

MICROHONGOS OPORTUNISTAS ASOCIADOS AL «MUSGO POMPON» DESECADO (*Sphagnum magellanicum* BRID.) EN CHILE

(*Opportunistic microfungi associated to the desiccated «pompon moss»
(Sphagnum magellanicum Brid.) in Chile*)

Eduardo Piontelli, Rodrigo Cruz & Valia Vivar

Universidad de Valparaíso, Escuela de Medicina,
Cátedra de Micología Casilla 92 VC, Valparaíso, Chile
email <eduardo.piontelli@uv.cl>

Palabras claves: *Sphagnum magellanicum*, microhongos, *Aspergillus fumigatus*, *Trichoderma longibrachiatum*
Key words: *Sphagnum magellanicum*, microfungi, *Aspergillus fumigatus*, *Trichoderma longibrachiatum*

RESUMEN

Se analizó la presencia de propágulos fúngicos en muestras secas del musgo *Sphagnum magellanicum* provenientes de 2 localidades de la zona Sur del país (39 y 41°S), mediante cultivos en agar agua y agar Sabouraud a temperaturas de 25 y 35°C con muestras recién colectadas (2007) y almacenadas un año a temperatura ambiente (2008). Nuestro objetivo fue determinar previo a la comercialización de este vegetal desecado, la presencia/ausencia del complejo *Sporothrix schenckii* u otras especies oportunistas consideradas como un riesgo en salud pública en la comunidad de microhongos filamentosos viables en el tiempo en este musgo. En la primera muestra (41°S, 2007), a 25°C, en ambos medios, se observó un total de 31 géneros y 36 especies. Los géneros con mayor frecuencia en orden decreciente y en ambos medios fueron: *Penicillium*, *Cladosporium*, *Trichoderma* y *Mucor* representando aproximadamente el 70% del total de presencia, mientras en las muestras sembradas un año después, fueron en orden decreciente: *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Penicillium* y *Gelasinospora*, con un total de presencia del 75,4%. A 35°C en ambas muestras la presencia de taxa se redujo a 4-5 géneros donde las principales especies fueron *A. fumigatus* complex y *T. longibrachiatum* con altos porcentajes, *Penicillium* spp. y *Gelasinospora caulospora*. Se destaca un raro aislamiento de *Neosartorya quadricincta*.

Ningún integrante del complejo *Ophiostoma stenoceras-Sporothrix schenckii* se detectó en las

muestras a 25° y 35° C, pero a pesar de su ausencia deben tomarse precauciones en el manejo y distribución comercial de este musgo en Chile, debido a la sobrevivencia en el tiempo de ciertos hongos oportunistas, como los integrantes del complejo *A. fumigatus* y *T. longibrachiatum*.

ABSTRACT

The presence of fungal propagules in desiccated samples of *Sphagnum magellanicum* moss collected from two southern zones of the country (39 and 41°S) was analyzed by means of water agar and Sabouraud agar, at 25 and 35°C temperatures using freshly gathered samples (2007) and stored for a year at room temperature (2008). Our aim was to determine, prior to the marketing of this desiccated vegetable, the presence/absence of the *Sporothrix schenckii* complex or other opportunistic species which are considered to be a risk in public health, in the community of filamentous microfungi that are viable with time in this moss. The first sample (41°S, 2007), at 25°C, in both media revealed 31 genera and 36 species as a total. Genera most frequently found, in decreasing order, were: *Penicillium*, *Cladosporium*, *Trichoderma* and *Mucor*, which represented about 70% of the overall occurrence, whereas samples cultured one year later showed, in decreasing order, the presence of: *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Penicillium* and *Gelasinospora*, meaning a 75.4% occurrence. At 35°C, the presence of taxa became reduced in both samples to 4-5 genera, main species being *A. fumigatus* complex and *T. longibrachiatum* in high percentages, *Penicillium* spp. and *Gelasinospora caulospora*. Besides, it is remarkable a rare isolation of *Neosartorya quadricincta*.

Recibido el 17 de Julio 2008

Aceptado el 23 de Septiembre 2008

*None component of the **Ophiostoma stenoceras-Sporothrix schenckii** complex was detected in samples at 25° and 35° C yet although its absence, caution must be made in handling and commercial distribution of this moss in Chile due to the survival in time of certain opportunistic fungi such as those found in the **A. fumigatus** complex and **T.longibrachiatum**.*

INTRODUCCION

Las briófitas son consideradas como el segundo gran grupo de plantas terrestres y las únicas con fase gametofítica haploide dominante, presentan gran potencialidad de dispersión mediante esporas o propagación vegetativa. Son presumiblemente polifiléticas y por ende consideradas como un grupo no natural que incluye los musgos (Briophyta), hepáticas (Marchantiophyta) y las antocerotas (Anthocerotophyta). A pesar de ser muy diferentes entre ellas en estructura, son muy similares en sus ciclos de vida (Frahm, 2008). El género *Sphagnum* contiene una gran cantidad de especies de musgos de amplia distribución cosmopolita que ocupan 1/3 de la superficie de los suelos en el planeta (Turetsky *et al.*, 2002). Las especies de *Sphagnum*, incluyendo *S. magellanicum* Brid. (Sphagnopsida, Sphangnales, Sphangaceae), se denominan comúnmente en la zona sur del país como: musgo pompón, musgo de turberas, musgo de pantano o esfagno, mientras en los países anglosajones generalmente como «*Sphagnum moss*». En la zona sur de Chile, sus poblaciones son integrantes de las turberas referidas también como «pomponales o ñadis», las cuales se forman después de la tala, raza o quema de bosques, en sitios anegados que rápidamente son colonizados por este vegetal, cubriendo un área geográfica aproximada de unas 500.000 hectáreas. Su distribución silvestre se presenta en extensas formaciones edáficas en franjas territoriales desde la novena a la duodécima región (Ramírez, 1990; Figueroa *et al.*, 1999; Villaroel *et al.*, 2002; Teneb & Dollenz, 2004). Las turberas, son ambientes naturales inundados característicos de regiones climáticas templadas y frías, las que se desarrollan sobre terrenos con restricción de drenaje, donde este musgo forma un sustrato esponjoso continuo, impregnado de agua, asociado a numerosas especies vasculares arbóreas y herbáceas adaptadas a este ambiente (Teneb & Dollenz, 2004).

El empleo comercial de *Sphagnum* deshidratado es bastante amplio: en vendajes quirúrgicos, apósitos, empaçado de plantas, así como también en forma de turba como combustible, como absorbente de aceites, derivados del petróleo y como descontaminante de metales pesados y pesticidas entre otros usos (Villaroel *et al.*, 2002).

El conjunto de microhongos filamentosos frecuentes que intervienen en la senescencia y descompo-

sición de las turberas en las poblaciones de *Sphagnum*, han sido estudiados solamente en algunas zonas geográficas (Thorman *et al.*, 2001- 2003- 2004; Tsuneda *et al.*, 2001; Hambleton *et al.*, 2003; Markus *et al.*, 2002 - 2004; Rice *et al.*, 2006), sin embargo, la importancia ambiental de estos musgos tiene relevancia en la literatura micológica médica internacional y en especial en USA, por ser considerado uno de los hábitat comunes de un hongo dimórfico saprofito y geofílico que integra el complejo *Sporothrix schenckii*, causante de varios brotes endémicos de una micosis crónica subcutánea granulomatosa denominada esporotricosis (Powell *et al.*, 1978; Dixon *et al.*, 1991). Esta micosis se presenta generalmente en una forma linfocutánea limitada, que puede diseminarse a otros sistemas orgánicos en pacientes con graves deficiencias inmunes (Jaffar *et al.*, 1998).

En Chile, la esporotricosis es aparentemente una micosis rara, debido a que solo se ha detectado en la zona central del país en 2 casos clínicos autóctonos en 1950 y 1984 (en Piontelli, 1995), recientemente en lesiones nasales en un perro (Muñoz *et al.*, 2006) y como saprófito en uñas de gato (Thomson & Cerda, 2008), pero no existen referencias sobre la distribución de su agente en un ambiente determinado. Frente a la ausencia de una información geográfica y epidemiológica de este patógeno primario y debido a que la gran cobertura del musgo *S. magellanicum* en la zona sur podría reunir condiciones favorables para su permanencia y distribución, nuestro objetivo fue: determinar previo a la comercialización de este vegetal desecado y en una localización geográfica particular, la presencia/ausencia del complejo *S. schenckii* u otras especies consideradas como un riesgo en salud pública en la comunidad de microhongos filamentosos que permanecen viables en el tiempo en este musgo.

MATERIALES Y METODOS

a) Localización geográfica de las muestras. La mayor parte de las muestras del musgo se obtuvieron el mes de febrero 2007, desde un distribuidor comercial (1ª muestra) en el pueblo de Tegalda (Comuna de Fresia) en la Región de los lagos (app. 41° S) y en la zona de Valdivia (2ª muestra menor, app. 30°S). Las muestras se refrigeraron a 4-6 grados hasta su procesamiento los primeros días de Marzo.

La primera muestra correspondió a más de medio saco del sustrato (aproximadamente unos 6 kilos) obtenido del lugar de secado de este musgo, representando un conjunto de diversas muestras provenientes de zonas precordilleranas y en un radio de 60 Km alrededor del pueblo de Tegalda. Mientras la segunda (250 g) obtenida en Marzo 2007, provino de una localidad cercana a Valdivia, procesándose ambas a fines del mes de Marzo, previa refrigeración por 5 días a 4° - 6° C.

b) Metodología de siembra de la 1ª muestra. Con pinzas que se esterilizaban a la llama, se tomaron trozos del musgo al azar desde la muestra principal, los cuales se depositaron en bolsas de plástico estériles hasta confeccionar 19 muestras de aproximadamente 100g c/u, luego con tijera esterilizada a la llama se trozó el sustrato en cada muestra en partes de no más de 2-3 cm de largo, para permitir una buena siembra directa en la superficie de 2 medios de cultivo en placas de Petri de 10 cm (en duplicado): uno con agar agua y otro en agar Sabouraud, ambos con Cloramfenicol 250 mg/L. Para detectar la viabilidad de las esporas o micelios presentes en el sustrato, los trozos del musgo seco (8-10 trozos), se distribuyeron de manera equidistante directamente sobre la superficie de las placas en ambos medios y se incubaron a 25°C durante 10 días en oscuridad, manteniéndose los cultivos hasta 30 días a temperatura ambiente (17-22°C) con el régimen alterno de luz y oscuridad diaria, esto último para detectar el posible crecimiento de hongos de lento desarrollo, en especial en agar agua.

Paralelamente se sembró solo en agar Sabouraud con Cloramfenicol con la misma técnica descrita un set en duplicado de otras 19 placas que se incubaron por 10 días a una temperatura de 35°C ($\pm 1^\circ\text{C}$), para observar la posible presencia de hongos mesófilos, termotolerantes o termófilos, capaces de crecer a esa temperatura.

El sobrante de la primera muestra se mantuvo protegido en su contenedor a temperatura ambiente durante 1 año, para luego separar (nuevamente en el mes de Marzo) 9 muestras de unos 100 g tomadas al azar (con el mismo procedimiento descrito anteriormente) las cuales se sembraron en duplicado en placas de agar Sabouraud con Cloramfenicol, incubándose a 25 °C durante 10 días en oscuridad, y manteniéndose los cultivos hasta 30 días a temperatura ambiente (17-22°C) con el régimen alterno de luz y oscuridad diaria.

c) Métodos de siembra de la segunda muestra. Debido a la poca cantidad de muestra obtenida desde la zona de Valdivia, ésta no pudo subdividirse en submuestras, sembrándose con la misma técnica anterior solo en 9 placas de agar Sabouraud con Caf. a temperatura de 35°C ($\pm 1^\circ\text{C}$), durante 7-10 días en oscuridad, para detectar la presencia de hongos mesófilos, termotolerantes o termófilos.

d) Observación de los cultivos y análisis de presencia fúngica. Los hongos que se desarrollaron en las diferentes muestras, medios de cultivo, temperaturas y tiempos, fueron enumerados bajo la lupa estereoscópica mediante su frecuencia de aparición, asignándole un «Puntaje de presencia de género o especie (PP)»: 3 puntos = **Dominante** (mas de 7 colonias dentro de una placa; 2 puntos = **Frecuente** (de 3 a 6 colonias dentro de una placa)

y 1 punto = **Esporádico** (1 a 2 colonias en la misma placa). Para las placas duplicadas que proporcionaron valores diferentes, se consideró como valor de **PP** a la que presentaba mayor frecuencia. Estas categorías pretenden proporcionar un valor estimativo que represente en el total la frecuencia de cada taxa.

Las observaciones macroscópicas de los cultivos a temperaturas de 25° y 35°C se efectuaron bajo lupa estereoscópica a los 7-10-20 y 30 días mientras los a temperaturas de 35°C a los 5 y 15 días. Las observaciones microscópicas se hicieron con preparaciones en lactofenol en un microscopio ZEISS con óptica DIC. Cuando fue necesario el empleo de cultivos adicionales, se efectuaron los especificados en las monografías de cada género, en especial *Aspergillus* (subgénero *Fumigati*), *Trichoderma* y algunos *Penicillium* (Domsh *et al.*, 1980; Klich, 2002; Samson *et al.*, 2007; Gams & Bisset, 1998; Samuels *et al.*, 1998; Pitt, 2000). No todos los integrantes de algunos géneros se determinaron al nivel de especie, principalmente se clasificaron los considerados como oportunistas y los más frecuentes.

RESULTADOS

a) Muestra 1, a 25°C - año 2007. En las 19 muestras analizadas en los 2 medios de cultivo la micota presente en agar agua, fue mayor que en agar Sabouraud con un total de 21 géneros y 28 especies y 18 y 20 respectivamente, obteniéndose un total de 31 géneros y 36 especies en ambos medios (Tabla 1). Ocho taxa que no se detectaron en agar agua se presentaron en agar Sabouraud, mientras 13 que se presentaron en agar agua no lo hicieron en agar Sabouraud y 18 taxa estuvieron presentes en ambos medios. Los integrantes de los géneros con una frecuencia mayor del 10% fueron en agar agua: *Penicillium* (36,8%), *Cladosporium* (14,7%) *Trichoderma* (13%) y *Mucor* (12,3%). Estos, representaron el 76,8% del total de presencia. Los mismos géneros se obtuvieron en agar Sabouraud con porcentajes semejantes, salvo en *Cladosporium* con un porcentaje menor (10,9%) (Figura 1, Tabla 1) representando sus integrantes un 69,1% del total de presencia (Tabla 1).

Las especies con mayor número de frecuencia de presencia (sobre el 5%) en agar agua fueron: *Penicillium glabrum* (14,4%), *Cladosporium cladosporioides* (12%), *Trichoderma harzianum* complex (10%), *Penicillium brevicompactum* (7%), *Mucor racemosus* (6%) y *Absidia glauca* (5,4%). En agar Sabouraud, hubo semejanzas en la presencia de *Penicillium glabrum*, *Trichoderma harzianum* complex y *Mucor racemosus*, mientras *C. cladosporioides* y *P. brevicompactum* disminuyeron. Aumentaron su presencia *A. glauca* (9,3%) y *Mortierella ramaniana* (6,1%) (Tabla 1).

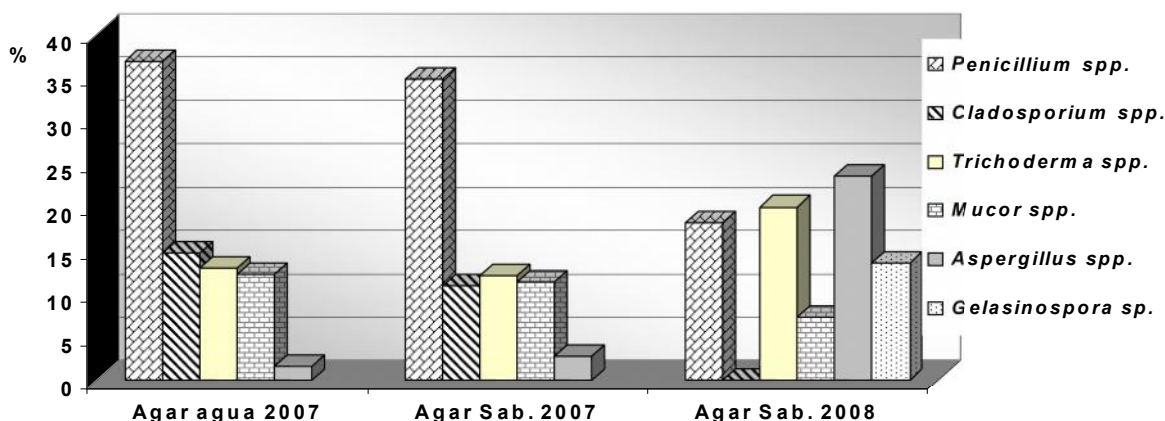


Figura 1. Frecuencia de integrantes de géneros comunes aislados en dos medios de cultivo a 25°C en los años 2007 y 2008 desde *Sphagnum magellanicum* desecado.

No se observó la presencia de *Sporothrix schenckii* ni otro representante de las *Ophiostomataceae* en el seguimiento de las muestras en el tiempo (30 días).

b) Muestra 1, a 25°C sembrada un año después (2008) sólo en agar Sabouraud. En las 9 muestras en duplicado el número de géneros (13) y especies (16) disminuyó en referencia a las del año 2007 y los integrantes de los géneros con una frecuencia mayor del 10% fueron: *Aspergillus* (23,6%), *Trichoderma* (20%), *Penicillium*, (18,2%) y *Gelasinospora* (13,6%), con un total de presencia del 75,4%. Se observaron diferencias en la presencia de todos los géneros más frecuentes con respecto al año 2007, destacándose la ausencia de los integrantes de *Cladosporium* (Figura 1, Tabla 1). Las especies con mayor número de frecuencia de presencia (sobre el 5%) fueron: *A. fumigatus* complex (21,8%), *T. harzianum* complex

(16,4%), *G. caulospora* (13,6%), *P. glabrum* (9,1%) *Penicillium* spp. (8,2%) (mayoritariamente integrantes del subgénero *Penicillium*) y *M. racemosus* (5,7%) (Figura 2, Tabla 1).

La frecuencia de presencia de los integrantes de los géneros en las muestras sembradas en los 2 medios en el año 2007 comparadas con las sembradas en A.S. en el 2008 (Tabla 1), permiten observar que *A. fumigatus* complex, *G. caulospora* y *T. longibrachiatum* aumentaron notoriamente su presencia; disminuyeron *M. racemosus*, *P. glabrum*, *Penicillium* spp. y *T. harzianum* y no se presentaron *A. glauca*, *P. brevicompactum* y ningún *Cladosporium* (Tabla 1, Fig. 2).

No se detectó la presencia de *Sporothrix schenckii* ni otro representante de las *Ophiostomataceae* en las muestras en el tiempo (30 días).

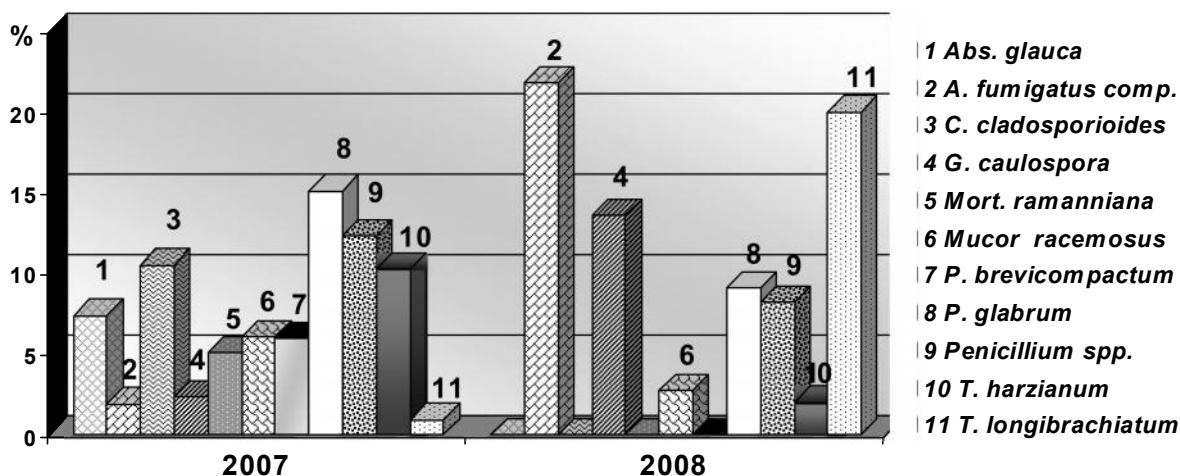


Figura 1. Frecuencia de especies comunes aisladas en dos medios de cultivo a 25°C en los años 2007 y 2008 desde *Sphagnum magellanicum* desecado.

Tabla 1. Frecuencia de hongos aislados en *S. magellanicum* desecado, en dos medios de cultivo; Agar Agua (A.A.) y Agar Sabouraud (A.S.) a 25 y 35°C, en los años 2007 y 2008

TAXA FUNGICOS	Fresia 2007				Fresia 2008				Vald. 2007	
	A.A. 25°C		A.S. 25°C		A.S. 25°C		A.S. 35°C		A.S. 35°C	
	fr.	%	fr.	%	fr.	%	fr.	%	fr.	%
<i>Absidia glauca</i> Hagem	16	5,4	23	9,3						
<i>Acremonium strictum</i> W. Gams complex	1	0,3								
<i>Acremonium</i> sp.	2	0,7			1					
<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissler complex	2	0,7								
<i>Amphobotrys ricini</i> (N.F. Buchw.) Hennebert			2	0,8	2	1,8	3	2,7		
<i>Aspergillus fumigatus</i> Fr. complex	3	1,0	7	2,8	24	21,8	46	41,8	15	29,4
<i>Aspergillus sclerotiorum</i> G.A. Huber	2	0,7			2	1,8				
<i>Aureobasidium pullulans</i> (De Bary) Arnaud var. <i>pullulans</i>	2	0,7								
<i>A. pullulans</i> (De Bary) Arnaud var. <i>melanigenum</i>	2	0,7								
<i>Beauveria bassiana</i> (Bals.-Criv.) Vuill.	1	0,3								
<i>Bipolaris</i> sp.			1	0,4						
<i>Botrytis cinerea</i> Pers.	3	1,0	2	0,8						
<i>Chalara</i> sp.					2	1,8				
<i>Chaetomium</i> sp.					1	0,9				
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fr.) de Vries	36	12,0	20	8,1						
<i>Cladosporium sphaerospermum</i> Penzing	8	2,7	5	2,0						
<i>Cladosporium</i> sp.			2	0,8						
<i>Clonostachys rosea</i> f. <i>rosea</i> Schroers et al.			3	1,2						
<i>Curvularia clavata</i> B.L. Jain	2	0,7								
<i>Curvularia</i> sp.	1	0,3								
<i>Epicoccum nigrum</i> Link	2	0,7								
<i>Fusarium oxysporum</i> Schlech.:Fr.					2	1,8				
<i>Gelasinospora calospora</i> (Mouton) C. Moreau & Moreau	9	3,0	4	1,6	15	13,6	7	6,4		
<i>Geomyces pannorum</i> (Lin.) Sigler & Carmich.	3	1,0	7	2,8	3	2,7				
<i>Malbranchea</i> sp.	1	0,3								
<i>Mortierella ramanniana</i> (Möller) Linnem.	12	4,0	15	6,1						
<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer	13	4,3	9	3,6	2	1,8				
<i>Mucor racemosus</i> Fres.	19	6,4	14	5,7	3	2,7				
<i>Mucor plumbeus</i> Bon.	5	1,7	5	2,0	3	2,7				
<i>Neosartorya quadricincta</i> (J.L. Yuill) Malloch & Cain									1	0,2
<i>Nodulisporum</i> sp.			1	0,4						
<i>Oidiodendrum griseum</i> Robak			3	1,2						
<i>Penicillium brevicompactum</i> Dierckx	21	7,0	12	4,9						
<i>Penicillium decumbens</i> Thom	10	3,3	4	1,6			4	3,6		
<i>Penicillium glabrum</i> (Wehmer) Westling	43	14,4	39	15,8	10	9,1				
<i>Penicillium purpurogenum</i> Stoll	1	0,3			1	0,9				
<i>Penicillium</i> spp.	36	12,0	31	12,6	9	8,2	18	16,4	9	17,6
<i>Phoma</i> sp.			2	0,8						
<i>Piptocephalis</i> sp.	1	0,3	1	0,4						
<i>Rhizopus stolonifer</i> (Ehrenb:) Lind.					2	1,8				
<i>Rhizopus oryzae</i> Went & Prinsen Geerlings					3	2,7				
<i>Stemphylium botriosum</i> Sacc.	1	0,3								
<i>Thamnidium elegans</i> Link			3	1,2						
<i>Trichoderma harzianum</i> Rifai complex	30	10,0	26	10,5	18	16,4				
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> Rifai	3	1,0	2	0,8	2	1,8	22	20,0	21	41,2
<i>Trichoderma viride</i> Pers.	2	0,7			1	0,9				
<i>Trichoderma</i> spp.	4	1,3	2	0,8	1	0,9	2	1,8		
<i>Ulocladium consotiale</i> (Thüm.) E.G. Simmons					2	1,8				
Micelio sin fructificar	2		2		1	0,9	8	7,3	5	9,8
Total del Puntaje de presencia (PP)	299		247		110		110		51	
Taxa fúngicos aislados	33		27		22		9		4	

c) Muestra 1 a 35°C en agar Sabouraud. En las 9 muestras en duplicado, la presencia de géneros y especies se redujo a 5 y 5 respectivamente, siendo los taxa dominantes: *A. fumigatus* complex (41,8%), *T. longibrachiatum* (20%), *Penicillium* spp.(16,4%) (integrantes principalmente de 2 subgéneros *Penicillium* y *Aspergilloides*) y *G. caulospora* (6,4%) (Tabla 1). No se observó la presencia de *Sporothrix schenckii* en las muestras en el tiempo (15 días).

d) Muestra 2 a 35°C en agar Sabouraud. En las 9 muestras, la presencia de géneros y especies se redujo a 4 y 3 respectivamente, siendo los taxa dominantes: *T. longibrachiatum* (41,2%), *A. fumigatus* complex (29,4%), *Penicillium* spp. (integrantes principalmente de los subgéneros *Penicillium* y *Aspergilloides*)(17,6%). *Neosartorya quadricincta* se presentó una sola vez en una muestra (Tabla 1). No se observó la presencia de *S. schenckii* en las muestras en el tiempo (15 días).

La alta presencia de *A.fumigatus* complex en las 2 muestras a 35°C permitió un estudio morfofisiológico adicional de 10 cepas seleccionadas al azar, las cuales se compararon entre si y con 2 cepas aisladas de pacientes con aspergilosis pulmonar. Las 12 cepas crecieron a 50-51°C y solo 1(de la muestra 1) lo hizo a 9-10°C. A pesar de la variación morfológica observada en algunas de las cepas ambientales, en especial en la forma de sus vesículas (Fig. 1A), la extensión de las filídes sobre estas y el largo de sus cabezas columnares (2 cepas con cabezas columnares muy cortas), estos datos no permitieron su inclusión en especies diferentes y se prefirió determinarlas a todas como integrantes de *A. fumigatus* complex.

Descripción de *Neosarorya quadricincta*: Diámetro de las colonias a los 7 días en CYA 33-40 mm, MEA25:55-61mm, OA (agar avena) 50-52 mm, CYA37 56-63 mm. Color en CYA ante claro, con leves tonos verdes, flocosas, reverso blanco a crema. En agar Malta y agar avena colonias flocosas, similares en colores, ante en el centro con tonalidades verde oscuras en la periferia por el crecimiento del anamorfo (más notorio en OA), reverso crema.

En OA, Cabezas columnares cortas y laxas. **Anamorfo**; estipe 350-450 x 3-8µm, diámetro de las vesículas 13-24(promedio 19), conidios elípticos a globosos, microtuberculados 2-3µm. **Teleomorfo**: Cleistotecios de color ante claro, 240-285µm, pseudoparenquimatosos, de paredes delgadas de color café oscuro, ascos subglobosos a ovoides, 11-15 x 10-11,5 µm, ascosporas elípticas en visión lateral y redondas en visión frontal, con 4 crestas ecuatoriales, 2 prominentes en el centro y 2 menos prominentes lateralmente, reticuladas, 5,5 - 6,5 x 4 - 5 µm (Figura 2).

DISCUSION

La decomposición de las briófitas en la naturaleza es lenta, debido a los compuestos secundarios que ellas producen (Asakawa,1990), especialmente compuestos fenólicos con funciones desconocidas, pero con capacidad de inhibir la herbivoría de micro y macrofauna, la germinación de las esporas de los hongos y el crecimiento bacteriano cuando la superficie de la hoja se humedece (Tadesse, 2002). Esta situación, no se debe exclusivamente a los compuestos secundarios sino en especial en el género *Sphagnum*, a las bajas concentraciones de nutrientes en sus hojas, como nitrógeno y fósforo (Aert, et al., 1999; Turetsky, 2003).

La fuente de agua y nutrientes para los turbales proviene sólo de las precipitaciones, y el esfagno, que posee una alta capacidad para su retención (8 a 10 veces su peso), contribuye a formar un sistema cerrado ombrotórico (Damman, 1978). Si bien es cierto, que las condiciones climáticas de alta humedad y el agua son importantes en la distribución de esta especie, sus rangos de pH entre 4 y 6, considerados moderados con respecto a las demás especies del género (Andrus, 1986), resultan adecuados para la mayoría de una micota asociada al terreno, de gran importancia en sus procesos de senescencia y descomposición.

Una variedad de hongos parasíticos y saprofitos se han registrado en las briófitas vivas y en descomposición, incluyendo representantes del género *Sphagnum*, en orden decreciente desde los **Ascomycota** y sus anamorfos a los **Zygo** y **Basidiomycota** (Frankland, 1974; Redhead, 1981; Moreau, 2002; Thormann, 2003). Incluso trabajos recientes en las turberas empleando sólo técnicas moleculares con aislamientos directos de micelios o esporas capaces de germinar, siguen demostrando una dominancia de ascomicetos (Artz et al., 2007) y generalmente con presencia de taxa de rápido crecimiento y gran producción de esporas, como las especies de *Penicillium*, *Cladosporium*, *Verticillium*, *Mortierella* y *Mucor*, reportadas en cultivos estandar; prevalencia que se explica por su fácil desarrollo en estos medios (Thormann, 2006). El caso contrario sucede con los basidiomicetos, los cuales no se detectan prácticamente en los estudios basados en cultivos, a pesar de la ocurrencia de sus fructificaciones en los ecosistemas de turberas (Felix, 1988; Thorman, 2004).

Sin embargo, a pesar que los musgos son aún un hábitat poco analizado en relación a los hongos, en algunas especies de *Sphagnum* vivas y en descomposición (en especial en *S. fuscum*), se ha encontrado una amplia comunidad fúngica mayoritariamente saprotrofa con escasos patógenos, probablemente debido a su habilidad de utilizar un amplio rango de fuentes carbonadas, tales como la celulosa, los ácidos tánicos y la pectina

(Thorman *et al.*, 2001, 2003, 2004; Tsuneda *et al.*, 2001; Hambleton *et al.*, 2003; Markus *et al.*, 2002-2004; Rice *et al.*, 2006).

El conjunto de hongos en *S. fuscum*, en gradientes de descomposición en el tiempo, ha sido estudiado en Canadá por Thorman *et al.* (2001), los cuales encontraron una mayor frecuencia de hongos comunes del suelo (*Penicillium tomii*, *Trichoderma viride*, *T. harzianum*, *Mortierella ramanniana* y *Mucor hiemalis*), una situación muy similar a la nuestra y la de otros estudios sobre turberas (referencias en Thorman *et al.*, 2001). Pero debemos aclarar que a pesar de que geográficamente nuestras muestras fueron tomadas en latitudes hemisféricas con ciertas similitudes, la metodología que empleamos no se refirió a las etapas de descomposición de *S. magellanicum*, sino a la sobrevivencia y presencia en el tiempo de los diferentes propágulos de dispersión después de su secado al sol sobre mallas levantadas del suelo, en un proceso previo a su comercialización.

Si a pesar de la metodología, comparamos los géneros encontrados con los de Thormann *et al.*, 2001 observamos una buena coincidencia en la presencia de algunos de ellos, pero con una mayor diversidad en nuestros aislamientos (31 géneros), con un buen porcentaje de taxa que se han aislado consistentemente en tierras de turberas en el mundo por su tolerancia a bajos pH y temperaturas, condiciones de suelos inundados y capacidades enzimáticas (grupos funcionales) de utilizar fuentes carbonadas, pectinas, celulosa, gelatina y almidón pero con escasa capacidad de utilizar ácido tánico (Thorman *et al.*, 2001, 2003; Swift, 2005).

Las especies aisladas a temperaturas de incubación de 25°C (año 2007), que representaron casi un tercio de la comunidad especialmente en agar Sabouraud, fueron las integrantes de los Mucorales, siguiéndole en importancia las especies de *Penicillium*, *Trichoderma* y *Cladosporium*, todos habitantes comunes del suelo o material vegetal senescente (Domsch *et al.*, 1980). La presencia esporádica de *Geomyces pannorum* (Onygenales), *Gelasinospora caulospora* (Sordariales), *Aspergillus fumigatus* (Eurotiales) y *Botrytis cinerea* (Leotiales), también se asocia a los diversos hábitat del suelo y los 3 primeros no parecen ser comunes en *Sphagnum* (Thormann *et al.*, 2001, 2003, 2004), así como otros que deben su presencia posiblemente a cambios vegetacionales en la turbera (Artz *et al.*, 2007) o al manejo de este musgo para su traslado comercial a otras zonas ecológicas.

En la micota obtenida un año después (2008), se observó una disminución en el número de géneros y especies, pero con notables aumentos del porcentaje de *A. fumigatus* complex, *G. caulospora* y *T. harzianum*

complex (Tabla.1). Esta situación, puede asociarse a los efectos inhibitorios sobre la esporulación fúngica de los componentes de este musgo en el tiempo en parte de la micota presente (Tadesse, 2002) y a la mayor capacidad de sobrevivencia de sus mito y meiosporas durante el almacenaje, lo que podría ser una desventaja para las especies de *Mucorales* y *Penicillium* que disminuyeron su presencia y la ausencia de *Cladosporium*. Sin embargo, *Rhizopus stolonifer* y *R. oryzae*, sólo se presentaron después del almacenaje en el tiempo.

La clara disminución de taxa en el substrato cultivado a 35°C, en las 2 muestras (año 2007), favoreció solo el crecimiento de pocas especies mesófilas y termotolerantes, con notable aumento de *A. fumigatus*, *T. longibrachiatum* y algunos integrantes del género *Penicillium* (mayoritariamente del subgénero *Penicillium*). *A. fumigatus* es un reconocido termotolerante que crece a una temperatura óptima de 45° con máxima de 53° y una mínima 11°C (Samson *et al.*, 2007) y *T. longibrachiatum* (sección *Longibrachiatum*), crece y produce la mayor cantidad de conidios entre los 30-40°C (Samuels *et al.*, 1998). De estas 2 últimas especies oportunistas *A. fumigatus* principalmente, es el causante común de varias infecciones en el hombre y los animales y *T. longibrachiatum* se considera entre los hongos emergentes que presentan manifestaciones clínicas diversas, en especial peritonitis debido a diálisis peritoneal (De Hoog *et al.*, 2000; Kredics *et al.*, 2003).

Los aislamientos de *A. fumigatus* fueron variables en su macro y micromorfología, lo que dificulta su diferenciación solamente en base a datos fenético de las otras especies estrechamente relacionadas, situación que es comentada por Samsom *et al.* (2006, 2007). Sin embargo, *A. fumigatus* se caracteriza por sus vesículas subclavadas, mientras *A. lentulus*, *A. fumigatiiformis*, *A. novofumigatus* y *A. turcosus* tienen usualmente vesículas globosas. *A. fumigatus* crece a 50°C pero no a 10°C. y *A. turcosus* lo hace a 10°C y también a 50°C. Al comparar las cepas aisladas, varias presentaron una mezcla de vesículas clavadas a esféricas (Fig. 1A) y los rangos de sus diámetros junto con los conidióforos (datos no incluidos) fueron variables, pero no permitieron una clara diferenciación de los integrantes del complex *A. fumigatus*.

Genéticamente *A. fumigatus* parece ser una especie muy homogénea claramente separada de otras relacionadas cuando se emplean secuencias de genes que incluyen b-tubulina, actina y calmodulina. Es por esto que el empleo de la secuencia de multigenes es una determinante crítica para la delimitación del complex *A. fumigatus* (Samsom *et al.*, 2006, 2007).

Se destaca la capacidad de sobrevivencia de *Amphobotrys ricini*, anamofa de *Botryotinia ricini*

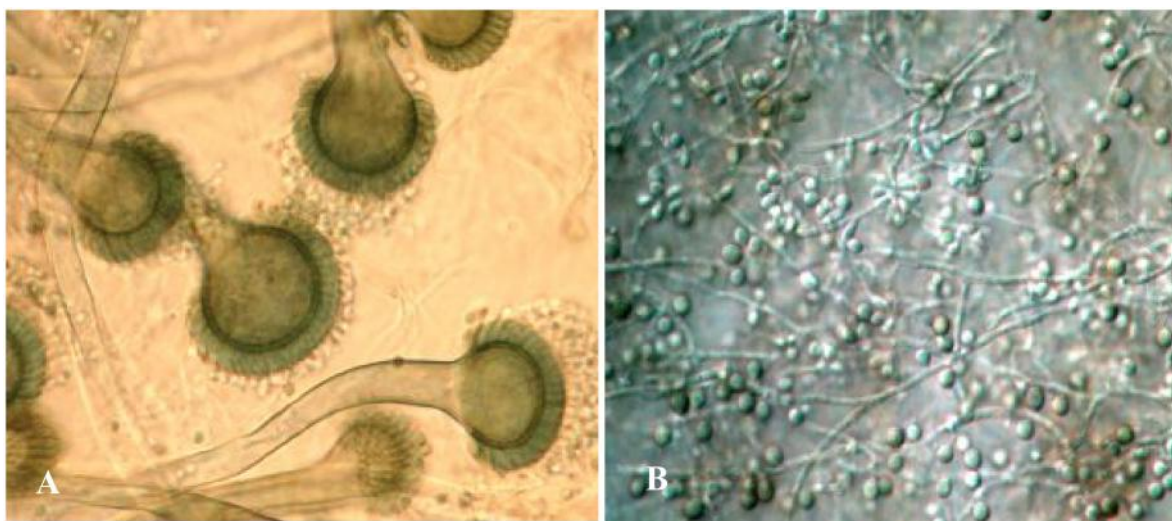


Figura 1. A.-Forma de las vesículas de algunos de los integrantes del complejo *Fumigatus* aisladas en *S. magellanicum* y recubrimiento por las filides de las 2/3 de éstas. B.- Conidios simpodiales hialinos y aleuroconidios dematiáceos de *S. schenckii* complex, aislado en *Eucalyptus*.

(Godfrey)Whetzel (Sclerotinaceae), el moho gris agente causal del daño de inflorescencias y semillas de la oleaginosa llamada higuera (*Ricinus communis* L.) y la presencia en la muestra 2 de un aislamiento de *Neosartorya quadricincta* (anamorfo *A. quadricingens*. Kozak.) Esta última especie no parece haberse aislado en el cono sur de Sudamérica (Samson *et al.*, 2007) y se describe su morfología en resultados, destacando que este ecotipo presentó ascosporas levemente mayores a las señaladas en la bibliografía (Fig. 2).

La ausencia de miembros de las **Ophiostomatales**, en especial de los integrantes del complex *Ophiostoma stenoceras-Sporothrix schenckii* (de Meyer, 2008), es una situación que debe considerarse con cautela debido a que se han analizado solo partes del área de crecimiento de *S. magellanicum*, por lo que no podemos aseverar su total ausencia. En Chile, sólo en la zona central, se han detectado 2 casos autóctonos de esporotricosis en el hombre, entre los años 1950 y 1984 (en Piontelli, 1995), recientemente se ha detectado un caso en un agricultor en Santiago (M.C Díaz, comunicación personal) y otro caso desde lesiones nasales en un canino (Muñoz *et al.* 2006), así como su aislamiento como agente saprófito en uñas de gato (Thomson & Cerda, 2008). Sin embargo, en todos ellos se desconocen las fuentes de infección. Otra posible evidencia de la presencia de este complejo en esta última zona, fué detectada en especies de *Eucalyptus* y asociada a un coleóptero (*Ectinogoniua buquetti* Spin.), sin poder obtenerse la cepa pura por estar mezclada con *O. stenoceras*. Sin embargo, por el tamaño y la abundante producción de sus conidios sésiles oscuros (Fig 1B), puede ser sugerente

de *S. brasiliensis* (Piontelli *et al.*, 2006 ; Marimón *et al.*, 2007).

En la actualidad la esporotricosis se ha detectado en muchos países y algunas de sus regiones son consideradas endémicas para este agente infeccioso, principalmente en USA, Canadá, Japón, Sudáfrica, India, Australia, México, Uruguay, Brasil, Argentina, Colombia, Perú y Guatemala. La adquisición del agente causal según la literatura, proviene desde varios ambientes naturales, tales como: el suelo, restos de plantas, musgos (*Sphagnum*), plantas exóticas, espinas, tallos de rosas, madera, heno, aire, agua, insectos y otras fuentes. Incluso varios animales domésticos y roedores son portadores de este hongo, entre ellos gatos y perros, pero no se consideran como reservorios naturales; por esta razón, la esporotricosis se asocian con actividades en ambientes externos relacionadas con: floristas, agricultores, jardineros, trabajadores de viveros de plantas, leñadores, etc., donde al parecer, el sustrato muerto de *Sphagnum* (Zhanf & Andrews, 1993), se considera entre los hábitat más comunes y por ende una fuente de contagio humana y animal para este hongo dimórfico (Powell *et al.*, 1978; Travassos & LLoyd, 1980 Dixon *et al.*, 1991; Vismar & Hull, 1997; Jaffar *et al.*, 1998; Lopes-Bezerra, 2006; Mehta *et al.*, 2007)

Mediantes estudios moleculares se ha demostrado que la estructura de la población de *S. schenckii*, está integrada filogenéticamente por un conjunto de varias especies (más de 5 especies putativas) prevalentes en distintas áreas geográficas, que pueden incluso identificarse sólo con técnicas morfofisiológicas (Marimón *et al.*, 2006-2007; O'Reilly & Atman, 2006). De Meyer *et al.* (2008), mediante estudios taxonómicos y filogénicos,

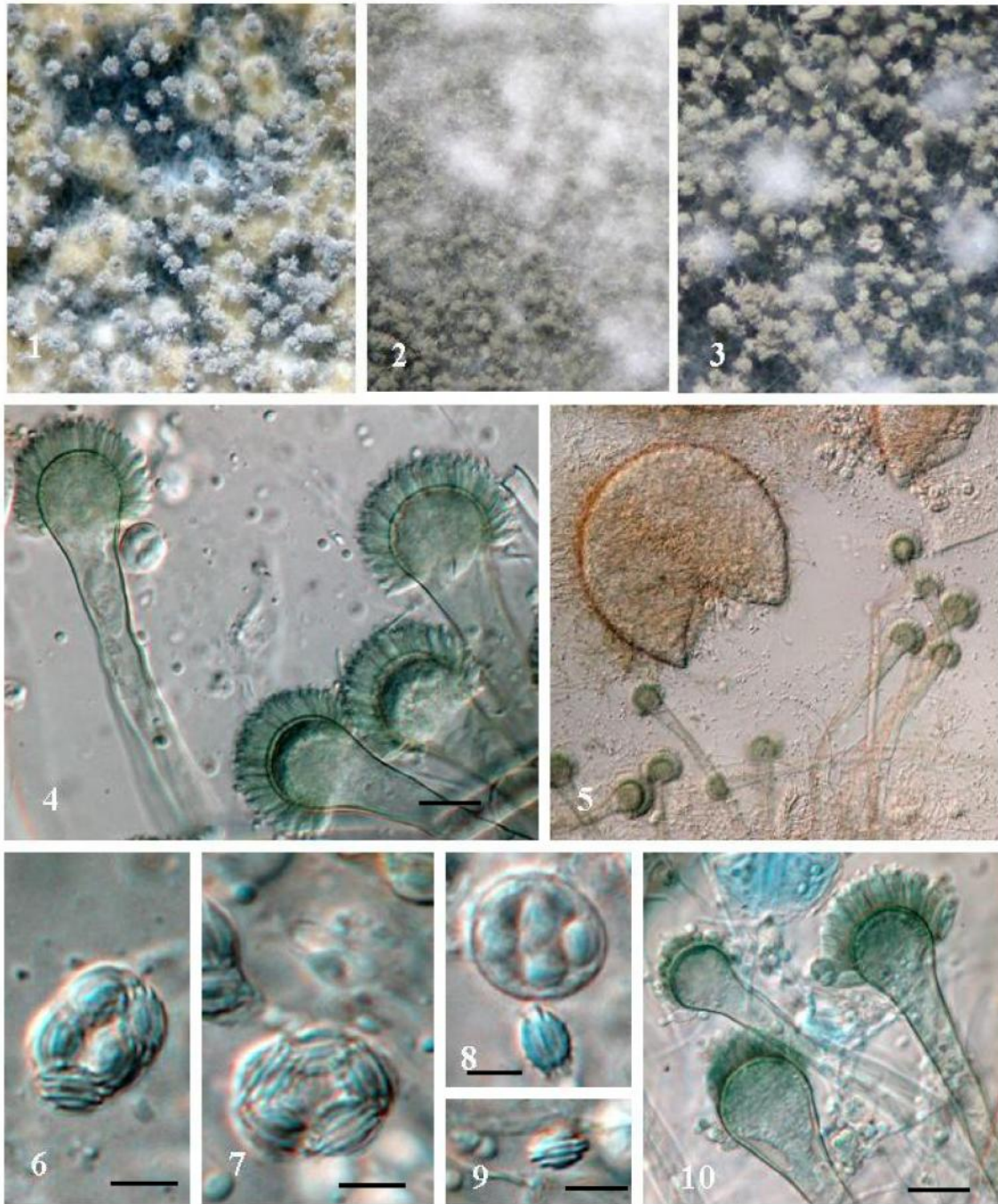


Figura 2. *Neosartorya quadricincta*. 2,1-2, 2-2,3.- Holomorfo en cultivo en OA, CYA, MA. 2,4.- Conidióforos, vesículas, fiálides, conidios y un asco en OA. 2,5.- Ascoma, ascos y anamorfo en OA. 2,6-2,7-2,8-2,9.- Asco y ascosporas mostrando las 2 crestas prominentes y las 2 bandas laterales. En 2,8.- Se aprecia al mismo tiempo la rugosidad de la ascospora en vista lateral. 2,10.- Conidióforos, vesículas, fiálides, conidios en MA. Barra = 10 μ m

describieron 3 nuevas especies en el complex *O.stenoceras-S.schenckii*, desde la madera y el suelo, confirmando al mismo tiempo que las cepas patógenas en humanos forman un conjunto de varias especies crípticas.

La ausencia de patógenos primarios en *S. magellanicus* del complejo *S.schenckii* en las zonas muestreadas, es una situación favorable desde el punto de vista de un sustrato considerado una fuente de infección en varias partes del mundo. A pesar de lo limitado de nuestro muestreo, aporta nueva información sobre la riqueza de sus propágulos como remanentes de posibles grupos funcionales fúngicos asociados a este musgo. Con referencia a su importancia en salud pública y debido a las particulares propiedades físicas que exhibe este sustrato deben tomarse precauciones en su manejo y distribución comercial en Chile, debido a la sobrevivencia en el tiempo de ciertos hongos oportunistas, en especial los integrantes del complejo *A. fumigatus*.

Agradecimientos. Se agradece al Sr. Oscar Castro de la ciudad de Teguvalda (Comuna de Fresia) la gentileza de haber proporcionado toda la muestra 1.

REFERENCIAS

- Aerts, R.; Verhoeven, J.T.A. & Whigham, D. F.** (1999). Plant-mediated controls on nutrient cycling in temperate fens and bog. *Ecology* 80:2170-2181
- Andrus, R. E.** (1986). Some Aspects of *Sphagnum* ecology. *Can. J. Bot.* 64:416-426
- Artz, R. R.; Anderson, I. C.; Chapman, S. J.; Hang, A.; Schloter, M.; Potts, J.M.; Campbel, C.D.** (2007). Changes in fungal community composition in response to vegetation succession during the natural regeneration of cutover peatland. *Microbial ecology* 54:508-522
- Asakawa, Y.** (1990). Biologically active substances from bryophytes. In: Chopra, R.N. & Bhatla, S.C. (eds.) *Bryophyte development: Physiology and biochemistry*, CRC Press, Ann. Arbor. pp. 259-287
- Damman, A.** (1978). Distribution and movement of elements in ombrotrophic peat bogs. *Oikos* 30:480-495
- Diaz, M. F. & Armesto, J.** (2007). Limitantes físicos y bióticos de la regeneración arbórea en matorrales sucesionales de la Isla Grande de Chiloé, Chile. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, 80:13-26.
- Dixon, D.M.; Salkin, I.F.; Dunca, A.; Hurd, N.J.; Haines, J.H.; Kemna, M.E.; Coles, F.B.** (1991). Isolation and characterization of *Sporothrix schenckii* from clinical and environmental sources associated with the largest US epidemic of sporotrichosis. *J. Clin. Microbiol.* 29:1106-1113
- de Beer, W.W.; Harrington, T.C.; Vismer, H.; Wingfield, B.D.; Wingfield, M.J.** (2003). Phylogeny of the *Ophiostoma stenoceras-Sporothrix schenckii* complex. *Mycologia* 95:434-441
- de Hoog, G.S.; Guarro, J.; Gené, J & Figueras, M.J.** (2000). *Atlas of clinical fungi*, 2° Edition, CBS & Universitat Rovira i Virgili
- de Meyer, E.M.; Summerbel, R.C.; Moharram, A.M.; de Hoog, G.S.; Vismer, H.F.; Wingfield, M.J.** (2008). Taxonomy and phylogeny of new wood-and soil-inhabiting *Sporothrix* species in the *Ophiostoma stenoceras-Sporothrix schenckii* complex. *Mycologia* 100:647-661
- Dollenz, O.** (1982). Fitosociología de la Reserva Nacional Magallanes. I. Relevamientos en el área del Cerro Mirador-Río de las Minas. *Anales Inst. Patagonia (Chile)* 13:171-181
- Domsch, K.H.; Gams, W. & Anderson T-H.** (1980). *Compendium of soil fungi*. Vol I. Academia Press, London.
- Felix, H.** (1988). Fungi on briophytes, a review. *Botanica Helvetica* 98:239-269
- Figueroa, H.; San Martín, C. & Ramírez, C.** (1999). Análisis multivariable de la vegetación de un complejo turberas en Cordillera Pelada (Valdivia, Chile). *Lazaroa* 20:95-106
- Frank, J-P.** (2008). Diversity, dispersal and biogeography of bryophytes (mosses). *Biodivers. Conserv.* 17:277-284
- Frankland, J.C.** (1974). Decomposition of coger plants. In: Dickinson, C.H. & Pugh, G.J.F. (eds.) *Biology of plant litter decomposition* Vol I. Academic Press, N.Y. pp.3-36
- Gams, W. & Bisset, J.** (1998). Morphology and identification of *Trichoderma*. In: Kubicek, C.P. & Harman, G.E. (Eds.), *Trichoderma and Gliocladium* Vol. 1. Basic Biology, Taxonomy and Genetic. Taylor & Francis Ltd. London. pp 3-34
- Hambleton, S.; Tsuneda, A. & Currah, R.S.** (2003). Comparative morphology and phylogenetic placement of two microscleotial black fungi from *Sphagnum*. *Mycologia* 95: 959-975
- Jaffar, A.; Al-Tawfig. & Wools, K.K.** (1998). Disseminate sporotrichosis and *Sporothrix schenckii* fungemia as the initial presentation of human immunodeficiency virus infections. *Clin. Inf. Dis.* 26:1403-1406
- Klich, M.** (2002). Identificatiob of common *Aspergillus* species CBS Biodiversity Series, Utrecht.
- Kredics L.; Antal, Z.; Dóczy, I.; Manczinger, L.; Kevei, F.; Nagy, E.** (2003). Clinical importance of the genus *Trichoderma*. A review. *Acta Microbiol. Immunol. Hung.* 50:105-17
- Lopes-Bezerra, L.M.; Schubach, A. & Costa, R.O.** (2006). *Sporothrix schenckii* and sporotrichosis. *Anais Acad. Brasil. Cienc.* 78:293-308
- Marimon, R.J.; Gene, J.; Cano, J.; Trilles, L.; Dos Santos M.-L.; Guarro, J.** (2006). Molecular phylogeny of *Sporothrix schenckii*. *J. Clin. Microbiol.* 44:3251-3256
- Marimon, R.J.; Cano, J.; Gene, J.; Sutton, D.A.; Kawasaki, M.; Guarro, J.** (2007). *Sporothrix brasiliensis, S.globosa* and *S. mexicana*, Three new *Sporothrix* species of clinical interest. *J. Clin. Microbiol.* 45:3198-3206
- Markus, N.; Currah, R.S. & Bayley, S.E.** (2002). The relative

- ability of fungi from *Sphagnum fuscum* to decompose selected carbon substrates. *Can. J. Microbiol* 48:204-211
- Markus, N.; Currah, R.S. & Bayley, S.E.** (2004). Patterns of distribution of microfungi in decomposing bog and fen plants. *Can. J. Bot.*82: 710-720
- Matteri, C.M.** (1998). La diversidad biológica (o sobre como y por qué proteger los musgos). *Revista Ciencia Hoy.* 46:14-19
- Mehta, K.I.S.; Sharma, N.L.; Kanga, A.K.; Mahajan, V.K.; Ranjan, N.** (2007). Isolation of *Sporothrix schenckii* from environmental sources of cutaneous sporotrichosis patient in Himachal Pradesh, India: results of a pilot study. *Mycoses* 50:495-501
- Moreau, P-A.** (2002). Analyse écologique et patrimoniale des champignons supérieurs dans les tourbières des Alpes du Nord. These pour Diplôme de Doctorat, Université de Savoie, France
- Multistate outbreak of sporotrichosis in seedling handlers** (1988). *MMWR Morb. Mortal Wkly. Rep.*37:652-653
- Muñoz, L.; Anticevic, S.; Silva, V. & Thompson, P.** (2006). Primer caso de esporotricosis nasal en un canino en Santiago. XX Congr. Panamericano de Ciencias Veterinarias. Santiago 13-16 Nov.
- O'Reilly, L.C. & Altman, S.A.** (2006). Macrorestriction analysis of clinical and environmental isolates of *Sporothrix schenckii*. *J. Clin. Microbiol.* 44:2547-2552
- Piontelli, E.** (1995). Historia de la micología chilena. *Rev. Iberoam. Micol.* 12:86-89
- Piontelli, E.; Palma, M.A. & Torelli, L.** (2006). *Ectinogonia buquetii* Spinola (Coleoptera) vector de *Ophiostoma stenoceras* (Robak) Malin & Nannf. En bosques de *Eucalyptus* de la V Región. *Boletín Micológico* 21:63-60
- Pitt, J.I.** (2000). A laboratory guide to common *Penicillium* species. Food Sciences. Australia, Third edition.
- Powell, K. E.; Taylor, A.; Phillips, B. J.; Blakey, D. L.; Campbell, G. D.; Kaufman, L. Kaplan, W.** (1978). Cutaneous sporotrichosis in forestry workers. Epidemic due to contaminated *Sphagnum* moss *Jama* 240:232-235
- Ramírez, G.C.** (1990). El musgo *Sphagnum magellanicum* en Chile y su comparación con una muestra neozelandesa. Informe técnico. Universidad Austral de Chile, Valdivia, Chile. 1990.
- Redhead, S.A.** (1981). Parasitism of bryophytes by agarics. *Can. J. Bot.* 59:63-67
- Rice, A.V.; Tsuneda, A. & Currah, R.S.** (2006). In vitro decomposition of *Sphagnum* by some fungi resembles white rot of wood. *FEMS Microbiol. Ecol.* 56: 372-382
- Samuels, G.J.; Petrini, O.; Kuhls, K.; Lieckfeldt, E.; Kubicek, C.P.** (1998). The *Hypocrea schweiniützi* complex and *Trichoderma* sect. Longibrachiatum. *Stud. Mycol* 41
- Samson, R.A.; Hong, S-B. & Frisvad, J.C.** (2006). Old and new concepts of species differentiation in *Aspergillus*. *Medical Mycology (Supplement I)* 44:S133-S148
- Samson, R.A.; Hong, S-B.; Peterson, S.W.; Frisvad, J.C.; Varga, J.** (2007). Polyphasic taxonomy of *Aspergillus* section *Fumigati* and its teleomorph *Neosartorya*. *Studies in Mycology* 59:147-207
- Swifts, M.** (2005). human impacts on biodiversity and ecosystem service: An overview. In: *The fungal community Its Organization and role in the ecosystem.* Dighton, J, White, J.F., Oudemans, P. (eds.) Taylor & Francis, Third edition. pp.627-641
- Tadesse, M.** (2002). Characterization and mode of action of natural plant product against fungal pathogens. Schaller, Aachen.
- Teneb, E. & Dollenz, O.** (2004). Distribución espacial de la flora, la humedad y el pH en un turbal de esfagno (*Sphagnum magellanicum* Brid.) en Magallanes, Chile. *An. Inst. Patag. (Chile)* 32:5-12
- Thomson, E. P. & Cerda, K. L.** (2008). Lo gatos como vectores de *Sporothrix schenckii*. en congreso de AVEACA, Buenos aires 14 y 15 de agosto.
- Thorman, M.N.; Currah, R.S. & Bayley, S.E.** (2001). Microfungi isolated from *Sphagnum fuscum* from a southern boreal bog in Alberta, Canada. *Bryologist* 104:548-559
- Thormann, M.N.; & Currah, R.S. & Bayley, S.E.** (2003). Succession of microfungal assemblages in decomposing peatland plants. *Plant and Soil* 250:323-333
- Thormann, M.N.; Bayley, S.E. & Currah, R.S.** (2004). Microcosm tests of the effects of temperature and microbial species number on the decomposition of *Carex aquatilis* and *Sphagnum fuscum* litter from southern boreal peatlands. *Canadian Journal of Microbiology* 250:793-802
- Thormann, M.N.** (2006). Diversity and function of fungi in peatlands: A carbon cycling perspective. *Can. J. Soil Sci.* 86:281-293
- Travassos, L.R. & Lloyd, O.** (1980). *Sporothrix schenckii* and related species of *Ceratocystis*. *Microbiol. Rev.* 44:683-721
- Tsuneda, A.; Chen, H.M. & Currah, R.S.** (2001). Characteristics of a disease of *Sphagnum fuscum* caused by *Scleroconidioma sphagnicola*. *Can. J. Bot.* 79:1217-1224
- Turetsky, M.R.; Wieder, R.K. & Vitt, D.H.** (2002). Boreal peatland C fluxes under varying permafrost regimes. *Soil Biol. Biochem.* 34:907-9012
- Turetsky, M.R.** (2003). The role of bryophytes in carbon and nitrogen cycling. *Bryologist* 106:395-409
- Vismer, H.F. & Hull, P.R.** (1997). Prevalence, epidemiology and geographical distribution of *Sporothrix schenckii* infections in Gauteng, South Africa. *Mycopathologia* 137:137-143
- Villaroel, M.; Biolley, E. & Yañez, E.** (2002) Caracterización química nutricional del musgo *Sphagnum magellanicum*. *ALAN* 52:393-399
- Zhang, X. & Andrews, J.H.** (1993). Evidence for growth of *Sporothrix schenckii* on dead but not living sphagnum moss. *Mycopathologia* 123:87-94