.
- Bianchinotti MV, Sánchez RM & Rajchenberg M. 2012. *Rhynchomeliola* Speg., un viejo género nuevo para Argentina. *Kurtziana*, 37(1), 119-125.
- Boerema GH, de Gruyter J, Noordeloos ME & Hamers MEC. 2004. Differentiation of Specific and Infra-specific Taxa in Culture. Phoma identification manual. CABI Publishing
- Bomhard B, Richardson DM, Donaldson JS, Hughes GO, Midgley GF, Raimondo DC, Rebelo AG, Rouget M & Thuiller W. 2005. Potential impacts of future land use and climate change on the Red List status of the Proteaceae in the Cape Floristic Region, South Africa. *Global Change Biology* 11, 1452-1468. doi: 10.1111/j.1365-2486.2005.00997.x
- Braga RM, Padilla G & Araújo WL. 2018. The biotechnological potential of *Epicoccum* spp.: diversity of secondary metabolites. *Critical Reviews in Microbiology*. doi: 10.1080/1040841X.2018.1514364
- Bubák F & Kabát JE. 1912. *Mycologische Beiträge*. *Hedwigia* 52, 360.
- Cabrera A. 1971. Fitogeografía de la República Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 14, 1-42.
- Cabrera AL & Willink A. 1980. Biogeografía de América Latina. Serie de biología, monografía 13. Washington, OC: Organización de los Estados Americanos
- Cannon PF, Hawksworth DL & Sherwood P. 1985. The British Ascomycotina an annotated checklist. Commonwealth Mycological Institute, Slough, UK.

Cheewangkoon R, Groenewald JZ, Verkley GJM, Hyde KD, Wingfield MJ, Gryzenhout M, Summerell BA, Denman S, Toanun C & Crous PW. 2010. Re-evaluation of *Cryptosporiopsis eucalypti* and *Cryptosporiopsis*-like species occurring on *Eucalyptus* leaves. *Fungal Diversity* 44(1), 89-105. doi: 10.1007/s13225-010-0041-5

Chen C, Verkley GJM, Sun G, Groenewald JZ & Crous PW. 2016. Redefining common endophytes and plant pathogens in *Neofabraea*, *Pezicula*, and related genera. *Fungal Biology*, 120(11), 1291-1322. doi:10.1016/j.funbio.2015.09.013

Chen H & Li CJ. 2019. First report of *Epicoccum layuense* causing brown leaf spot on oat (*Avena sativa*) in Northwestern China. *Plant Disease*. doi: 10.1094/pdis-09-19-1984-pdn

Chen Q, Hou LW, Duan WJ, Crous PW & Cai L. 2017. Didymellaceae revisited. *Stud Mycol.* 87, 105-159.

Cisternas JC. 2010. Forestación multipropósito para la región de Aysen. *Ciencia e Investigación Forestal*. Instituto Forestal. Chile. Volumen 16(3), 313-330.

Colavolpe B, Ezquiaga J, Maiale S & Ruiz O. 2018. First report of *Epicoccum nigrum* causing disease in *Lotus corniculatus* in Argentina. *New Disease Reports* 38, 6.

Crous PW, Wingfield MJ, Guarro J, Hernández-Restrepo M, Sutton DA, Acharya K, Barber PA, Boekhout T, Dimitrov RA, Dueñas M, Dutta AK, Gené J, Gouliamova DE, Groenewald M, Lombard L, Morozova OV, Sarkar J, Smith MT, Stchigel AM, Wiederhold NP, Alexandrova AV, Antelmi I, Armengol J, Barnes I, Cano-Lira JF, Casteñeda Ruiz RF, Contu M, Courtecuisse PrR, da Silveira AL, Decock CA, de Goes A, Edathodu J, Ercole E, Firmino AC, Fourie A, Fournier J, Furtado EL, Geering ADW, Gershenzon J, Giraldo A, Gramaje D, Hammerbacher A, He X-L, Haryadi D, Khemmuk W, Kovalenko AE, Krawczynski R, Laich F, Lechat C, Lopes UP, Madrid H, Malysheva EF, Marin-Felix Y, Martín MP, Mostert L, Nigro F, Pereira OL, Picillo B, Pinho DB, Popov ES, Rodas Peláez CA, Rooney-Latham S, Sandoval-Denis M, Shivas RG, Silva V, Stoilova-Disheva MM, Telleria MT, Ullah C, Unsicker SB, van der Merwe NA, Vizzini A, Wagner H-G, Wong PTW, Wood AR & Groenewald JZ. 2015. Fungal Planet description sheets: 320–370. *Persoonia-Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi* 34(1), 167-266. doi:10.3767/003158515x688433

Crous PW, Rong IH, Wood A, Lee S, Glen H, Botha W, Slippers B, de Beer WZ, Wingfield MJ & Hawksworth DL. 2006. How many species of fungi are there at the tip of Africa? *Studies in mycology* 55, 13–33.

Crous PW, Quaedvlieg W, Hansen K, Hawksworth DL & Groenewald JZ. 2014. *Phacidium* and *Ceuthospora* (Phacidiaceae) are congeneric: taxonomic and nomenclatural implications. *Ima-Fungus* 5(2), 173-193. doi: 10.5598/ima fungus.2014.05.02.02

Crous PW. 1991. Two Newly Reported Leaf Pathogens of *Eucalyptus grandis* in South Africa. *South African Forestry Journal* 157(1), 12-15. doi: 10.1080/00382167.1991.9629093

Crous PW, Summerell BA, Swart L, Denman S, Taylor JE, Bezuidenhout CM, Palm ME, Marinowitz S, Groenewald JZ. 2011. Fungal pathogens of Proteaceae. *Persoonia-Molecular phylogeny and evolution of fungi* 27(26) 20-45. doi: 10.3767/003158511X606239

Damascos MA. 1996. Patrones morfológicos y florísticos en los bosques andino-patagónicos de Argentina. *Asociación Argentina de Ecología. Ecología Austral*: 6, 94-100.

De Silva NI, Maharachchikumbura SSN, Thambugala KM, Bhat DJ, Karunarathna SC, Tennakoon DS, Phookamsak R, Jayawardena RS, Lumyong S & Hyde KD. 2021. Morphomolecular taxonomic studies reveal a high number of endophytic fungi from *Magnolia candolli* and *M. garrettii* in China and Thailand. *Mycosphere* 11(1), 163-237. doi: 10.5943/mycosphere/12/1/3

Del Frari G, Cabral A, Nascimento T, Boavida Ferreira R & Oliveira H. 2019. *Epicoccum layuense* a potential biological control agent of esca-associated fungi in grapevine. *Plos one* 14(3). doi: 10.1371/journal.pone.0213273

Donoso C & Escobar B. 1986. Germinación de las proteáceas arbóreas chilenas. *Bosque* 7(2), 85-94. doi: 10.4206/bosque.1986.v7n2-04

Donoso C. 1993. Bosques templados de Chile y Argentina, 2ª edición. Editorial Universitaria, Universidad Austral de Chile.

Eriksson OE. 1992. The non-lichenized pyrenomycetes of Sweden. Btjtryck, Lund, Sweden.

Fan X, Hyde KD, Liu M, Liang Y & Tian C. 2015. *Cytospora* species associated with walnut canker disease in China, with description of a new species *C. gyalocus*. *Fungal Biology* 119(5), 310-319. doi: 10.1016/j.funbio.2014.12.011

Fan XL, Bezerra JDP, Tian CM & Crous PW. 2020. *Cytospora* (Diaporthales) in China. *Persoonia* 45, 1-45. doi: 10.3767/persoonia.2020.45.01

- Fan XL, Liang YM, Ma R & Tian CM. 2013. Morphological and phylogenetic studies of *Cytospora* (Valsaceae, Diaporthales) isolates from Chinese scholar tree, with description of a new species. *Mycoscience* 55, 252-259. doi: 10.1016/j.myc.2013.10.001
- Fávaro LCdL, Sebastianes FLdS & Araújo WL. 2012. *Epicoccum nigrum* P16, a sugarcane endophyte, produces antifungal compounds and induces root growth. *Plos one* 7(6). doi: 10.1371/journal.pone.0036826
- Fries EM. 1825. *Systema Orbis Vegetabilis*. Lund.
- Funk A. 1981. Parasitic microfungi of western trees. Canadian Forestry Service. Victoria, BC.
- Gardiner MR & Petterson DS. 1972. Pathogenesis of mouse lupinosis induced by a fungus (*Cytospora* spp) growing on dead lupins. *Journal of Comparative Pathology* 82(1), 5-13. doi: 10.1016/0021-9975(72)90020-5
- Gillis IM & Glawe DA. 2008. Characterization of *Seurattia millardetii* on *Camellia* species and in artificial culture. *Nort American Fungi* 3(7), 215-229.
- Ginnis JH. 1986. Compendium of plant disease and decay fungi in Canada 1960-1980. Agriculture Canada Publication 1813. Ottawa.
- Gonzalez CC, Gandolfo MA & Cúneo RN. 2004. Leaf architecture and epidermal characters of the argentinean species of Proteaceae. *Int. J. Plant Sci.* 165(4), 521–536.
- Guo H, Sun B, Gao H, Chen X, Liu S, Yao X, Liu X & Che Y. 2009. Diketopiperazines from the Cordyceps-colonizing fungus *Epicoccum nigrum*. *J Nat Prod.* 72, 2115-2119.
- Hall TA. 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucl. Acids. Symp. Ser.* 41:95-98.
- Hennings P. 1904. Fungi fluminenses a. cl. E. Ule collecti, in *Hedwigia* 43, 78-95.
- Hou LW, Groenewald JZ, Pfenning LH, Yarden O, Crous PW & Cai L. 2020. The phoma-like dilemma. *Studies in mycology* 96, 309-396. doi: 10.1016/j.simyco.2020.05.001

Hyde KD, Bussaban B, Paulus B, Crous PW, Lee S, McKenzie EHC, Photita W & Lumyong S. 2007. Diversity of saprobic microfungi. *Biodivers Conserv* 16, 7-35. doi: 10.1007/s10531-006-9119-5.

Hyde KD, McKenzie EHC, & KoKo TW. 2011. Towards incorporating anamorphic fungi in a natural classification - checklist and notes for 2010. *Mycosphere* 2(1), 1–88.

Index Fungorum. 2023. Accesible en: www.indexfungorum.org

Jami F, Marincowitz S, Crous PW, Jacobsohn A & Wingfield MJ. 2018. A new *Cytospora* species pathogenic on *Carpobrotus edulis* in its native habitat. *Fungal Systematics and Evolution* 2, 37-43.

Jones EBG, Pilantanapak A, Chatmala I, Sakayaroj J, Phongpaichit S & Choeyklin R. 2006. Thai marine fungal diversity. *Songklanakarin J. Sci. Technol.* 28(4), 687-708.

Kerry E. 1990. Effects of temperature on growth rates of fungi from subantarctic Macquarie Island and Casey, Antarctica. *Polar Biology*, 10(4). doi: 10.1007/bf00238428.

Kohlmeyer J & Volkmann-Kohlmeyer B. 1987. Marine fungi from Aldabra, the Galapagos, and other tropical islands. *Can. J. Bot.* 65, 571-582.

Kostovcik M, Bateman CC, Kolarik M, Stelinski LL, Jordal BH & Hulcr J. 2015. The ambrosia symbiosis is specific in some species and promiscuous in others: evidence from community pyrosequencing. *ISME J.* 9, 12.

Kühn H, Loguercio GA, Caselli M & Thren M. 2021. Growth and potential of *Lomatia hirsuta* forests from stump shoots in the Valley of El Manso/Patagonia/Argentina. *Forests* 12, 923. doi: 10.3390/f12070923

Lanfear R, Calcott B, Ho SYW, Guindon S. 2012. Partitionfinder: combined selection of partitioning schemes and substitution models for phylogenetic analyses. *Mol Biol Evol.* 29(6), 1695-701.

Lawrence DP, Holland LA, Nouri MT, Travadon R, Abramians A, Michailides TJ & Trouillas FP. 2018. Molecular phylogeny of *Cytospora* species associated with canker diseases of fruit and nut crops in California, with the descriptions of ten new species and one new combination. *Ima Fungus* 9(2), 333-370. doi:10.5598/imafungus.2018.09.02.07

Lawrence DP, Travadon R, Pouzoulet J, Rolshausen PE, Wilcox WF & Baumgartner, K. 2016. Characterization of *Cytospora* isolates from wood cankers of declining grapevine in North America, with the descriptions of two new *Cytospora* species. *Plant Pathology* 66(5), 713-725. doi:10.1111/ppa.12621

Le Renard L, Firmino AL, Pereira OL, Stockey RA & Berbee ML. 2020. Character evolution of modern fly-speck fungi and implications for interpreting thyrtothelial fossils. *American Journal of Botany* 107(7), 1021-1040. doi: 10.1002/ajb2.1511

Lee S, Roets F & Crous PW. 2005. Biodiversity of saprobic microfungi associated with the infructescences of *Protea* species in South Africa. *Fungal Diversity* 19, 69-78.

Li WJ, McKenzie EHC, Liu JK, Jayarama Bath D, Dai D-Q, Camporesi E, Sajeewa QT, Maharachchikumbura SN, Luo Z-L, Shang Q-J, Zhang J-F, Tangthirasunun N, Karunarathna SC, Xu J-C & Hyde KD. 2020. Taxonomy and phylogeny of hyaline-spored coelomycetes. *Fungal Diversity* 100, 279-80. doi: 10.1007/s13225-020-00440-y

Magnin A, Grosfeld J, Barthélémy D & Puntieri J. 2012. Bud and shoot structure may relate to the distribution area of South American *Proteaceae* tree species. *Flora* 207, 599-606. doi: <https://doi.org/10.1016/j.flora.2012.05.001>

Malloch D & Rogerson CT. 1978. Fungi of the Canadian boreal forest region: *Catulus aquilonius* gen. et sp. nov., a hyperparasite on *Seuratia millardetii*. *Canadian Journal of Botany* 56(19), 2344-2347. doi: 10.1139/b78-284

Marais GJ & Wingfield MJ. 2001. *Ophiostoma africanum* sp. nov., and a key to ophiostomatoid species from *Protea* infructescences. *Mycological research* 105(2), 240-246. doi: 10.1017/S0953756200003257

Marmolejo Monciváis JG. 2018. Distribución vertical de hongos en hojas de tres especies de pinos en Nuevo León, México. *Revista mexicana de ciencias forestales* 9(50), 379-399.

Meeker JA. 1975a. Revision of the *Seuratiaceae* I. Morphology of *Seuratia*. *Can. J. Bot.* 53, 2462-2482.

Meeker JA. 1975b. Revision of the *Seuratiaceae* II. Taxonomy and nomenclature of *Seuratia*. *Can. J. Bot.* 53, 2483-2496.

Minh BQ, Schmidt HA, Chernomor O, Schrempf D, Woodhams MD, Haeseler A & Lanfear R. 2020. IQ-TREE 2: New models and efficient methods for phylogenetic inference in the genomic era. *Mol. Biol. Evol.* 37(5),1530-1534. doi: 10.1093/molbev/msaa015

Minter DW, Rodríguez Hernández M, & Mena Portales J. 2001. *Fungi of the Caribbean: an annotated checklist*. PDMS. Publishing.

Norphanphoun C, Raspé O, Jeewon R, Wen TC & Hyde KD. 2018. Morphological and phylogenetic characterisation of novel *Cytospora* species associated with mangroves. *MycKeys* 38, 93-120. doi: 10.3897/mycokeys.38.28011

Old KM, Dudzinski MJ, Pongpanich K, Yuan ZQ, Thu PQ & Nguyen NT. 2002. *Cryptosporiopsis* leaf spot and shoot blight of eucalypts. *Australasian Plant Pathology*, 31(4), 337. doi:10.1071/ap02037

Oliveira RC, Davenport KW, Hovde B, Silva D, Chain PSG, Correa B & Rodrigues DF. 2017. Draft Genome Sequence of Sorghum Grain Mold Fungus *Epicoccum sorghinum*, a Producer of Tenuazonic Acid. *Genome Announcements* 5(4). doi: 10.1128/genomea.01495-16

Palacios-Ochoa C, Guillén Serrano ME & Siddons DC. 2021. Evaluación de la solidez del color en tejidos de lana y alpaca tinturados con biocolorantes extraídos de plantas y animales. *Siembra* 8(2). doi: 10.29166/siembra.v8i2.2917

Paz M & Raffaele E. 2015. Efecto del ganado sobre la asignación de recursos de especies leñosas de los matorrales y bosques andino patagónicos. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 50(4), 575-584.

Pusz W & Urbaniak J. 2016. Foliar diseases of willows (*Salix* spp.) in selected locations of the Karkonosze Mts. (the Giant Mts). *European Journal of Plant Pathology* 148(1), 45-51. doi: 10.1007/s10658-016-1067-7

Rago MM, Urretavizcaya MF, Morelli P, Mohr Bell D & Guzmán M. 2023. Recuperación temprana de la vegetación tras un incendio de mediana a alta severidad en los bosques andino-patagónicos. *Austral Ecology* 00, 1-22. doi: 10.1111/aec.13379

Rambaut A. 2018. FigTree, a graphical viewer of phylogenetic trees (Version 1.4. 4). Institute of evolutionary biology, University of Edinburgh.

Rayner RW. 1970. A mycological colour chart. A mycological colour chart.

Relva MA, Damascos MA, Macchi P, Mathisen P, Premoli AC, Quiroga MP, Radovani NI, Raffaele E, Sackmann P, Speziale K, Svriz M & Vigliano PH. 2014. Impactos humanos en la Patagonia. *Ecología e historia Natural de la Patagonia Andina* (7), 157-182.

Rodríguez Hernández M & Camino Vilaró M. 1985. El género *Seuratia* (Ascomycotina) en Cuba. Jardín Botánico Nacional, Universidad de La Habana. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 6(3), 61-63.

Ronquist F, Teslenko M, Van der Mark P, Ayres DL, Darling A, Höhna S, Larget B, Liu L, Suchard MA & Huelsenbeck JP. 2012. MRBAYES 3.2: Efficient Bayesian phylogenetic inference and model selection across a large model space. *Syst. Biol.* 61, 539-542.

Rovere AE. 2023. Relevamiento de publicaciones sobre restauración en la región de los bosques Andino Patagónicos de Argentina. *Bosque* 44(1), 173-178. doi: 10.4067/S0717-92002023000100173

Sánchez RM & Bianchinotti MV. 2010. New records in the Tubeufiaceae from Andean Patagonian forests of Argentina. *Mycotaxon* 111, 131-141.

Sanders Wiseman M. 2013. Two new postharvest fruit rot diseases in apple caused by *Lambertella corni-marisi* and *Ceuthospora* cf. *pinastri* in Washington State. Thesis. Washington State University, Department of Plant Pathology.

Schulz B & Boyle C. 2005. The endophytic continuum. *Mycol Res.* 109, 661-686.

Shaw DE. 1984. Microorganisms in Papua New Guinea. Dept. Primary Ind., Research Bulletin 33, 1-344.

Sisterna MN & Lori GA. 2005. Hongos parásitos débiles asociados al manchado del grano de trigo. En XIII Congreso Latinoamericano de Fitopatología y III Taller de la Asociación Argentina de Fitopatólogos, Villa Carlos Paz, Córdoba, Argentina, 464.

Stevenson JA. 1975. Fungi of Puerto Rico and the American Virgin Islands. *Contributions of the Reed Herbarium* 23, 743.

Suetrong S, Schoch CL, Spatafora JW, Kohlmeyer J, Volkmann-Kohlmeyer B, Sakayaroj J, Phongpaichit S, Tanaka K, Hirayama K & Jones EBG. 2009. Molecular systematics of the marine Dothideomycetes. *Studies in Mycology* 64, 155-173.

Sutton BC & Campbell R. 1978. *Rhodesiopsis gelatinosa*. gen. et sp. nov. A light and electron microscope study of conidium structure and development. *Nova Hedwigia Z. Kryptogamenkd.* 30, 281-294.

Sutton BC. 1972. Nomenclature of *Ceuthospora*, *Pyrenophora* and *Blennoria* (Fungi). *Taxon* 21(2/3), 319. doi:10.2307/1218204

Taguiam JD, Evallo E & Balendres MA. 2021. *Epicoccum* species: ubiquitous plant pathogens and effective biological control agents. *Eur J Plant Pathol.* 159, 713-725. doi: 10.1007/s10658-021-02207-w

Tamura K, Stecher G. & Kumar S. 2021. MEGA11: Molecular Evolutionary Genetics Analysis version 11. *Molecular Biology and Evolution* 38:3022-3027.

Tanney JB & Seifert KA. 2018. Phacidiaceae endophytes of *Picea rubens* in Eastern Canada. *Botany* 96, 555-588. doi: 10.1139/cjb-2018-0061

Taylor JE, Lee S & Crous PW. 2001. Biodiversity in the Cape Floral Kingdom: fungi occurring on Proteaceae. *Mycological Research* 105(12), 1480-1484. doi: 10.1017/s0953756201004944

Thambugala KM, Wanasinghe DN, Phillips AJL, Camporesi E, Bulgakov TS, Phukhamsakda C, Ariyawansa HA, Goonasekara ID, Phookamsak R, Dissanayake A, Tennakoon DS, Tibpromma S, Chen YY, Liu ZY & Hyde KD. 2017. Mycosphere notes 1-50: Grass (Poaceae) inhabiting Dothideomycetes. *Mycosphere* 8(4), 697–796. doi: 10.5943/mycosphere/8/4/13

Tibpromma S, Hyde KD, Jeewon R, Maharachchikumbura SSN, Liu JK, Bhat DJ, Gareth Jones EB, McKenzie EHC, Camporesi E, Bulgakov TS, Doilom M, Cabral Monteiro de Azevedo Santiago AL, Das K, Manimohan P, Gibertoni TB, Lim YW, Ekanayaka AH, Thongbai B, Lee HB, Yang J-B, Kirk PM, Sysouphanthong P, Singh SK, Boonmee S, ... & Karunarathna SC. 2017. Fungal diversity notes 491–602: taxonomic and phylogenetic contributions to fungal taxa. *Fungal Diversity*, 83(1), 1–261. doi:10.1007/s13225-017-0378-0

Toledo CV, Barroetaveña C & Rajchenberg M. 2014. Fenología y variables ambientales asociadas a la fructificación de hongos silvestres comestibles de los bosques andino-

patagónicos en Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85, 1093-1103. doi: 10.7550/rmb.40010

Torres F. 1996. Anatomía foliar en Proteaceae sudamericanas, con énfasis en las esclereidas. *Plantula* 1(2), 107-149.

Vannini A, Contarini M, Faccoli M, Valle MD, Rodriguez CM, Mazzetto T, Speranza S. 2017. First report of the ambrosia beetle *Xylosandrus compactus* and associated fungi in the Mediterranean maquis in Italy, and new host-pest associations. *EPPO Bulletin* 47(1), 100-103. doi:10.1111/epp.12358

Verkley GJM, Zijlstra JD, Summerbell RC & Berendse F. 2003. Phylogeny and taxonomy of root-inhabiting *Cryptosporiopsis* species, and *C. rhizophila* sp. nov., a fungus inhabiting roots of several Ericaceae. *Mycological Research* 107(6), 689-698. doi: 10.1017/s0953756203007883

Vigneshwari RA. 2020. Bioprospecting and biodiversity investigations of endophytic fungi isolated from medicinal plants and mosses. Doctoral School of Biology. Department of Microbiology Faculty of Science and Informatics University of Szeged. Ph.D. dissertation.

Wang W, Tsuneda A, Gibas CF & Currah RS. 2007. *Cryptosporiopsis* species isolated from the roots of aspen in central Alberta: identification, morphology, and interactions with the host, in vitro. *Canadian Journal of Botany* 85(12), 1214-1226. doi:10.1139/b07-086

Wangun HVK, Dahse H, Hertweck C. 2007. Epicoccamides B-D, glycosylated tetramic acid derivatives from an *Epicoccum* sp. associated with the tree fungus *Pholiota squarrosa*. *J Nat Prod.* 70, 1800-1803.

Washington WS, Allen AD & Dooley LB. 1997. Preliminary studies on *Phomopsis castanea* and other organisms associated with healthy and rotted chestnut fruit in storage. *Australasian Plant Pathology* 26(1), 37. doi: 10.1071/ap97006

Xie X, Zhang S, Yu Q, Li X, Liu Y & Wang L. 2022. First report of *Epicoccum layuense* causing leaf brown spot on *Camellia oleifera* in Hefei, China. *Plant Disease*. doi: 10.1094/PDIS-08-21-1726-PDN.

Yuan ZQ & Mohammed C. 2002. *Ceratocystis moniliformopsis* sp. nov., an early coloniser of *Eucalyptus obliqua* logs in Tasmania, Australia. *Australian Systematic Botany* 15(1), 125-133.

Zhang Y, Liu S, Che Y, & Liu X. 2007. Epicoccins A-D, epipolythiodioxopiperazines from a Cordyceps-colonizing isolate of *Epicoccum nigrum*. J Nat Prod. 70, 1522-1525.

Zhu L, Wang X, Huang F, Zhang J, Li H, Ding D & Hyde KD. 2012. A destructive new disease of citrus in China caused by *Cryptosporiopsis citricarpa* sp. nov. Plant Disease 96(6), 804-812. doi: 10.1094/pdis-09-11-0775