

PESQUISAS

BOTÂNICA, Nº 61

Ano 2010

FLOOD-TOLERANT TREES OF AMAZONIAN FLOODPLAINS ALSO
TOLERATE DROUGHT
PIA PAROLIN

LISTA DAS BRIÓFITAS (ANTHOCEROTOPHYTA, BRYOPHYTA,
MARCHANTIOPHYTA) DO RIO GRANDE DO SUL, BRASIL
JUÇARA BORDIN & OLGA YANO

ESTRUTURA DE MANGUEZAIS EM DIFERENTES ESTÁGIOS
SUCCESIONAIS NO ESTUÁRIO DO RIO PIAUÍ, SERGIPE-BRASIL
RICARDO V. KILCA, MALCON DO P. COSTA, ROSELAINÉ R. ZANINI, FABRÍCIO A. CARVALHO
& ADNILTON F. DA COSTA

ESTRUTURA POPULACIONAL DE LYCHNOPHORA PINASTER MART. EM
UM TRECHO DE CAMPO RUPESTRE NO SUL DE MINAS GERAIS, BRASIL
ÉCIO SOUZA DINIZ, ANA PAULA PAVANELLI & FLÁVIO JOSÉ SOARES JÚNIOR

ANÁLISE DA DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA DA FAMÍLIA
CARYOPHYLLACEAE NO RIO GRANDE DO SUL
MARIA SALETE MARCHIORETTO, VINÍCIUS LEÃO DA SILVA & CÁSSIA CRISTIANE DA
CONCEIÇÃO BITENCOURT

PADRÃO DE DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DE SAMAMBAIAS NO INTERIOR
FLORESTAL DO PARQUE NATURAL MUNICIPAL DA RONDA, RIO GRANDE
DO SUL, BRASIL
MAGALI BLUME, CILIANA RECHENMACHER & JAIRO LIZANDRO SCHMITT

ANÁLISE FLORÍSTICA E ECOLÓGICA DAS SAMAMBAIAS E LICÓFITAS DA
PRINCIPAL NASCENTE DO RIO PINDAÍBA, MATO GROSSO
FRANCISCO DE PAULA ATHAYDE FILHO & MARIA PIEDADE PEREIRA FELIZARDO

REPRESENTATIVIDADE DA BASE AMOSTRAL DA PTERIDOFLORA DO
ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL (BRASIL) E NOVOS REGISTROS DE
DISTRIBUIÇÃO
MICHELLE H. NERVO, PAULO G. WINDISCH & MARIA LUISA LORSCHBITTER

REGENERAÇÃO NATURAL EM UM REMANESCENTE DE FLORESTA
OMBRÓFILA MISTA, NA FLORESTA NACIONAL DE SÃO FRANCISCO DE
PAULA, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL

MARCELLE M. SILVA, GISLENE M. S. GANADE & ALBANO BACKES

DINÂMICA DA SERAPILHEIRA EM UM TRECHO DE FLORESTA ATLÂNTICA
SECUNDÁRIA EM ÁREA URBANA DO RIO DE JANEIRO

JOSÉ RAIMUNDO SILVADO PINTO DE ABREU, ROGÉRIO RIBEIRO DE OLIVEIRA & RITA DE
CÁSSIA MARTINS MONTEZUMA

SINOPSE COMENTADA DE SAPOTACEAE NO MUNICÍPIO DE RIO DAS
OSTRAS (RJ, BRASIL)

FLÁVIA MARIA DE ALMEIDA PALAZZO, ANTÔNIO DE OLIVEIRA DIAS NETO, MARIA HELENA
DURÃES ALVES MONTEIRO & REGINA HELENA POTSCHE ANDREATA

SINOPSE COMENTADA DE SMILACACEAE NAS RESTINGAS DE RIO DAS
OSTRAS (RJ, BRASIL)

ANTÔNIO DE OLIVEIRA DIAS NETO, FLÁVIA MARIA DE ALMEIDA PALAZZO, REGINA HELENA
POTSCHE ANDREATA & MARIA HELENA DURÃES ALVES MONTEIRO

EFEITO DA ESTERILIZAÇÃO SOBRE O ESTABELECIMENTO DA CULTURA
IN VITRO DE ROSMARINUS OFFICINALIS LINN. (LAMIACEAE)

DAIANE TRINDADE COSTA & ANNETTE DROSTE

IMPACTOS DAS MUDANÇAS CLIMÁTICAS NA BIODIVERSIDADE

JOSAFÁ CARLOS DE SIQUEIRA SJ

NOTA SOBRE A OCORRÊNCIA DE UMA POPULAÇÃO DE TRITHRINAX
BRASILIENSIS MARTIUS (ARECACEAE) NO VALE DO RIO PARDO, RIO
GRANDE DO SUL, BRASIL.

RAFAEL BARBIZAN SÜHS & JAIR PUTZKE

NOTA SOBRE A OCORRÊNCIA DE CROTON CAJUÇARA BENTH.
(EUPHORBIACEAE) PARA O ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL

FRANCISCO SOARES SANTOS FILHO

PESQUISAS

BOTÂNICA, N°61

Ano 2010

APRESENTAÇÃO	5
FLOOD-TOLERANT TREES OF AMAZONIAN FLOODPLAINS ALSO TOLERATE DROUGHT - PIA PAROLIN	7
LISTA DAS BRIÓFITAS (ANTHOCEROTOPHYTA, BRYOPHYTA, MARCHANTIOPHYTA) DO RIO GRANDE DO SUL, BRASIL - JUÇARA BORDIN & OLGA YANO	39
ESTRUTURA DE MANGUEZAIS EM DIFERENTES ESTÁGIOS SUCESSIONAIS NO ESTUÁRIO DO RIO PIAUÍ, SERGIPE-BRASIL - RICARDO V. KILCA, MALCON DO P. COSTA, ROSELAINE R. ZANINI, FABRICIO A. CARVALHO & ADNILTON F. DA COSTA	171
ESTRUTURA POPULACIONAL DE LYCHNOPHORA PINASTER MART. EM UM TRECHO DE CAMPO RUPESTRE NO SUL DE MINAS GERAIS, BRASIL - ÉCIO SOUZA DINIZ, ANA PAULA PAVANELLI & FLÁVIO JOSÉ SOARES JÚNIOR	191
ANÁLISE DA DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA DA FAMÍLIA CARYOPHYLLACEAE NO RIO GRANDE DO SUL - MARIA SALETE MARCHIORETTO, VINÍCIUS LEÃO DA SILVA & CÁSSIA CRISTIANE DA CONCEIÇÃO BITENCOURT	205
PADRÃO DE DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DE SAMAMBAIAS NO INTERIOR FLORESTAL DO PARQUE NATURAL MUNICIPAL DA RONDA, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL - MAGALI BLUME, CILIANA RECHENMACHER & JAIRO LIZANDRO SCHMITT	219
ANÁLISE FLORÍSTICA E ECOLÓGICA DAS SAMAMBAIAS E LICÓFITAS DA PRINCIPAL NASCENTE DO RIO PINDAÍBA, MATO GROSSO - FRANCISCO DE PAULA ATHAYDE FILHO & MARIA PIEDADE PEREIRA FELIZARDO	229
REPRESENTATIVIDADE DA BASE AMOSTRAL DA PTERIDOFLORA DO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL (BRASIL) E NOVOS REGISTROS DE DISTRIBUIÇÃO - MICHELLE H. NERVO, PAULO G. WINDISCH & MARIA LUISA LORSCHETTER	245

REGENERAÇÃO NATURAL EM UM REMANESCENTE DE FLORESTA OMBRÓFILA MISTA, NA FLORESTA NACIONAL DE SÃO FRANCISCO DE PAULA, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL - MARCELLE M. SILVA, GISLENE M. S. GANADE & ALBANO BACKES	259
DINÂMICA DA SERAPILHEIRA EM UM TRECHO DE FLORESTA ATLÂNTICA SECUNDÁRIA EM ÁREA URBANA DO RIO DE JANEIRO - JOSÉ RAIMUNDO SILVADO PINTO DE ABREU, ROGÉRIO RIBEIRO DE OLIVEIRA & RITA DE CÁSSIA MARTINS MONTEZUMA.....	279
SINOPSE COMENTADA DE SAPOTACEAE NO MUNICÍPIO DE RIO DAS OSTRAS (RJ, BRASIL) - FLÁVIA MARIA DE ALMEIDA PALAZZO, ANTÔNIO DE OLIVEIRA DIAS NETO, MARIA HELENA DURÃES ALVES MONTEIRO & REGINA HELENA POTSCH ANDREATA.....	293
SINOPSE COMENTADA DE SMILACACEAE NAS RESTINGAS DE RIO DAS OSTRAS (RJ, BRASIL) - ANTÔNIO DE OLIVEIRA DIAS NETO, FLÁVIA MARIA DE ALMEIDA PALAZZO, REGINA HELENA POTSCH ANDREATA & MARIA HELENA DURÃES ALVES MONTEIRO	307
EFEITO DA ESTERILIZAÇÃO SOBRE O ESTABELECIMENTO DA CULTURA IN VITRO DE ROSMARINUS OFFICINALIS LINN. (LAMIACEAE) - DAIANE TRINDADE COSTA & ANNETTE DROSTE.....	315
IMPACTOS DAS MUDANÇAS CLIMÁTICAS NA BIODIVERSIDADE - JOSAFÁ CARLOS DE SIQUEIRA SJ	325
NOTA SOBRE A OCORRÊNCIA DE UMA POPULAÇÃO DE TRITHRINAX BRASILIENSIS MARTIUS (ARECACEAE) NO VALE DO RIO PARDO, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL. - RAFAEL BARBIZAN SÜHS & JAIR PUTZKE.....	330
NOTA SOBRE A OCORRÊNCIA DE CROTON CAJUCARA BENTH. (EUPHORBIACEAE) PARA O ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL - FRANCISCO SOARES SANTOS FILHO	333

APRESENTAÇÃO

Neste número de Pesquisas, Botânica, em vez de um, apresentamos dois trabalhos de maior extensão e abrangência, um sobre a Amazônia e outro sobre o Rio Grande do Sul.

Introduz o volume uma resenha de Pia Parolin, na qual reúne os dados que ajudam a entender as diferentes respostas à seca de árvores primariamente resistentes a inundações, na planície de inundação da Amazônia Central. A introdução do trabalho mostra brevemente os parâmetros hidrológicos e edáficos típicos das planícies de inundação da Amazônia Central. Segue a descrição dos traços fenológicos, anatômicos e fisiológicos de espécies das planícies de inundação que servem para atenuar a secura, bem como as estratégias de germinação, mortalidade e sobrevivência frente ao risco de dessecação. Finalmente vêm descritas as estratégias de tolerância e evitação da seca e os efeitos potenciais de mudanças climáticas sobre a composição das espécies em florestas da planície de inundação da Amazônia Central.

O segundo grande trabalho é uma lista das briófitas do Rio Grande do Sul, assinado por Juçara Bordin e Olga Yano, compilada a partir dos dados disponíveis na literatura. A lista contém 760 táxons, em 93 famílias e 250 gêneros. Nesta lista, Anthocerotophyta está representada por quatro táxons, distribuídos em duas famílias e três gênero; Marchantiophyta, por 220 táxons, 29 famílias e 69 gêneros; Bryophyta por 536 táxons, 62 famílias e 178 gêneros. Para cada táxon é apresentada a distribuição geográfica brasileira e para o Rio Grande do Sul a indicação dos municípios e localidades em que o táxon ocorre.

As demais contribuições tratam de aspectos da vegetação no Nordeste, no Centro-Oeste, no Sudeste e no Sul do Brasil, em trabalhos de abrangência menor, sinopses, notas ou comentários.

Do Nordeste há um estudo da estrutura dos manguezais do Rio Piauí, Sergipe, além de uma nota sobre a ocorrência de *Cróton cajucara* Benth. no Piauí. Do Mato Grosso, uma análise florística e ecológica das samambaias e licófitas da principal nascente do Rio Pindaíba. De Minas Gerais, um estudo da estrutura populacional de *Lychnophora pinaster* Mart. em um trecho de campo rupestre. Do Rio de Janeiro, um estudo sobre a dinâmica da serapilheira em trecho de Floresta Atlântica secundária em área urbana, e sinopses comentadas sobre Smilacaceae e Sapotaceae em Rio das Ostras. Do Rio Grande do Sul há trabalhos sobre distribuição geográfica da família Caryophyllaceae no estado, sobre padrão de distribuição espacial de samambaias no Parque Natural Municipal da Ronda, sobre representatividade da base amostral da pteridoflora do estado, sobre regeneração natural em Floresta Ombrófila Mista, sobre a ocorrência de uma população de *Trithrinax brasiliensis* Martius no vale do Rio Pardo, sobre efeito da esterilização na cultura *in vitro* de *Rosmarinus officinalis* Linn.

O volume ficou rico e variado.

O Editor

PESQUISAS, BOTÂNICA

FLOOD-TOLERANT TREES OF AMAZONIAN FLOODPLAINS ALSO TOLERATE DROUGHT

Pia Parolin¹

Resumo

Na planície amazônica, as árvores estão regularmente sujeitas a períodos de inundação que variam do encharcamento da rizosfera até a submersão da planta toda. Entretanto, a falta de água durante alguns períodos do ano também pode afetar intensamente o crescimento das árvores. A seca é especialmente crítica para o estabelecimento de plântulas, pois as condições mais secas prevalecem quando as águas baixam e o estabelecimento ocorre. Diante as mudanças climáticas, aumentos na frequência e intensidade de períodos secos justificam uma análise das respostas das árvores a estes drásticos eventos. A presente resenha visa reunir os dados que nos permitam entender as diferentes respostas à seca de árvores primariamente resistentes a inundações.

Palavras chave: tolerância a inundação, submersão, respostas à seca, florestas tropicais, estabelecimento de plântulas.

Abstract

In the Amazonian floodplains, trees are subjected to regular periods of flooding which ranges from waterlogging of the rhizosphere to submergence of the whole plant. However, the lack of water during certain periods of the year can strongly affect tree growth as well. Drought is especially critical for seedling establishment, because the driest conditions prevail in the same time as flood waters recede and establishment takes place. In the light of climatic changes, increases in frequency and intensity of dry periods justify an analysis of tree responses to these drastic events. The present review aims at bringing data together which enables us to understand the different responses of primarily flood-resistant trees to drought.

Key words: flooding tolerance, submergence, drought responses, tropical lowland forests, seedling establishment

Introduction

Wetland forest ecosystems are maintained primarily by the nature of their hydrological regime, including both periods of wetting and drying. While the flood regime is recognized as a key driver of forest community dynamics and adaptive life history traits, dry periods can also play important roles in forested wetlands. In comparison to the abundant research on tree responses to flooding in wetland forest systems (e.g., Kozlowski, 1984; Vartapetian and Jackson, 1997; Visser *et al.*, 2003), the eco-physiological responses of floodplain species to drought has received less attention (but see Casanova and Brock, 2000; Elcan and Pezeshki, 2002; Lopez and Kursar, 2007). Additionally, the influence of drought in moist tropical forests has been a less obvious direction of research

¹University of Hamburg, Germany e-mail: pparolin@botanik.uni-hamburg.de

until recent attention to increasing drought frequency and severity associated with climate change patterns (Malhi and Wright, 2004; Marengo *et al.*, 2008). Emerging research suggests that the effects of drought may be severely underestimated for tropical forests worldwide (ter Steege 1994b; Engelbrecht *et al.*, 2007; Baltzer *et al.*, 2008; Poorter and Markesteijn, 2008) as well as for tropical forested wetlands (Casanova and Brock, 2000; Lopez and Kursar, 2007a). Comparative research from the tropics is needed to broaden the understanding of plant responses to overlapping stresses and how diverse tropical forest communities might reflect those species-specific responses (Engelbrecht *et al.*, 2007).

An extensive literature is available on the physiological plant responses to drought (Kozlowski and Pallardy, 2002; McDowell *et al.*, 2008), flooding (Kozlowski, 1984; Crawford, 1996; Visser *et al.*, 2003; Jackson and Colmer, 2005; Jackson *et al.*, 2009), and anaerobic stress (Vartapetian and Jackson, 1997). There is a substantial growth of interest in species-based research on the physiological traits and genetic makeup that permit drought tolerance, as well as the ecological aspects of drought in plant community dynamics and species distributions. However, drought and flooding are rarely considered simultaneously, despite the occurrence of drought in wetland ecosystems (Streng *et al.*, 1989; Hall and Harcombe, 1998; Elcan and Pezeshki, 2002; Capon, 2007). A recent meta-analysis of Northern Hemisphere woody plant species addresses this gap, reporting simultaneous drought and waterlogging tolerance for only 2.6% of 806 northern hemisphere temperate shrub and tree species (Niinemets and Valladares, 2006). Such comparative studies support the broad hypothesis that woody plants have evolved tolerance for overlapping stresses, including flooding and drought, but that trade-offs exist (due to the physiological limitations that vary among species) that limit plant population growth and species diversity. To complement our understanding of plant responses to the overlapping physiological stresses of drought and flooding, further meta-analyses are needed for tropical forest species.

Amazonian floodplain forests (Figure 1) hold over one thousand species that have evolved a variety of adaptive responses to annual cycles of flooding and drying (Junk *et al.*, 1989; Parolin *et al.*, 2004; Wittman *et al.*, 2006). Seasonally flooded forests experience intra-annual fluctuations in wet and dry seasons, with water levels up to 12 m (Goulding *et al.*, 2003) and supra-annual droughts associated to El Niño climatic events (Walsh and Newberry, 1999; Schöngart and Junk, 2007; Marengo *et al.*, 2008). While the dry season provides a window of opportunity for plant colonization and growth on otherwise anaerobic floodplain soils, drought induces variable eco-physiological responses to water stress, resulting in differential mortality among species. Drought-induced responses among tropical woody species include desiccation avoidance strategies such as leaf shedding, reduction of leaf size, rapid closure of stomata, waxy leaf cuticles, and high allocation to root biomass relative to stems (Kozlowski and Pallardy, 2002). Floodplain trees may be unlikely to experience water stress in dry periods due to a shallow water table, yet high foliar evaporation rates may exceed root respiration rates for species without

tap roots. However, seedlings with shallow root systems may be particularly susceptible to drought on floodplain soils (Casanova and Brock 2000; Middleton 2000). As such, drought resistance may be as important as flooding tolerance for floodplain forest species composition. The present paper focuses specifically on floodplain tree response to the dry phase of the annual flooding cycle, thus complementing previous reviews addressing adaptive responses to flooding (Parolin *et al.*, 2004, 2010).

The role of drought in Central Amazonian floodplains has not been sufficiently explored, despite two decades of research on floodplain tree species responses to waterlogging and submergence (*e.g.*, Worbes, 1985; Meyer, 1991; Schlüter and Furch, 1992; Schlüter *et al.*, 1993; Waldhoff and Furch, 1998; De Simone *et al.*, 2002*a, b*; Gribel and Gibbs, 2002; Waldhoff *et al.*, 2002; Waldhoff and Furch, 2002; Parolin *et al.*, 2004; Ferreira *et al.*, 2005, 2007, 2009; Maia *et al.*, 2005; Oliveira-Wittmann, 2006; Parolin *et al.*, 2006; Piedade *et al.*, 2006; Wittmann *et al.*, 2006; Parolin *et al.*, in press *a, b, c*; Horna *et al.*, in press; Parolin, 2009). Within these studies, plant responses to drought do appear as single observations or as comparative treatments to flooding in field measurements and experiments. In the present review, we summarize these isolated results and observations to consolidate existing knowledge on adult and seedling ecophysiological responses to drought among woody Amazonian floodplain species, and their implications for species distribution. The focus lies on the nutrient-rich white-water floodplains, so-called *várzea*, and nutrient-poor blackwater floodplains, so-called *igapó*.

To address the role of drought in the ecophysiology of Amazonian floodplain tree species, we analyse the phenological, anatomical, and physiological responses to drought observed among trees and how drought influences the physiological performance, mortality and species distributions of trees and seedlings. Using available data from a range of publications, these questions are addressed to understand the role of drought for tree ecophysiology in comparison with flooding stress. The present paper first briefly introduces the hydrologic and edaphic parameters typical of Central Amazonian floodplains, followed by a descriptive section on the phenological, anatomical and physiological traits of floodplain species that may serve for drought alleviation as well as germination, mortality and survival strategies for desiccation avoidance. Finally, we discuss drought tolerance and avoidance strategies, and the potential effects of climatic change on species composition in Central Amazonian floodplain forests.

Precipitation, flooding regime, and soils of Central Amazon floodplains

Rainfall patterns. The broad-scale patterns of the East-West rainfall and dry season duration gradient in the Amazon Basin (Sombroek, 2001) may differ dramatically between upland and floodplain regions. In Central Amazonian floodplains, rainfall can be up to 45% less than in the surrounding uplands (Irion *et al.*, 1997), due to the effect of local river-breeze circulation away from water bodies and early-daytime ascending cloud-formation over forested uplands (Molion and Dallarosa, 1990; Sombroek, 2001). Remotely sensed data on

relatively low cloud cover over Amazon-Solimões River floodplains concur with previous observations, particularly during the dry season (Sioli, 1984). Decreased rainfall is not observed in all Amazon floodplains; in contrast, Lower Amazon floodplains at the Amazon-Tapajós River Confluence experience higher rainfall due to compensation for lower daytime rainfall by heavy nocturnal rainfall in floodplains (Fitzjarrald, 2008). This local-scale variation in precipitation regimes between floodplains and uplands may be crucial for understanding when trees may be subjected to drought conditions.

Rainfall recordings in the region of Manaus are among those best documented in the Amazon, with records dating back to 1902. The climate in Manaus is hot and humid, with a weak thermal periodicity (mean annual temperature 26.6°C) and high relative humidity (75.6% in September, 86.7% in April) (Salati and Marques, 1984; Ribeiro and Adis, 1984; Weischet, 1996). The warmest months are August to November (27.2-27.6°C), the coldest January through April (25.9-26.1°C). Precipitation is clearly periodic, with a rainy season from December to April and a dry season from June to October. Total rainfall in Manaus averages 2100 mm yr⁻¹, and in the dry months evaporation can exceed precipitation thus leading to drought events (Irion *et al.*, 1997). From precipitation records of 1966-1993, mean precipitation during the dry season (August-November) in Manaus is estimated at 357± 85 mm, of which more than 60% falls as heavy rain over less than 3 days (Junk and Krambeck, 2000). Mean monthly evaporation rates range from 40 mm during the rainy season to up to 90 mm during the dry season (Junk and Krambeck, 2000). Since all available physiological data on adult trees and seedlings were recorded in the vicinity of Manaus, the following climate, river level and soil data are presented from the Manaus region.

River water levels. The water-level gauge near the confluence of the Solimões and Negro Rivers represents the runoff correlated to the mean precipitation in a catchment area of approximately 3.0 million km², encompassing the Andean and western Amazon watershed (Richey *et al.*, 1989; Schöngart and Junk, 2007). The mean amplitude between annual flood minima and maxima of the Amazon River averaged 10.28 m in the period 1903-2006. The flood pulse is somewhat predictable: the maximum flood level occurs in 55% of years in late June (Irion *et al.*, 1997). Precipitation and water discharge of the major Amazonian rivers seem to be directly related to the El Niño Southern Oscillation (ENSO) (Adis and Latif, 1996; Marengo and Nobre, 2001). El Niño causes lower maximum flood-levels and prolonged dry periods, whereas La Niña events cause high flood-levels and longer flood periods (Ronchail *et al.*, 2005; Schöngart and Junk, 2007). The lowest maximum water-level in central Amazonia occurred during the strong El Niño event of 1926 at 21.76 m asl, almost 6 m lower than the average maximum water-level (27.72 m asl) (Schöngart and Junk, 2007). The last two decades have been marked by unusually strong El Niño events in 1982/83, 1997/98, prolonged dry periods from 1990-1995 and a recent severe drought in 2005 unrelated to El Niño (Marengo *et al.*, 2008). The increasing frequency and severity of droughts

(Table 1) has raised the question whether the human induced greenhouse effect strengthens the behaviour of the ENSO (Timmermann *et al.*, 1999; Houghton *et al.*, 2001; Trenberth, 2001). However, drought events are rarely a subject in literature. Droughts of varying intensity have occurred in the Amazon basin and in the floodplains in the past century, and are clearly natural events in floodplains, as indicated by reports of severe droughts in 1860 and in 1774 that had pronounced effects on the forest biome (Sombroek, 2001).

Soils and water availability. Amazonian floodplain soils are alluvial-hydromorphic, often lacking stable and defined horizons (Oliveira *et al.*, 2000). Where a marked dry season occurs, pockets of vertisols may also develop within the regularly inundated *várzea* (Roosevelt, 1980). Depending on water chemistry of the flooding rivers, soil types differ considerably in texture, porosity, nutrients, and moisture holding capacity. While nutrient-rich white-waters generally enrich alluvial soils or maintain comparatively high nutrient-levels, soils of nutrient-poor black-waters are leached with each flooding event. In white-water floodplain (*várzea*) forests, soil porosity averages 46%. Soils are silty, but sand and clay grain sizes may be prevalent, depending on the hydro-geomorphology, *e.g.*, distance of the site to the main river channel, and topographical position (Wittmann *et al.*, 2004). At the beginning of the dry season, plant growth can continue because of sufficient water availability in the soils. Root biomass and root production in *igapó* and *várzea* forest are mainly restricted to the upper 30 cm of the soil (Meyer, 1991; Worbes, 1997). Dry bulk density ranges between 1.3 and 1.6 g cm⁻³ on the Islands Marchantaria and Careiro in Central Amazonian floodplains near Manaus (3°15'S, 59°58'W, Oliveira *et al.*, 2000).

Soil water content in forested levees varied with depth and time, mainly influenced by rainfall and the flood pulse. During flood drawdown, in October, the mean water content of the soil profile varied between 23 and 33%, as compared to a mean water content of 33-42% (equivalent to 66-84% water filled pore space) after the onset of rain (Kreibich, 2002). Soils are driest in November/December (Worbes, 1986). Differences between soil layers are prominent, with the driest soils at 20-60 cm depth and the wettest layers below the water table at 300-450 cm depth (Worbes, 1986; Kreibich, 2002).

Tree responses to flooding

In response to waterlogging, trees form adventitious roots, lenticels, and stem hypertrophy (Parolin *et al.*, 2004). In stems and roots, aerenchyma is formed, and cell wall biopolymers such as suberin and lignin are deposited in the root peripheral cell layers (De Simone *et al.*, 2002a). Physiological adaptations include the induction of activity of fermentative enzymes such as alcoholdehydrogenase (ADH), lactate dehydrogenase (LDH), glutamate-pyruvate transaminiferase (GPT), and malate dehydrogenase (MDH) under anaerobic growth conditions (Schlüter and Furch, 1992; Schlüter *et al.*, 1993; De Simone *et al.*, 2002b). Other plant responses linked closely to submergence tolerance include a reduction of growth and metabolism, as well as leaf

shedding (Worbes, 1997; Schöngart *et al.*, 2002). Many species maintain their leaves without apparent damage for months or years despite prolonged submergence; some species may sprout new leaf buds and photosynthesize underwater (Parolin, 2009). Another response to submergence is the shift to anaerobic pathways in the leaves (Schlüter, 1989) and the formation of antioxidant compounds and vitamins in plant leaves that may minimize plant damage by alleviating oxidative challenge and organ damage under submersion (Oliveira-Wittmann, 2006).

Vegetative phenology and biomass allocation as responses to drought stress

Stress caused by drought occurs when water availability is deficient for plant metabolism (Lichtenthaler, 1998). In Amazonian floodplains, drought stress is mainly caused by low soil moisture availability and high evaporation rates during dry periods. In contrast to many other stress factors, drought stress does not start abruptly but increases over time (Larcher, 2001), emphasizing the importance of drought duration for plant survival.

Leaf shedding, wilting and flushing. In Central Amazonian floodplains trees often shed their leaves during the high water period (Parolin *et al.*, 2002a; Schöngart *et al.*, 2002). Paradoxically, plants under both drought and flooding conditions may experience water stress, and as such similar physiological responses in leaf phenology may be triggered by both flooded and desiccated plants. Whereas drought-induced water stress is a result of low soil water availability, water stress in the flood season is caused by anoxia-induced reductions in water permeability in root tissue (Kozłowski, 1984). Water uptake during anoxia is mediated by water channel proteins in the plasma membrane known as aquaporins, which are blocked or 'gated' by cytosol acidosis, an effect of oxygen deficiency in cell tissues (Tournaire-Roux *et al.*, 2003). As such, leaf senescence during flooding may be an adaptation to the reduced water status of trees as a consequence of disturbed root function and decreased water uptake during flooding (Gill, 1970; Kozłowski, 1984; Meyer, 1991; Blom and Voeselek, 1996). During drought, leaf shedding may be an adaptation to avoid drought stress by decreasing transpiration, or by the production of smaller leaf surfaces, as observed for *Senna reticulata* (Parolin *et al.*, 2005).

Wilting has been observed during drought periods for *Astrocaryum jauari* and *Macrobium acaciifolium*, which colonize the highest flood-levels in both, white-water and black-water floodplain forests (Schlüter, 1989). Complete leaf senescence may last for a few months as observed for *Pseudobombax munguba*, *Ceiba pentandra* and other water-storing (stem succulent) Bombacaceae (Gribel *et al.*, 1999; Schöngart *et al.*, 2002), or it may be as brief as four weeks (*e.g.*, *Tabebuia barbata*) (Parolin, 1997). New leaf flush occurs in two distinct peaks, one during flood drawdown (Aug-Sept) and the second peak at the onset of the rainy season (Nov-Dec) (Worbes, 1997). The peaks of leaf fall and new flushes may be a response to rapidly drying soils during the brief dry season between the termination of flooding and the onset of the rainy

season (Worbes, 1986). During this period, the soils are partially dried out to the wilting point for a few weeks, supporting the hypothesis that vegetative phenology is responding to drought.

Under experimental conditions, seedlings' leaves of the evergreen floodplain species *Nectandra amazonum* did not senesce when subjected to drought, whereas waterlogged and flooded plants shed most leaves (Waldhoff *et al.*, 2000). In contrast, leaves of the evergreen *Laetia corymbulosa* and *Pouteria glomerata* senesced under dry experimental conditions with a relative humidity of 45% (under ambient conditions, humidity is never below 80%) (Oliveira-Wittmann, 2006).

Changes in seedling growth and biomass allocation. Seedling establishment and early growth occur during the non-flooded phase and may be subjected to drought stress for a brief period of approximately four weeks before the onset of the rainy season. Seedling size prior to environmental stress by flooding or drought is important for seedling survival across annual cycles of drying and submergence (Engelbrecht *et al.*, 2006; Markesteijn and Poorter, 2008). An advantage of large seedling size is the enhanced total carbohydrate pool in stem and root tissue (Myers and Kitajima, 2007; Ferreira *et al.*, 2009), which has important implications for drought tolerance. The stored resources either allow evergreen species to maintain basic metabolic functioning during stressful dry periods, or they permit deciduous species to flush new leaves at the onset of the wet season (Newell *et al.*, 2002).

Drought can cause pronounced negative impacts on seedling growth, as shown by a series of greenhouse experiments (Figure 2, 3; Parolin, 2001a; Waldhoff *et al.*, 1998; Waldhoff *et al.*, 2000). In comparing the responses of potted seedlings of six tree species to flooding and drought treatments, one study found that patterns of leaf senescence and leaf production were similar in seedlings under submerged and drought conditions, while waterlogged and control seedlings performed better in terms of growth and survival (Parolin, 2001a). After 12 weeks of drought, the average total leaf number among seedlings was significantly reduced in comparison to control seedlings. Pronounced leaf loss and delayed flushing of new leaves in response to drought conditions were also observed among deciduous and evergreen species, indicating that moderate water deficiency in soils may inhibit leaf growth (Brunold *et al.*, 1996). Reductions in seedling biomass accumulation and photosynthetic activity in response to drought were also observed among *Senna reticulata*, a submergence-intolerant shrub. This species is highly adapted to waterlogging with very high photosynthetic rates (maxima of up to 30 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) even when 80% of the tree is waterlogged (Parolin, 2001b), but it is highly susceptible to drought.

Not surprisingly, substantial reductions in height growth, leaf number and stem diameter were reported for three out of six woody species (*Pseudobombax munguba*, *Cecropia latiloba*; Figure 2, and *Tabernaemontana juruana*) when subjected to experimental drought conditions, in comparison to well-watered controls and waterlogging treatments (Waldhoff *et al.*, 1998). In

comparison to controls, height growth was 31% lower among evergreen *Tabernaemontana juruana* seedlings; 78% lower among the deciduous *Pseudobombax munguba*; and 89% lower among the light-demanding pioneer *Cecropia latiloba*. *Tabebuia barbata* seedlings produced new leaves during drought and showed only slight reductions in height increment. This apparent drought tolerance may be explained by the fact that the genus *Tabebuia* originates from tropical savannas (Kubitzki, 1989) and presumably has pre-adaptations to dry environments. Such responses are similar to those found in upland forest seedlings that suffer reduction in height increments during drought (Delissio and Primack, 2003).

Drought stress is alleviated by a high relative biomass investment to the root system among seedlings. Seedlings of dry forest species enhance water foraging capacity in deep soil layers by an increased biomass allocation to the roots, thus minimizing the risk of cavitation and increasing the ratio of root biomass to transpirational leaf surface (Markesteyn and Poorter, 2008). In an experiment with seedlings of six tree species with different growth strategies (evergreen – deciduous, pioneer – non-pioneer), changes in the root:shoot ratio had no clear trends (Table 2). In *Cecropia latiloba*, *Senna reticulata* and *Vitex cymosa* root:shoot ratio increased after 12 weeks of drought as compared to the control treatment, whereas in *Crataeva benthamii*, *Nectandra amazonum* and *Tabebuia barbata* root:shoot decreased (Waldhoff *et al.*, 1998). While high biomass investment to the root system may be a strategy for drought tolerance for some species, it may not be apparent for others that nonetheless grow well in dry conditions.

Changes in adult tree growth. The growth period of Amazonian floodplain trees is concentrated in the non-flooded phase, which lasts approximately 150-250 days per year, depending on the location of trees along the flooding gradient (Worbes, 1997). Annual inundation by floodwaters causes reduction in the cambial activity of many species (Worbes, 1997). As such, radial increment and shoot extension are a function of the length of the non-flooded phase. This pattern in wood growth is unlike non-flooded upland forests, where annual reductions in cambial activity coincide with the months with lowest precipitation (Worbes, 1986). The effects of extreme drought on floodplain tree woody growth is largely unknown, although tropical upland tree species can display drought-induced intra-annual growth rings with variation among species related to leaf phenology (Borchert, 2002). Regionally, biomass accumulation by floodplain trees peak at intermediate rainfall levels, whereby drought stress is low, but solar irradiance and soil aeration are sufficient for photosynthetic activity and growth. As such, tree growth may benefit from short dry spells, due to lower interception of sunlight in continuously clear skies and potentially reduced attacks from hydrophilic fungal pathogens and diseases. The relationship between drought severity, pathogen attacks, and biomass accumulation and woody growth of Amazonian floodplain trees is largely unknown and requires further study.

Anatomical traits linked to drought adaptations

Adaptations to flooding can also alleviate drought stress (Parolin et al., 2010), such as adventitious roots, aerenchyma, or leathery xeromorphic leaves (Parolin et al., 2004). In leaves, morphological adaptations against drought include small, thick leaves with sclerophyllous structures and increased epicuticular waxes to reduce transpiration (Medina, 1983; Waldhoff et al., 1998). Such structures are found in the leaves of most Amazonian floodplain tree species (Schlüter, 1989; Waldhoff and Furch, 2002; Waldhoff, 2003). Xeromorphic traits are found on leaves of tree species across many tropical forest types as protection against excess evaporation, heat and light (Roth, 1984). Epidermal leaf structures such as waxes or hairs can reflect light to protect leaves from high solar irradiance. Some leaves (*Licania apetala*, *Senna reticulata*, *Cassia leiandra*, and *Quiinia rhytidopus*) are covered with papillae that may also protect leaves from reflected irradiance or waxes which prevent water influx (Schlüter, 1989; Fernandes-Côrrea and Furch, 1992; Schlüter and Furch, 1992; Waldhoff and Furch, 2002; Waldhoff, 2003). However, these also enhance drought tolerance by decreasing cuticular water loss and preventing photodamage.

Roots. Enhanced allocation to roots is a common adaptive response to drought, as increased root biomass provides greater access to limited soil water and a greater root:shoot ratio (Brunold et al., 1996). Root production increases continuously through the dry season (Oct-Feb) in several species of Amazonian floodplain trees (Meyer, 1991). In floodplain forests, fine root production is mainly restricted to 0-20 cm deep (Meyer, 1991; Worbes, 1997). During an extremely dry month root production was considerably lower than during the other non-flooded months (Meyer, 1991), indicating that – as frequently found in trees – root growth may be inhibited by water shortage (Brunold et al., 1996). Several Amazonian floodplain species display suberization of roots, preventing water loss and leaching of stored solutes into the rhizosphere during drought periods (Zimmermann et al., 2000). Additionally, lignin and suberin deposits in *Tabernaemontana juruana* roots may be advantageous for preventing desiccation during the dry season (De Simone et al., 2002b).

Physiological responses to drought

Most typical physiological reactions to drought, such as accumulation of proline and betaine, osmotic regulation, or stomatal density and control, have rarely been studied among the one thousand plus tree species of Amazonian floodplains. The available data are summarized in the following section.

Leaf water potential and xylem sap flow. Water balance, osmotic relations and turgor are poorly understood aspects of Amazonian floodplain tree physiology, especially in relation to drought as most measurements are often recorded during the flooded period. A few studies have analysed leaf water potential and stem sap flow across the entire annual cycle (e.g., Müller, 2002; Parolin et al., 2005; Horna et al., in press). Leaf water potential, an indicator of

plant water balance (Fernandes-Correa and Furch, 1992), ranges between an average of -7.6 bar and -15 bar among Amazonian floodplain trees (Parolin, unpubl. data). The least negative potentials were measured in *Senna reticulata*, and the most negative ones in *Nectandra amazonum*. Inter-annual differences in mean monthly leaf water potentials may be substantial, as shown by the values for five species in June over two consecutive years. However, leaf water potentials in the driest months tend to be continuously low across years, similar to that of some deciduous species (e.g., *Crataeva benthamii*, *Tabebuia barbata*) at the onset of waterlogging in April. *Laetia corymbulosa*, a tree species not particularly drought tolerant, has the lowest negative values during the dry months of the terrestrial period (-1.24 to -2.7 MPa in October/November, as compared to -0.18 to -0.33 MPa for the remainder of the year) (Armbrüster *et al.*, 2004). Leaf shedding has rarely been observed to follow decreasing xylem water fluxes but sap fluxes decreased simultaneously with prolonged leaf shedding in five analysed species (Parolin *et al.*, 2005). Water limitation did not lead directly to drought damage on leaves but may indirectly trigger leaf-shedding through hormone signals. Stem water storage can buffer water shortage during the daytime (Parolin *et al.*, 2005). Seasonal changes in xylem flux density in twelve common tree species of the Central Amazonian floodplain forests showed that xylem flux density in deciduous trees was strongly influenced by tree phenology (Horna *et al.*, in press).

Leaf chlorophyll and nitrogen contents. Under experimental drought conditions (Table 2), *Tabernaemontana juruana* had 12% higher total leaf chlorophyll content than in the control, whereas it was considerably reduced under waterlogged conditions (Waldhoff *et al.*, 1998). Similarly, *Cecropia latiloba* seedlings in drought conditions had 40% less chlorophyll content than that of the control. Chlorophyll concentrations also decreased in *Astrocaryum jauari* and *Macrobium acaciifolium* as reaction to drought stress (Schlüter 1989). In contrast, some species display increased chlorophyll contents during drought than in the control (Parolin *et al.*, 2010). The ratio of chlorophyll a:b also differed between species subjected to drought conditions, increasing from 2.4 (control) to 2.8 (drought) in *Tabernaemontana juruana* but decreasing from 3.5 (control) to 3 (drought) in *Pseudobombax munguba*. The ecological implications of these parameters with respect to drought tolerance are unclear, and may be a mere consequence of leaf senescence as is the case of changes in leaf nitrogen content, or of sun and shade leaves. Leaf nitrogen content peaked with highest annual nitrogen contents during the months with less water supply (October, November) among six adult tree species (Parolin *et al.*, 2002b). The observed peak in nitrogen is simultaneous with full expansion of new leaves, which have higher nitrogen contents than senescing leaves, after flushing at the end of the aquatic period.

Photosynthesis. Reductions in CO₂ assimilation are caused by leaf senescence, changes in nutrient supply and environmental stresses, such as flooding or drought (Pezeshki, 1993; Pezeshki *et al.*, 1996; Sesták, 1985).

Drought often leads to a gradual reduction of photosynthesis and stomatal conductance over time (Slot and Poorter, 2007). As a general trend, Amazonian floodplain forests species are highly susceptible to drought and respond to water shortage by decreasing photosynthetic CO₂ assimilation, such as is observed in juvenile *Astrocaryum jauari* and *Macarlobium acaciifolium*, and adult *Senna reticulata* and *Laetia corymbulosa* (Schlüter, 1989; Parolin, 2000; Armbrüster *et al.*, 2004). Species that maintain constant photosynthetic activity under mild drought conditions include *Eschweilera tenuifolia*, *Hevea spruceana*, *Nectandra amazonum* and *Pouteria glomerata* (Parolin, 2000; Maia and Piedade, 2002; Armbrüster *et al.*, 2004). In *Pouteria glomerata*, shaded leaves had the highest annual photosynthetic activity during the drought period, probably due to a very deep root system that supplies water to the trees (Armbrüster *et al.*, 2004).

In an experimental study, seedlings of *Nectandra amazonum* had the same photosystem II (Fv/Fm) response to drought as to other hydric conditions (control, waterlogged and almost submerged) with Fv/Fm = 0.78 (Waldhoff *et al.*, 2000). These authors suggest that solar irradiance may pose a greater stress than water shortage for the leaves of *Nectandra amazonum*. *Tabernaemontana juruana* had similar responses to control and drought treatments after 3 months, with light response curves reaching 20 μmol CO₂ m⁻²s⁻¹, as compared to the waterlogged plants which averaged 5 μmol CO₂ m⁻²s⁻¹. In *Pseudobombax munguba*, light response curves showed a decrease in assimilation from 14 to 6 μmol CO₂ m⁻²s⁻¹ during a one-month drought period, dropping to 4 μmol CO₂ m⁻²s⁻¹ after four months of drought (Waldhoff *et al.*, 1998).

Data from a detailed field study of six common species which were monitored for 15 months give insight into the details of photosynthetic performance across the annual cycle of flooding and drying (Parolin, 2000). Photosynthetic activity in adult trees in the field was lower in the months with less water availability in comparison to those with flooding or sufficient precipitation. There is no typical response in photosynthetic activity to drought in adult trees in Amazonian floodplains. Species present a broad variety of responses, depending on their successional stage or phenological strategy (e.g., deciduous, evergreen). While four species had 20% lower mean photosynthetic activities in the flood season (and -50 % in the deciduous *Vitex cymosa*), the evergreen *Nectandra amazonum* and *Senna reticulata* had higher mean photosynthetic CO₂ assimilation in the 1-2 months during the waterlogged period than in the dry season (Parolin, 2000).

In the drier months (Sept - Nov), the evergreen *Cecropia latiloba* and the deciduous *Tabebuia barbata* and *Vitex cymosa* showed abrupt increases of photosynthetic CO₂ assimilation, most likely a result of recent new leaf expansion. With subsequent flooding of the roots, tree water status decreased, leaves were shed to reduce transpirational surface and water loss, and photosynthetic assimilation decreased as a consequence of lower photosynthetic capacity of senescent leaves (Reich *et al.*, 1999; Sesták, 1985). When new leaves were flushed – which occurs during the flood season –

photosynthetic CO₂-uptake increased again and peaked when the young leaves were fully expanded. Thus, *Nectandra amazonum*, *Senna reticulata* and *Crataeva benthamii* showed very high – if not the highest – mean monthly CO₂ assimilation during low rainfall. This trend may be an artefact of belowground access to water by deep roots or increased light availability, such that drought stress may not have been experienced by the trees during measurement.

Transpiration and stomatal conductance. Reductions in transpiration and prevention of xylem cavitation are important for tree survival and growth during drought (Poorter and Markesteijn, 2008). However, due to inhibition of aerobic root respiration during the flood season, greater reductions in transpiration are observed in the flooded period than in the dry period for many floodplain tree species, except *Tabebuia barbata* (Parolin, 2000). Transpiration reaches the lowest rates at peak flooding (Jun-Aug). For example, transpiration rates for *Cecropia latiloba* range between 6000 and 9000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, but drop in July and August to below 2000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ ($p = 0.0001$, Parolin, 2000). Similarly, another pioneer species, *Senna reticulata*, has transpiration rates of 7000-9000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ during the dry season, which drop to 1000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ at peak flood in June (Parolin et al., 2010).

Stomatal conductance for CO₂ or water vapour is an index of stomatal aperture (Buschmann and Grumbach, 1985). In six tree species (Parolin, 2000), stomatal conductance ranged between 200 and 400 $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$, decreasing 5-35% in the flood season. Stomatal conductance peaked at the end of the waterlogging, when trees kept their oldest leaves and displayed the lowest CO₂-assimilation. Only in *Crataeva benthamii* there was a decrease in stomatal conductance in the dry period (Sept) of less than 100 $\text{mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$. The present data on patterns of stomatal conductance suggest that the measured trees did not experience water stress during average dry periods.

Root respiration. Exceptional droughts can decrease root respiration, particularly among juvenile trees. In a study of two juvenile species – the palm *Astrocaryum jauari* and the legume tree *Macrolobium acaciifolium* – root respiration was measured in the field (Schlüter, 1989). Contrary to adults, juvenile *Astrocaryum jauari* have a shallow rooting system, reaching only 50 cm depth until the age of 6 yrs, making them vulnerable to low soil moisture availability. In contrast, *Macrolobium acaciifolium* forms a deep taproot. For both species a marked decrease in root respiration was observed during an exceptionally dry period of low rainfall (Oct-Nov, 1986 and 1987). While oxygen turnover increased continuously after the end of the flood season, root respiration dropped from 110 $\mu\text{l O}_2 \text{g}^{-\text{fresh weight}}$ to 50-60 $\mu\text{l O}_2 \text{g}^{-\text{fresh weight}}$ in *A. jauari*, and from 170-180 $\mu\text{l O}_2 \text{g}^{-\text{fresh weight}}$ to 40-90 $\mu\text{l O}_2 \text{g}^{-\text{fresh weight}}$ in *M. acaciifolium* (Schlüter, 1989). This drop in oxygen consumption by roots may be a direct response to low water availability in soils, or indirectly due to reduced ion transport in the rhizosphere.

Carbon balance. The combined effects of drought on plant photosynthesis, transpiration and respiration have broad implications for ecosystem carbon budgets. Based on measurements from five adult floodplain tree species, severe drought conditions correlated with low total ecosystem respiration RE_d, whereas photosynthetic activity was moderately reduced and no change in canopy structure was observed (Horna, 2002). Thus, trees displayed a relative increase in carbon uptake (64.6 gC m^{-2}), due to the combined effect of low CO₂ loss by roots and moderate C gain by aboveground live biomass. Short-term increases in carbon uptake during the dry season by aboveground live biomass are also demonstrated in upland forests (Baker *et al.*, 2008; Bonal *et al.*, 2008). However, the latent effects of drought on tree mortality and fire susceptibility ultimately result in net carbon losses in forest ecosystems over the long term (Mier *et al.*, 2008; Brando *et al.*, 2008). Total carbon output of aboveground woody tree biomass of a Central Amazon floodplain forest during the dry period (Nov-Jan) averaged an annual low of 360 gC cm^{-2} , peaked at 550 gC cm^{-2} during rising water (Feb-Apr), then gradually drops to 480 gC cm^{-2} at high water levels (May-July) and 420 gC cm^{-2} with receding water levels (Aug-Oct) (Horna, 2002). Carbon output rates from tree branch surfaces varied with species and time of day, but were generally low in the dry season and with no diurnal variation in *Crataeva benthamii*, *Tabebuia barbata*, *Albizia multiflora*, *Vitex cymosa* and *Pouteria glomerata*. Branch carbon release rates were minimal during the dry season, with exception of *Vitex cymosa* which had fully developed new leaves in October, coinciding with high carbon output.

Mortality, germination and survivorship with drought

Drought is an important agent of seedling mortality in dry and moist tropical forests (Engelbrecht *et al.*, 2006; Slot and Poorter, 2007). However, the dry period exposes moist oxygenated soils that provide a unique opportunity for tree seed germination and seedling establishment. For the Central Amazonian floodplains, no data are available on the mortality of adult trees due to drought. Exceptional droughts in upland Amazon forests increase both tree mortality and forest flammability (Williamson *et al.*, 2000; Nepstad *et al.*, 2004). The flooded forests on higher levels along the Negro River undergo cyclic fires during the dry season, particularly those on podzolic white-sand soils, suggesting that flooded forest susceptibility to dry season fires may vary along the flood gradient.

Seeds of Amazonian floodplain trees are especially vulnerable to drought. Seed viability when exposed to air post-dispersal may be brief, drying out or rotting within a few days (e.g., *Tabebuia barbata* and *Nectandra amazonum*) or weeks (e.g., *Senna reticulata* and *Aldina latifolia*; Parolin *et al.*, in press a), whereas many species can tolerate weeks to months of submergence (Parolin, 2009). Floodplain trees fruit during the flood season, releasing seeds during flooding, and germination generally is initiated by flood recedence (Parolin *et al.*, 2004). Seeds are thus exposed to aerobic conditions, and readily germinate on moist or wet sediment and soils. In exceptionally dry

years with rapidly declining water availability in upper soil layers, seedling establishment may be severely limited (Worbes, 1986).

Seedlings are particularly vulnerable to drought, due to shallow root systems and limited water storage. Seedling mortality can be a result of cavitation, negative carbon balance, and interactions with biotic agents that exacerbate drought stress (McDowell *et al.*, 2008). Tropical forest seedlings vary in drought tolerance or sensitivity, ultimately affecting plant species richness, composition, and of adult communities (Engelbrecht *et al.*, 2005; Baraloto *et al.*, 2007; Baltzer *et al.*, 2008; Poorter and Markesteijn, 2008). In a field study, tree seedling mortality was higher during the dry season than during flooding (Ziburski, 1990). Seedling mortality in the dry season, particularly during low rainfall, was 100% among *Vitex cymosa*, 97% among *Crataeva benthamii*, 70% among *Senna reticulata* and *Psidium acutangulum*. With the exception of *Senna reticulata*, mortality was consistently higher during the dry season than during submergence, suggesting that seedlings have a higher tolerance of submergence than drought. In another field study in stands of *Maclobium acaciifolium*, 50% of seedlings survived the submerged period while a high percentage (value not specified by the author) died during the subsequent period of drought (Schlüter, 1989). Tree seedlings of seasonally flooded forests vary between species in sensitivity to flood and drought stress (ter Steege, 1994a). While many studies focus on flood tolerance as a key mediator for seedling population and community dynamics, the few studies that measure the effect of drought on seedling mortality suggest that drought can play an important role on seedling survival and species composition (Parolin, 2001; Elcan and Pezeshki, 2002; Stroh *et al.*, 2008).

Flood and drought. Flood and drought may have interactive effects on seedling survival. Extended periods of flooding may “predispose” seedlings to drought stress by reducing root biomass and root depth; however research on temperate seedlings fail to show interactive effects (Smith and Huslig, 1990; Elcan and Pezeshki, 2002). To test the effects of flooding and drought on floodplain tree seedlings, a common garden experiment was established in the floodplain forests of the Dry Belt Corridor of the Lower Amazon Basin (Lucas, pers. comm.). Tree seedlings raised from collected seeds were transplanted into 22 plots of 5x5 m (N=5 per species per plot) along a flood gradient in three floodplain forests in the region of Santarém (State of Pará, Brazil, 02°25'S, 54°42'W). The low mortality for four tree species – two evergreen species (*Garcinia brasiliensis* and *Nectandra amazonum*) and two deciduous species (*Vitex cymosa* and *Pseudobombax munguba*) suggest that deciduous species have a higher tolerance of drought during early seedling establishment.

Survival strategies

Drought responses include stress-induced chemical and hormonal signals in plants that may result in reduced growth or induced reproduction. Some species have responses similar to dry forest species: water foraging capacity is enhanced by an increased biomass allocation to the roots in deeper

soil layers (Markesteijn and Poorter, 2008). Strategies for drought stress may be divided into two categories: a) those **tolerant** of drought, e.g., plants with plasmatic tolerance to low water potentials or low osmotic potentials in their sap, or b) those **avoiding** drought, e.g., plants with morphological or physiological traits to overcome water stress without greatly reducing water potential (Medina 1983; Waldhoff *et al.*, 1998). Such avoidance may be more accurately referred to as a delay of drought stress, as prolonged drought will eventually lead to mortality for many tropical species (Markesteijn and Poorter, 2008).

Similar to upland species, seedlings of Amazonian floodplains represent varying life history strategies that result in different strategies for drought alleviation. Evergreen species may delay drought stress by increasing biomass investment in long-lived organs, avoiding cavitation and minimizing transpiration. Drought avoidance is achieved by maintaining baseline metabolic functioning with low water availability, especially in newly resprouting deciduous species. The probability of xylem cavitation is reduced, while plants maintain gas exchange, hydraulic conductance and cell survival at low water potentials (Tyree *et al.*, 2003; Engelbrecht and Kursar, 2003). Alternatively, deciduous species can maximize resource capture during their restricted growth season when there is no flooding and no drought. At the community level, drought intolerant species are filtered out of dry habitats (Markesteijn and Poorter, 2008) and are perhaps confined to wetter habitats along the flooding gradient.

Evergreen vs. deciduous species. Deciduousness is a major determinant of seedling desiccation survival (Poorter and Markesteijn, 2008), but at the expense of a shorter growing season. Leaves of deciduous species require a lower biomass investment but higher investment of nutrient allocation to new foliar tissue. Deciduous species are often highly efficient in reabsorbing nutrients before shedding their leaves (Paz, pers. comm.). Evergreen species can delay drought stress by maximizing water access, while minimizing transpirational water loss via the high root:shoot ratios, high specific root lengths, small leaf area, and high stomatal control (cf. Paz, 2003; Slot and Poorter, 2007; Poorter and Markesteijn, 2008).

Although deciduousness is considered a possible adaptation against drought stress (Borchert, 1983; Medina, 1983; Wright and Cornejo, 1990), studies show no differential survival or growth between deciduous and evergreen species in Central Amazon floodplains (Parolin, 2001a). Alternatively, leaf shedding may be a phylogenetically retained trait adapted to environments in which the species evolved. For example, many genera of the Bombacaceae originated in semi-arid environments and are thus adapted to tolerate periodical drought, using strategies such as leaf shedding to decrease transpirational water loss. Species such as *Pseudobombax munguba* migrated into the floodplains (Kubitzki, 1989) and retained genetically fixed phenological traits. Deciduousness may have assumed supplementary ecological functions in the floodplains, such as enhancement of showy flowers for bat pollination.

Drought and species distribution

Several studies show that dry spells and drought frequency and severity, such as those associated to El Niño events, can shape species distribution in tropical wet and dry forests (Borchert, 1994; ter Steege, 1994; Engelbrecht and Kursar, 2003; Lopez and Kursar, 2003; Bunker and Carson 2005; Engelbrecht *et al.*, 2005; Poorter and Markesteijn, 2008). As such, supra-annual extreme environmental conditions may play a key role in plant species distribution (ter Steege, 1994), and overlooking the impact of severe events may result in failure to identify critical mechanism structuring ecological communities (Bunker and Carson, 2005). Tree species distribution, composition, and richness in Amazonian floodplain forests are understood to be largely mediated by the flooding gradient (Junk, 1989; Ayres, 1993; Ferreira, 2000; Wittmann *et al.*, 2002; 2004). Tree species are zoned along the flooding gradient, most of them restricted to limited topographic ranges. In Central Amazonian floodplain forests, less than 10% of 222 recorded tree species occurred along the entire flood gradient (Wittmann *et al.*, 2004). At a basin-wide scale, species similarity between low-*várzea* forests (mean flood height > 3 m, flooded period > 50 d year⁻¹) and high-*várzea* forest (< 3m, < 50 d year⁻¹) amounted to approximately 30 % (Wittmann *et al.*, in press).

While flooding is understood to be a crucial factor influencing tree species distribution, there is also a well-defined gradient in the light requirement of *várzea* tree species (Wittmann and Junk, 2003). At the community scale, high-*várzea* species are more shade-tolerant than those of the low-*várzea*, the latter habitat of which includes the light-demanding pioneer species. However, few studies in the region have focused on the impact of drought as a determinant of species distribution. Droughts are likely influence tree establishment in floodplains and thus affect community composition. Both flooding and drought can be interpreted as stress factors that correlate with a reduction in plant diversity (Worbes, 1997). It is hypothesized that drought has differential impact on tree assemblages along the flooding gradient. The most affected species should be highly-flood adapted and endemic to the low-*várzea*, including evergreen pioneer species with small seeds and low water-storage capacity (Borchert, 1994). The alluvial soils at these elevations next to river banks are predominately sandy (Wittmann *et al.*, 2004) and thus plants are subject to rapid desiccation. Dissociating the relative effects of drought, flooding, and light that limit establishment of floodplain species is complex, as pioneer species are light-demanding and as such generally more adapted to drought than late-successional species. In addition, pioneers often make use of mass-dispersing seedlings generally with high mortality rates (Wittmann and Junk, 2003; Oliveira Wittmann *et al.*, 2007).

In more diverse floodplain forests at higher elevations, drought may be a less limiting factor, as water loss from intermediate clayey soils below a dense-canopy forest is reduced. In fact, the regeneration of several late-successional species coincides with dry periods with low-water levels and increased establishment rates during dryer years (e.g., *Hura crepitans*, *Sterculia apetala*, *Guarea guidonia*, *Ocotea cymbarum*; Marinho, 2008). Similarly,

individuals of the same species have the highest radial increments in years with exceptionally low flood levels (Rosa, 2008). These floodplain species which are restricted to higher elevations may have greater sensitivity to flooding than species at lower elevations (Wittmann *et al.*, 2006). Further research is needed to understand how these high elevation late-successional species react to drought events in the floodplain.

The origin of drought tolerance in Amazonian floodplain trees

Many Amazonian floodplain species are widely distributed across tropical ecosystems, including regions with climatically or edaphically induced aridity (Prance, 1979; Kubitzki, 1989; Worbes, 1997). For example, the overwhelming majority of *várzea* tree species (62%) has widespread occurrence among non-flooded neotropical ecosystems, such as Western Amazonian upland forests (Wittmann, pers. comm.). Arid ecosystems share 5.6 % (Brazilian *cerrado*), 14% (Caribbean Islands), 17% (Paraguay-Paraná River Basin including the hyper-seasonal savannas of the *Pantanal* and *Chaco*), and 24% (Colombian savannas) of all *várzea* tree species. In addition, 16% of all *várzea* tree species occur at altitudes > 1.800 m asl, some are even frost-tolerant, involving physiological mechanisms for tolerance against periodical water deficits (Wittmann, pers. comm.).

Evidence of tropical rainforest ecosystems in South America dates from at least the early Paleocene (Burnham and Graham, 1999; Rull, 1999; Johnson and Ellis, 2002; Burnham and Johnson, 2004). Theoretically, the tropical climate in equatorial Amazonia together with the continuous uplift of the Andes would have created the physical conditions for the development of floodplain forests beginning in at least the early Paleocene (Wittmann *et al.*, in press). Considering the series of drought and flood periods over a geological time scale, many floodplain species may have evolved and drought-resistance or avoidance strategies that have been retained in present-day floodplain species.

Flooded forests are proposed as a potential refuge for upland species during previous eras of frequent and prolonged drought (Baraloto *et al.*, 2007) – and many of these migrant upland species may have pre-adaptations to cope with flooding and drought especially when they originate from neotropical savannahs.

Climatic changes during the tertiary and quaternary affected global sea levels and thus resulted in periodic reductions (e.g., during the LGM) and expansions (during the interglacials, formation of the Lago Amazonas) of floodplain forest area (Vuilleumier, 1971; Van der Hammen, 1974; Frailey *et al.*, 1988; Tuomisto *et al.*, 1992; Irion *et al.*, 1997; Oliveira and Mori, 1999). The postulated species shift from dry to moist climatic conditions combined with a spatial reduction of flooded areas, however, may have affected floodplain species to a lesser extent than upland species, because the flooded ecosystems persisted as small refugia during glacial maxima. Riparian connectivity among floodplain forest patches and adapted dispersal mechanisms of floodplain trees may have reduced species losses at regional scales (Wittmann, 2001), with the floodplains acting as linear refuges for

sensitive upland species during periods with dryer climatic conditions (Pires, 1984).

Climatic changes: effects of more severe and more frequent droughts?

To predict responses among species to changes in water availability, we need to understand how species are adapted to drought (Markestijn and Poorter, 2008). For Central Amazonia, there are two scenarios that predict opposing trends in flooding patterns of major Amazonian rivers. In the first scenario, the loss of floodplain forests results in increases in runoff and river discharge (Foley *et al.*, 2005). In the second scenario, increasing temperatures and CO₂-concentrations result in a decrease in flood level (Foley *et al.*, 2005). To what extent altered precipitation patterns will affect the flood pulse of the Amazonian rivers remains unclear. While the Western Amazonian headwater region is expected to increase in precipitation amount (IPCC, 2007), the East Amazon tributaries would experience tailback of riverwaters as a result of predicted sea-level rise. Overall, the region most likely to experience increasing drought from both deforestation and climate change is the Eastern Amazon, including its floodplains (Fisher *et al.*, 2007; IPCC, 2007; Mahli *et al.*, 2008).

Increasing drought stress may ultimately cause a change in mortality, establishment, and species population densities in tropical rainforests (Williamson *et al.*, 2000; Delissio and Primack, 2003). For Central Amazonian upland forests, drought effects are most evident in decreased plant-available water, leaf water potential, and, to a lesser extent, in the canopy leaf-area index (Asner *et al.*, 2004). In these forests, tree mortality increased 50% following a period of drought during the 1997/98 El Niño event (Williamson *et al.*, 2000). More intense droughts in both frequency and strength are probable to affect Amazonian floodplain forests at both the species and community levels, especially near the flood-induced tree lines. In Amazonian black-waters, forest flammability may increase during extended droughts, leading to possible species losses at local and regional scales. Ecological niche models (Peterson and Vieglais, 2001) of abundant pioneer tree species in Central Amazonian white-water forests predicted that lower flood levels will increase competition with newly colonizing less flood-tolerant species at high elevations on the floodplain (Wittmann, pers. comm.). Pioneer species like *Clitoria amazonum*, *Cassia leiandra*, and *Simaba multiflora* are endemic to the high-*várzea* and lose their competitive advantage when establishing outside highly flooded habitats (Wittmann *et al.*, 2006). In addition, their populations are restricted to small geographic regions along the East-West gradient. Once displaced downwards on the flooding gradient, the species may either become extinct due to habitat reductions on steeper river banks or may have the plasticity to survive and adapt to altered environmental conditions.

Discussion

Several hundred tree species with differing life history traits survive the extreme hydric conditions of Amazonian floodplains. Among these coexisting species, a diversity of strategies evolved, alleviating both drought and flooding stress. The diversity of species subject to this cyclical recurrence of both

drought and flooding stress, particularly at the more vulnerable seedling phase, demonstrate that many species may evolve to tolerate overlapping extreme stresses.

Convergent adaptations to drought and flooding. The available data suggest that individuals experiencing drought stress are more likely to be at the seedling phase. There is sparse evidence for adult floodplain tree species suffering mortality or reduced growth during dry periods or severe drought, and drought-related tissue damage or loss may be avoided by investment in root biomass and changes in vegetative phenology and xeromorphic leaf traits. Furthermore, flood and drought stress may result in both advantages and disadvantages for floodplain species growth and survival – for example, exposure to drought at seedling stages may enhance drought tolerance at later stages by early investment in belowground biomass (Kozłowski and Pallardy, 2002).

Foliar morphological and physiological traits such as epicuticular waxes, stomatal control, and deciduousness prevent excessive water loss via evapotranspiration through foliar tissue during both drought and flooding. As a result, whole plant metabolism – root respiration, evapotranspiration, and photosynthesis – is regulated to maintain water status and a positive carbon balance during both flooding and drought. The data suggest that photosynthesis and evapotranspiration rates drop more sharply during flooding than during the dry season, implying that changes in plant metabolism are more severe in the flood season than average dry seasons.

Shifts in tree and seedling biomass allocation concur with patterns observed in other forest ecosystems, where drought triggers a relative increase in allocation to root biomass. However, in contrast to their upland counterparts, floodplain tree growth is restricted to the non-flooded season, coinciding with the dry season. While tap roots may provide adequate water access during drought years, fine surface roots in the upper aerobic soil layer are responsible for supplying nutrients for growth and cell metabolism. Tree growth and production of defensive secondary compounds could be compromised. Broad root systems are also advantageous in a flooded environment for providing stability against soil and sediment erosion and wind storms. Amazonian floodplains are characterized by frequent erosion and deposition of fluvial sediments, and the edge/area ratio of forest stands on narrow floodplain levees make trees highly susceptible to windfall during the dry season. Although there is little research on root architecture in Amazonian floodplain trees, studies of upland species of the same genera (e.g., *Hura crepitans*, *Tabebuia*, *Cedrela*) suggest that pioneer species invest more in root branching and length for soil exploration, while non-pioneers invest heavily in thicker roots for storage or defence (Coll *et al.*, 2008). As such, floodplain species of different functional types may experience variable response to drought depending upon allocation patterns within the root system. Allocation to superficial roots permits accessibility to nutrients in aerobic topsoils for fast growth early during flood drawdown when flood-intolerant mycorrhizae are inactive. However, allocation

to tap roots may be an advantage for longer-lived late successional species that are subjected to drought.

Flooding vs. drought. Drought can play as important a role as flooding in floodplain forests, in terms of species trait evolution, ecophysiological adaptation and species composition and diversity (Lopez and Kursar, 2007a). Many species have adaptations that allow them to cope with both flooding and drought stress, with some adaptations having the same effect for both extreme hydric conditions. Drought stress is an induced stress to which mechanisms for tolerance or avoidance are congruent for both drought and flooding, e.g. outtake of free radicals (to prevent oxidative damage) in the cell with special enzymes (Lösch, 1996). In seedlings, patterns of leaf loss and leaf production are similar under drought and flooded conditions: strong leaf loss in both deciduous and evergreen species, low production of new leaves, both resulting in a decrease of transpiring surface area.

A straightforward niche-based model for tropical forest biodiversity has been challenged by recent studies comparing relative drought and flood tolerance of floodplain and upland tree species. Many *terra firme* tree species display flood tolerance, despite their absence in seasonally inundated habitats (Engelbrecht *et al.*, 2005; Baraloto *et al.*, 2007; Poorter and Markesteijn, 2008). Conversely, floodplain tree species also display drought tolerance (Parolin, 2001; Elcan and Pezeshki, 2002). Seasonally flooded plant communities are adapted to amphibious environments (*i.e.*, the Aquatic-Terrestrial Transition Zone, ATTZ, *sensu* Junk, 1989), whereby plant community assemblage is dependent upon alternate dry and inundated periods (Crawford, 1996). Given the natural oscillation in wet and dry periods on an annual and supra-annual time scale, as well as the recent geological history of Amazon climate change and savanna-forest expansion/retraction (Anhuf *et al.*, 2006; Mayle and Power, 2008), it is expected that many tropical floodplain forest species display adaptations for variable flood and drought tolerance or avoidance strategies to survive in this dynamic ecosystem (Lopez and Kursar, 2007). Periodical drought events in large-scale tropical river ecosystems are as predictable as flooding in normal, non-drought years, thus facilitating plant adaptations against drought, waterlogging (summarized in Parolin *et al.*, 2004) and submergence (summarized in Parolin, 2009). However, exceptionally severe or extended droughts in anomalous years present physiological constraints for flood-adapted tropical tree species, and these are supposed to play an important role for survival.

Conclusions

There are many factors associated with drought besides water stress, for example increased fire frequency and intensity, high temperature stress, and pathogen attacks associated with water stress. In addition to species tolerance to water stress, these secondary effects may also be important mediators of tropical forest wetland ecology and deserve further investigation.

Exposure to drought, particularly at early growth stages, could have potentially beneficial effects on later plant growth, survival, or reproduction (*sensu* Kozłowski and Pallardy, 2002). Drought may induce higher biomass allocation to underground roots and stems, thus providing increased carbon resources to tolerate physical damage and other disturbances.

Although over 1000 species occur in the Amazon floodplain forests, their distribution and diversity vary widely from monospecific stands, palm-dominated forests, to highly diverse forests. While flood tolerance explains species distributions across a flood gradient (Wittmann *et al.*, 2006), drought may be significant in explaining variation in species composition and diversity within given flood levels (Lopez and Kursar, 2007b). Most significant effects of drought could be at the seedling stage, ultimately affecting species distribution and diversity of floodplain forests.

Drought may be a more pronounced stress for floodplain species at the seedling stage. While adult trees can tap the relatively shallow water table in floodplains, seedlings may be more subject to water stress due to their shallow root systems.

Acknowledgments

We thank the technicians and boat crews of the Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA, Manaus) for helping with the field measurements. The studies were financed by the INPA/Max-Planck project. We thank the “Working Forests in the Tropics” Program and the IAF Grassroots Development Fellowship for financing research in Santarém, and IPAM and UFPA-Santarém for logistical support.

Literature cited

- Adis J, Latif M. 1996. Amazonian arthropods respond to El Niño. *Biotropica* 28: 403-408.
- Anhuf D, Ledru MP, Behling H, Da Cruz Jr FW, Cordeiro RC, Van der Hammen T, Karmann I, Marengo JA, De Oliveira PE, Pessenda L, Siffedine A, Albuquerque AL, Silva Dias PL. 2006. Paleoenvironmental change in Amazonian and African rainforest during the LGM. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology* 239: 510-527.
- Armbrüster N, Müller E, Parolin P. 2004. Contrasting responses of two Amazonian floodplain trees to hydrological changes. *Ecotropica* 10: 73-84.
- Asner GP, Nepstad D, Cardinot G, Ray D. 2004. Drought stress and carbon uptake in an Amazon forest measured with spaceborne imaging spectroscopy. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 101(16): 6039-6044.
- Ayres JMC. 1993. As matas de várzea do Mamirauá. In: *Estudos de Mamirauá* Vol. I. Brasília, DF: Sociedade Civil Mamirauá. p. 1-123.
- Baker IT, Prihodko L, Denning AS, Goulden M, Miller S, da Rocha HR. 2008. Seasonal drought stress in the Amazon: Reconciling models and observations. *Journal of Geophysical Research – Biogeosciences* 113: Art. No. G00B01 JUL 12 2008.
- Baltzer, JL, Davies SJ, Bunyavejchewin S, Noor NSM. 2008. The role of desiccation tolerance in determining tree species distributions along the Malay-Thai Peninsula. *Functional Ecology* 22: 221-23.
- Baraloto C, Morneau F, Bonal D, Blanc L, Ferry B. 2007. Seasonal water stress tolerance and habitat associations within four neotropical tree genera. *Ecology* 88: 478-489
- Blokhina O. 2000. *Anoxia and oxidative stress: Lipid peroxidation, antioxidant status and mitochondrial functions in plants*. PhD Dissertation, University of Helsinki .

- Blom CWPM, Voeseinek LACJ. 1996. Flooding: the survival strategies of plants. *TREE* 11: 290-295.
- Bonal D, Bosc A, Ponton S, Goret J-Y, Burban B, Gross P, Bonnefond J-M, Elbers J, Longdoz B, Epron D, Guehl J-M, Granier A. 2008. Impact of severe dry season on net ecosystem exchange in the Neotropical rainforest of French Guiana. *Global Change Biology* 14: 1917-1933.
- Borchert R. 1983. Phenology and control of flowering in tropical trees. *Biotropica* 15: 8-89.
- Borchert R. 1994. Soil and stem water storage determine phenology and distribution of tropical dry forest trees. *Ecology* 75: 1437-1449.
- Borchert R, Rivera G, Hagnauer W. 2002. Modification of vegetative phenology in a tropical semi-deciduous forest by abnormal drought and rain. *Biotropica* 34: 27-39.
- Brando PM, Nepstad DC, Davidson EA, Trumbore SE, Ray D, Camargo P. 2008. Drought effects on litterfall, wood production and belowground carbon cycling in an Amazon forest: results of a throughfall reduction experiment. *Philosophical Transactions of the Royal Society B-Biological Sciences* 363: 1839-1848.
- Brunold C, Rügsegger A, Brändle R. 1996. Stress bei Pflanzen. *UTB für Wissenschaft Grosse Reihe*.
- Bunker DE, Carson WP. 2005. Drought stress and tropical forest woody seedlings: effect on community structure and composition. *Journal of Ecology* 93: 794-806.
- Burnham RJ, Graham A. 1999. The history of neotropical vegetation: new developments and status. *Ann. Miss. Bot. Gard.* 86: 546-589.
- Burnham RJ, Johnson KR. 2004. South American Palaeobotany and the origin of neotropical rainforests. *Philosophical Transactions of the Royal Society B.* 359: 1595-1610.
- Buschmann C, Grumbach K. 1985. *Physiologie der Photosynthese*. Springer Verlag Berlin, heidelberg, New York, 345 pp.
- Casanova MT, Brock MA. 2000. How do depth, duration, and frequency of flooding influence the establishment of plant communities? *Plant Ecology* 147: 237-250.
- Coll L, Potvin C, Messier C, Delagrangé S. 2008. Root architecture and allocation patterns of eight native tropical species with different successional status used in open-grown mixed plantations in Panama. *Trees* 22: 585-596.
- Crawford RMM. 1996. Whole plant adaptations to fluctuating water tables. *Folia Geobot.* 31: 7-24
- De Simone O, Haase K, Müller E, Junk WJ, Schmidt W. 2002a. Adaptations of Central Amazon tree species to prolonged flooding: root morphology and leaf longevity. *Plant Biology* 2: 515-522.
- De Simone O, Haase K, Müller E, Junk WJ, Gonsior GA, Schmidt W. 2002b. Impact of root morphology on metabolism and oxygen distribution in roots and rhizosphere from two Central Amazon floodplain tree species. *Functional Plant Biology* 29: 1025-1035.
- Delissio LJ, Primack RB. 2003. The impact of drought on the population dynamics of canopy-tree seedlings in an aseasonal Malaysian rain forest. *Journal of Tropical Ecology* 19: 489-500.
- Eamus D, Prior L. 2001. Ecophysiology of trees of seasonally dry tropics: comparisons among phenologies. *Adv. Ecol. Res.* 32: 113-197.
- Elcan JM, Pezeshki SR. 2002. Effects of flooding on susceptibility of *Taxodium distichum* L. seedlings to drought. *Photosynthetica* 40: 177-182
- Engelbrecht BMJ, Comita LS, Condit R, Kursar TA, Tyree MT, Turner BL, Hubbell SP. 2007. Drought sensitivity shapes species distribution patterns in tropical forests. *Nature* 447: 80-82.
- Engelbrecht BMJ, Dalling JW, Pearson TRH, Wolf RL, Gálvez DA, Koehler T, Tyree MT, Kursar TA. 2006. Short dry spells in the wet season increase mortality of tropical pioneer seedlings. *Oecologia* 148(2): 258-269.
- Engelbrecht BMJ, Kursar TA, Tyree MT. 2005. Drought effects on seedling survival in a tropical moist forest. *Trees* 19: 312-321.
- Engelbrecht BMJ, Kursar TA. 2003. Comparative drought-resistance of seedlings of 28 species of co-occurring tropical woody plants. *Oecologia* 136(3): 383-393.

- Fernandes-Corrêa AF, Furch B. 1992. Investigations on the tolerance of several trees to submergence in blackwater (Igapó) and whitewater (Várzea) inundation forests near Manaus, Central Amazonia. *Amazoniana* 12: 71-84.
- Ferreira LV. 2000. Effects of flooding duration on species richness, floristic composition and forest structure in river margin habitat in Amazonian blackwater floodplain forests: implications for future design of protected areas. *Biodiversity and Conservation* 9: 1-14.
- Ferreira CS, Piedade MTF, Junk WJ, Parolin P. 2007. Floodplain and upland populations of Amazonian *Himatanthus sucuuba*: effects of flooding on germination, seedling growth and mortality. *Environmental and Experimental Botany* 60: 477-483.
- Ferreira CS, Piedade MTF, Parolin P, Barbosa KM. 2005. Tolerância da espécie *Himatanthus sucuuba* Wood. (Apocynaceae) ao alagamento na Amazônia Central. *Acta Botanica Brasilica* 19: 425-429.
- Ferreira C.S., Piedade M.T.F., Tiné M.A., Rossatto D.R., Parolin P. & Buckeridge M.S. 2009. The role of carbohydrates in seed germination and seedling establishment of *Himatanthus sucuuba*, an Amazonian tree with populations adapted to flooded and non-flooded conditions. *Annals of Botany* 104:1111-1119.
- Fisher RA, Williams M, Da Costa AL, Malhi Y, Da Costa RF, Almeida S, Meir P. 2007. The response of an Eastern Amazonian rain forest to drought stress: results and modelling analyses from a throughfall exclusion experiment. *Global Change Biology* 13: 2361-2378.
- Fitzjarrald DR, Sakai RK; Moraes OLL, Oliveira RC, Acevedo OC, Czikowsky MJ, Beldini T. 2008. Spatial and temporal rainfall variability near the Amazon-Tapajos confluence. *Journal of Geophysical Research – Biogeosciences* 113: Art. No. G00B11 DEC 31 2008
- Foley JA, DeFries R, Asner GP, Barford C, Bonan G, Carpenter SR, Chapin FS, Coe MT, Daily GC, Gibbs HK, Helkowski JH, Holloway T, Howard EA, Kucharik CJ, Monfreda C, Patz JA, Prentice IC, Ramankutty N, Snyder PK. 2005. Global consequences of land use. *Science* 309: 570-574.
- Frailey CD, Rancy Lavina A, Souza Filho JP. 1988. A proposed Pleistocene/Holocene lake in the Amazon basin and its significance to Amazonian geology and biogeography. *Acta Amazonica* 18(3-4): 119-143.
- Gill CJ. 1970. The flooding tolerance of woody species - a review. *Forestry Abstracts* 31: 671-688.
- Goulding M, Barthem R, Ferreira E. 2003. *The Smithsonian Atlas of the Amazon*. Washington: Smithsonian Books. 253 pp.
- Gribel R, Gibbs PE, Queiroz AL. 1999. Flowering phenology and pollination biology of *Ceiba pentandra* (Bombacaceae) in Central Amazonia. *Journal of Tropical Ecology* 15: 247-263.
- Gribel R, Gibbs PE. 2002. High outbreeding as a consequence of selfed ovule mortality and single vector bat pollination in the Amazonian tree *Pseudobombax munguba* (Bombacaceae). *International Journal of Plant Sciences* 163: 1035-1043.
- Griffiths, H, Parry, MAJ. 2002. Preface: Plant Responses to Water Stress. *Annals of Botany* 89: 801-802.
- Hall RBW, Harcombe PA. 1998. Flooding alters apparent position of floodplain saplings on a light gradient. *Ecology* 79(3): 847-855.
- Horna JV. 2002. *Carbon release from woody parts of trees from a seasonally flooded Amazon forest near Manaus, Brazil*. Bayreuther Forum Ökologie: Bayreuther Institut für Terrestrische Ökosystemforschung (BITÖK).
- Horna V, Zimmermann R, Müller E, Parolin P. In press. Sap flux and stem respiration. In: *Central Amazonian floodplain forests: ecophysiology, biodiversity and sustainable management*. Ecological Studies—Junk WJ, Piedade MTF, Parolin P, Wittmann F, Schöngart J, eds. Heidelberg: Springer.
- Houghton JT, Ding Y, Griggs DJ, Noguer M, van der Linden PL, Xiaosu D. 2001. *Climate Change 2001: The Scientific Basis*. Contribution of Working Group I to the Third Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC). Cambridge University Press, UK.
- IPCC. 2007. *Intergovernmental panel on climate change*. AR4 Synthesis report. <http://www.ipcc.ch/>.

- Irion G, Junk WJ, Mello JASN. 1997. The large central Amazonian river floodplains near Manaus: geological, climatological, hydrological and geomorphological aspects. In: *The Central Amazon floodplain: Ecology of a pulsing system*. Junk W.J. (ed.). Ecological Studies 126. Springer Verlag, Heidelberg. pp. 23-46.
- Jackson MB, Colmer TD. 2005. Response and adaptation by plants to flooding stress. *Annals of Botany* 96: 501-505.
- Jackson MB, Ishizawa K, Ito O. 2009. Evolution and mechanisms of plant tolerance to flooding stress. *Annals of Botany* 103: 137-142
- Johnson KR, Ellis B. 2002. A tropical rainforest in Colorado 1.4 million years after the Cretaceous-Tertiary boundary. *Science* 296: 2379-2383.
- Joly CA. 1991. Flooding tolerance in tropical trees. In: Jackson M.B., Davies D.D. and Lambers H. (eds.) *Plant life under oxygen deprivation*. The Hague, pp. 23-34.
- Junk WJ, Bayley PB, Sparks RE. 1989. The flood pulse concept in river-floodplain systems. In: *Canadian Publications Fisheries Aquatic Sciences - Dodge DP, ed. Proceedings of the International Large River Symposium* 106: 110-127.
- Junk WJ, Krambeck H-J. 2000. Climate and Hydrology. In: Junk, W.J., Ohly, J.J., Piedade, M.T.F. and Soares, M.G.M. (eds.). *The Central Amazon Floodplain: Actual Use and Options for a Sustainable Management*. Backhuys Publishers b.V., Leiden, pp. 95-108.
- Junk WJ. 1989. Flood tolerance and tree distribution in Central Amazonian floodplains. In: *Tropical forests: botanical dynamics, speciation and diversity*. Nielsen LB, Nielsen IC, Balslev H, eds. London: Academic Press.
- Kozłowski TT. 1984. *Responses of woody plants to flooding. Flooding and plant growth*. New York: Academic Press. 129-163.
- Kozłowski TT, Pallardy SG. 2002. Acclimation and adaptive responses of woody plants to environmental stresses. *The Botanical Review* 68(2): 270-334.
- Kreibich H. 2002. N₂ fixation and denitrification in a floodplain forest in Central Amazonia, Brazil. *Forschungsbericht Agrartechnik* 398.
- Kubitzki K. 1989. The ecogeographical differentiation of Amazonian inundation forests. *Plant Systematics and Evolution* 162: 285-304.
- Larcher W. 2001. *Ökophysiologie der Pflanzen: Leben, Leistung und Streßbewältigung der Pflanzen in ihrer Umwelt*. 6. Aufl. Ulmer Stuttgart, UTB für Wissenschaft.
- Lichtenthaler HK. 1998. The stress concept in plants: An introduction. *Annals of the New York Academy of Sciences*. Csermely, P. (Ed.). *Annals of the New York Academy of Sciences: Stress of life: From molecules to man*. 851: 187-198.
- Lopez OR, Kursar TA. 2007. Interannual variation in rainfall, drought stress and seedling mortality may mediate monodominance in tropical flooded forests. *Oecologia* 154: 35-43.
- Lopez OR, Kursar TA. 2003. Does flood tolerance explain tree species distribution in tropical seasonally flooded habitats? *Oecologia* 136: 193-204.
- Lösch R, Physiology I. 1996. Plant water relations: Metabolic responses to water deficit and surplus. *Progress in Botany* 57: 17-31
- Mahli Y, Roberts JT, Betts RA, Killeen TJ, Li W, Nobre CA. 2008. Climate change, deforestation, and the fate of the Amazon. *Science* 319: 169-172.
- Maia LA, Maia S, Parolin P. 2005. Seedling morphology of tree species in Central Amazonian várzea floodplain forests. *Ecotropica* 11: 1-8.
- Maia LA, Piedade MTF. 2002. Influence of the flood pulse on leaf phenology and photosynthetic activity of trees in a flooded forest in Central Amazonia/Brazil. *Amazoniana* 17: 53-63.
- Mannheimer S, Bevilacqua G, Caramaschi EP, Scarano FR. 2003. Evidence for seed dispersal by the catfish *Auchenipterichthys longimanus* in an Amazonian lake. *Journal of Tropical Ecology* 19(2): 215-218.

- Marengo JA, Nobre CA, Tomasella J, Oyama MD, Oliveira GS, Oliveira R, Camargo H, Alves LM, Brown IF. 2008. The drought of Amazonia in 2005. *Journal of Climate* 21: 495-516.
- Marengo JA, Nobre CA. 2001. General characteristics and variability of climate in the Amazon basin and its links to the global climate system. In: McClain, M.E., Victoria, R.L. and Richey, L.E. (eds.) *The biogeochemistry of the Amazon basin*. Oxford University Press, p. 17-41.
- Marinho TAS. 2008. *Distribuição e estrutura da população de quatro espécies madeireiras em uma floresta sazonalmente alagável na Reserva de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá, Amazônia Central*. Master-Thesis in Biological Sciences, Instituto Nacional de pesquisas da Amazônia, Manaus.
- Markesteyn L, Poorter L. In press. Seedling root morphology and biomass allocation of 62 tropical tree species in relation to drought and shade tolerance. *Journal of Ecology*.
- Matlack GR, Gibson DJ, Good RE. 1993. Regeneration of the shrub *Gaylussacia baccata* and associated species after low intensity fire in the Atlantic coastal plain forest. *American Journal of Botany* 80: 119-126.
- Mayle FE, Power MJ. 2008. Impact of a drier Early-Mid-Holocene climate upon Amazonian forests. *Philosophical Transactions of the Royal Society B-Biological Sciences* 363: 1829-1838.
- McDowell N, Pockman WT, Allen CD, Breshears DD, Cobb N, Kolb T, Plaut J, Sperry J, West A, Williams DG, Yepez EA. 2008. Mechanisms of plant survival and mortality during drought: why do some plants survive while others succumb to drought? *New Phytologist* 178: 719-739.
- Medina E. 1983. Adaptations of tropical trees to moisture stress. In: *Ecosystems of the world: Tropical rain forest ecosystems*. Golley F.B. (ed.). Elsevier Scientific Publishing Company, Amsterdam Oxford NY, pp. 225-237.
- Meir P, Metcalfe DB, Costa ACL, Fisher RA. 2008. The fate of assimilated carbon during drought: impacts on respiration in Amazon rainforests. *Philosophical Transactions of the Royal Society B-Biological Sciences* 363: 1849-1855
- Meyer U. 1991. *Feinwurzelsysteme und Mykorrhizatyphen als Anpassungsmechanismen in Zentralamazonischen Überschwemmungswäldern – Igapó und Várzea*. University of Hohenheim. PhD Thesis.
- Middleton B. 2000. Hydrochory, seed banks, and regeneration dynamics along the landscape boundaries of a forested wetland. *Plant Ecology* 146(2): 167-181.
- Mitsch WJ, Gosselink JG. 2000. The value of wetlands: importance of scale and landscape setting. *Ecological Economics* 35(1): 25-33.
- Molion LCB, Dallarosa LRG. 1990. Climatologia dinâmica da região Amazônica: mecanismos de precipitação. *Revista Brasileira de Meteorologia* 2: 107-117.
- Müller E. 2002. *Water relations and stem water usage of trees from the Central Amazonian whitewater floodplain (Várzea)*. Lieberei R., Bianchi H.-K., Boehm V., Reissdorff C. (Eds.). Proceedings of the German-Brazilian Workshop Hamburg 2000. GKSS Geesthacht. Pp.623-627.
- Myers JA, Kitajima K. 2007. Carbohydrate storage enhances seedling shade and stress tolerance in a neotropical forest. *Journal of Ecology* 95: 383-395.
- Nepstad D, Lefebvre P, Silva UL, Tomasella J, Schlesinger P, Solórzano L, Moutinho P, Ray D, Benito JG. 2004. Amazon drought and its implication for forest flammability and tree growth: a basin-wide analysis. *Global Change Biology* 10: 704-717.
- Newell EA, Mulkey SS, Wright SJ. 2002. Seasonal patterns of carbohydrate storage in four tropical tree species. *Oecologia* 131: 333-342.
- Niinemets U, Valladares F. 2000. Tolerance to shade, drought, and waterlogging of temperate Northern Hemisphere trees and shrubs. *Ecological Monographs* 76: 521-541.
- Oliveira AA, Mori SA. 1999. A central Amazonian terra firme forest. I. High tree species richness on poor soils. *Biodiversity and Conservation* 8: 1219-1244.
- Oliveira LA., Moreira FW, Falcão NP, Pinto VSG. 2000. Floodplain soils of Central Amazonia: Chemical and physical characteristics and agricultural sustainability. In: Junk, W.J., Ohly, J.J.,

- Piedade, M.T.F. and Soares, M.G.M. (eds.). *The Central Amazon Floodplain: Actual Use and Options for a Sustainable Management*. Bachhuys Publ., Leiden, The Netherlands.
- Oliveira-Wittmann A, Piedade MTF, Wittmann F, Parolin P. 2007. Germination in four low-várzea tree species of Central Amazonia. *Aquatic Botany* 86: 197-203.
- Oliveira-Wittmann A. 2006. *Conteúdo de tococromanóis em espécies arbóreas de várzea da Amazônia Central Manaus, Brazil*. INPA/UFAM. PhD Thesis.
- Parolin P, Armbrüster N, Junk WJ. 2006. Two Amazonian floodplain trees react differently to periodical flooding. *Tropical Ecology* 47: 243-250.
- Parolin P, Armbrüster N, Wittmann F, Ferreira LV, Piedade MTF, Junk WJ. 2002a. A review of tree phenology in central Amazonian floodplains. *Pesquisas Botânica* 52.
- Parolin P, Oliveira AC, Piedade MTF, Wittmann F, Junk WJ. 2002b. Pioneer trees in Amazonian floodplains: three key species form monospecific stands in different habitats. *Folia Geobotanica* 37.
- Parolin P, De Simone O, Haase K, Waldhoff D, Rottenberger S, Kuhn U. 2004. Central Amazon floodplain forests: tree survival in a pulsing system. *The Botanical Review* 70: 357-380.
- Parolin P, Müller E, Junk WJ. 2005. Water relations of Amazonian Várzea trees. *International Journal of Ecology and Environmental Sciences* 31(4): 361-364.
- Parolin P, Waldhoff D, Piedade MTF. In press a. Fruit and seed chemistry, biomass and dispersal. In: *Central Amazonian floodplain forests: ecophysiology, biodiversity and sustainable management*. Ecological Studies. Junk WJ, Piedade MTF, Parolin P, Wittmann F, Schöngart J, eds. Heidelberg: Springer.
- Parolin P, Waldhoff D, Piedade MTF. In press b. Gas exchange and photosynthesis. In: *Central Amazonian floodplain forests: ecophysiology, biodiversity and sustainable management*. Ecological Studies. Junk WJ, Piedade MTF, Parolin P, Wittmann F, Schöngart J, eds. Heidelberg: Springer.
- Parolin P, Wittmann F, Schöngart J. In press c. Tree phenology. In: *Central Amazonian floodplain forests: ecophysiology, biodiversity and sustainable management*. Ecological Studies. Junk WJ, Piedade MTF, Parolin P, Wittmann F, Schöngart J, eds. Heidelberg: Springer.
- Parolin P. 1997. *Auswirkungen periodischer Vernässung und Überflutung auf Phänologie, Photosynthese und Blattphysiologie von Baumarten unterschiedlicher Wachstumsstrategie in zentralamazonischen Überschwemmungsgebieten*. University of Hamburg, Germany. Ph.D. Thesis.
- Parolin P. 2000. Phenology and CO₂-assimilation of trees in Central Amazonian floodplains. *Journal of Tropical Ecology* 16: 465-473.
- Parolin P. 2001a. Morphological and physiological adjustments to waterlogging and drought in seedlings of Amazonian floodplain trees. *Oecologia* 128: 326-335.
- Parolin P. 2001b. *Senna reticulata*, a pioneer tree from Amazonian várzea floodplains. *The Botanical Review* 67: 239-254.
- Parolin P. 2009. Submerged in Darkness: Adaptations to Prolonged Submergence by Woody Species of the Amazonian Floodplains. *Annals of Botany Flooding Special Issue*.
- Parolin P., Lucas C., Piedade M.T.F. & Wittmann F. 2010. Drought responses of extremely flood-tolerant trees of Amazonian floodplains. *Annals of Botany* 105:129-139
- Paz H. 2003. Root/shoot allocation and root architecture in seedlings: variation among forest sites, microhabitats, and ecological groups. *Biotropica* 35: 318-332.
- Peterson AT, Vieglais DA. 2001. Predicting species invasions using ecological niche modelling: New approaches from Bioinformatics. *BioScience* 51: 363-371.
- Pezeshki SR, Pardue JH, DeLaune RD. 1996. Leaf gas exchange and growth of flood-tolerant and flood-sensitive tree species under low soil redox conditions. *Tree Physiology* 16: 453-458.
- Pezeshki SR. 1993. Differences in patterns of photosynthetic responses to hypoxia in flood-tolerant and flood-sensitive tree species. *Photosynthetica* 28: 423-430.
- Piedade MTF, Parolin P, Junk WJ. 2006. Phenology, fruit production and seed dispersal of *Astrocaryum jauari* (Arecaceae) in Amazonian black-water floodplains. *Revista de Biologia Tropical* 54: 1171-1178.

- Pires JM. 1984. The Amazonian Forest. In: Sioli, H. (ed). *The Amazon. Limnology and landscape ecology of a mighty tropical river and its basin*. Dordrecht.
- Poorter L, Markesteijn L. 2008. Seedling traits determine drought tolerance of tropical tree species. *Biotropica* 40: 321-331.
- Prance GT. 1979. Notes on the vegetation of Amazonia. III. Terminology of Amazonian forest types subjected to inundation. *Brittonia* 31: 26-38.
- Reich PB, Ellsworth DS, Walters MB, Vose JM, Gresham C, Volin JC, Bowman WD. 1999. Generality of leaf trait relationships: a test across six biomes. *Ecology* 80: 1955-1969.
- Ribeiro MNG, Adis J. 1984. Local rainfall variability - a potential bias for bioecological studies in the Central Amazon. *Acta Amazonica* 14: 159-174.
- Richey JE, Nobre C., Deser C. 1989. Amazon river discharge and climate variability: 1903-1985. *Science* 246: 1606-1626.
- Ronchail J, Labat D, Callede J, Cochonneau G, Guyot JL, Filizola N, Oliveira E. 2005. Discharge variability within the Amazon basin – regional hydrological impacts of climate changes. *Hydroclimatic variability* 296: 21-30.
- Roosevelt AC. 1980. *Parmana: Prehistoric maize and manioc subsistence along the Amazon and Orinoco*. Academic Press, New York.
- Rosa SA. 2008. *Modelos de crescimento de quatro espécies madeireiras de floresta de várzea da Amazônia Central por meio de métodos dendrocronológicos*. Master-Thesis in Biological Sciences, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus.
- Roth I. 1984. *Stratification of tropical forests as seen in leaf structure*. The Hague: Junk Publishers.
- Rull V. 1999. Palaeofloristic and palaeovegetational changes across the Paleocene-Eocene boundary in northern South America. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 107: 83-95.
- Salati E, Marques J. 1984. Climatology of the Amazon region. In: *The Amazon: Limnology and landscape ecology of a mighty tropical river and its basin*. Junk Publishers Sioli H. (Ed.), Dordrecht, 85-126.
- Schlüter U-B, Furch B, Joly CA. 1993. Physiological and anatomical adaptations by young *Astrocaryum jauari* Mart. (Arecaceae) in periodically inundated biotopes of Central Amazonia. *Biotropica* 25: 384-396.
- Schlüter U-B, Furch B. 1992. Morphologische, anatomische und physiologische Untersuchungen zur Überflutungstoleranz des Baumes *Macrolobium acaciaefolium*, charakteristisch für die Weiß- und Schwarzwasserüberschwemmungswälder bei Manaus, Amazonas. *Amazoniana* 12: 51–69.
- Schlüter U-B. 1989. *Morphologische, anatomische und physiologische Untersuchungen zur Überflutungstoleranz zweier charakteristischer Baumarten des Weiß- und Schwarzwasser Überschwemmungswaldes bei Manaus. Ein Beitrag zur Ökosystemanalyse von Várzea und Igapó Zentralamazoniens*. Universität Kiel. Dissertation.
- Schöngart J, Junk WJ. 2007. Forecasting the flood pulse in Central Amazonia by ENSO-indices. *Journal of Hydrology* 335: 124-132.
- Schöngart J, Piedade MFT, Ludwigshausen S, Horna V, Worbes M. 2002. Phenology and stem-growth periodicity of tree species in Amazonian floodplain forests. *Journal of Tropical Ecology* 18: 581-597.
- Sestak Z. 1985. *Photosynthesis during leaf development*. Junk Publ. Dordrecht Boston Lancaster. 396 pp.
- Sioli H. 1984. The Amazon and its main affluents: hydrography, morphology of the river courses and river types. In: Sioli H (ed) *The Amazon. Limnology and landscape ecology of a mighty tropical river and its basin*. Dr. W. Junk Publishers, Dordrecht, pp. 127-165.
- Slot M., Poorter L. 2007. Diversity of seedling responses to drought. *Biotropica* 39: 683-690.
- Smith MW, Huslig SM. 1990. Influence of Flood-Preconditioning and Drought on Leaf Gas-Exchange and Plant Water Relations in Seedlings of Pecan. *Environmental and Experimental Botany* 30: 489-495.

- Sombroek W. 2001. Spatial and temporal patterns of Amazonian rainfall. Consequences for the planning of agricultural occupation and the protection of primary forests. *Ambio* 30: 388-396.
- Streng DR, Glitzenstein JS, Harcombe PA. 1989. Woody seedling dynamics in an East Texas floodplain forest. *Ecological Monographs* 59: 177-204.
- Stroh CL, De Steven D, Guntenspergen GR. 2008. Effect of climate fluctuations on long-term vegetation dynamics in Carolina Bay wetlands. *Wetlands* 28: 17-27
- ter Steege H. 1994a. Flooding and Drought Tolerance in Seeds and Seedlings of 2 Mora Species Segregated Along a Soil Hydrological Gradient in the Tropical Rain-Forest of Guyana. *Oecologia* 100: 356-367.
- ter Steege H. 1994b. Seedling growth of *Mora gonggrijpii*, a large-seeded climax species, under different soil and light conditions. *Vegetatio* 112: 161-170.
- Timmermann A, Oberhuber J, Bacher A, Esch M, Latif M, Roeckner E. 1999. Increased El Niño frequency in a climate model forced by future greenhouse warming. *Nature* 398: 694-697.
- Tournaire-Roux C, Sutka M, Javot H, Gout E, Gerbeau P, Luu D, Bligny R, Maurel C. 2003. Cytosolic pH regulates root water transport during anoxic stress through gating of aquaporins. *Nature* 425: 393-397
- Trenberth KE, Stepaniak DB. 2001. Indices of El Niño evolution. *Journal of Climate* 14: 1697-1701.
- Tuomisto H, Ruokolainen K, Salo J. Lago. 1992. Amazonas: fact or fancy? *Acta Amazonica* 22: 353-361.
- Tyree MT, Engelbrecht BMJ, Vargas G, Kursar TA. 2003. Desiccation tolerance of five tropical seedlings in Panama. Relationship to a field assessment of drought performance. *Plant Physiology* 132(3): 1439-1447.
- Van der Hammen T. 1974. The Pleistocene changes of vegetation and climate in tropical South America. *Journal of Biogeography* 1: 3-26.
- Vartapetian BB, Jackson MB. 1997. Plant adaptations to anaerobic stress. *Annals of Botany* 79: 3-20.
- Visser EJW, Voesenek LACJ, Vartapetian BB. 2003. Flooding and plant growth. *Annals of Botany* 91: 107-109.
- Vuilleumier BS. 1971. Pleistocene changes in the fauna and flora of South America. *Science* 173: 771-779.
- Waldhoff D, Furch B. 1998. Effect of waterlogging and flooding on some abundant tree species of Central Amazonia examined under defined conditions in climatic chambers. *Verhandlungen des Internationalen Vereines für Limnologie* 26: 1886-1887.
- Waldhoff D, Furch B. 2002. Leaf morphology and anatomy in eleven tree species from Central Amazonian floodplains (Brazil). *Amazoniana* 17: 79-94.
- Waldhoff D, Furch B, Junk WJ. 2002. Fluorescence parameters, chlorophyll concentration, and anatomical features as indicators for flood adaptation of an abundant tree species in Central Amazonia: *Symmeria paniculata*. *Environmental and Experimental Botany* 48: 225-235.
- Waldhoff D, Junk WJ, Furch B. 2000. Comparative measurements of growth and chlorophyll a fluorescence parameters of *Nectandra amazonum* under different environmental conditions in climatized chambers. *Verhandlungen des Internationalen Vereineins für Limnologie* 27: 2052-2056.
- Waldhoff D, Junk WJ, Furch B. 1998. Responses of three Amazonian tree species to drought and flooding under controlled conditions. *Int. J. Ecol. Environ. Sci.* 24: 237-252.
- Waldhoff D. 2003. Leaf structure in trees of Central Amazonian floodplain forests (Brazil). *Amazoniana* 17: 451-469.
- Walsh RPD, Newberry DM. 1999. The ecoclimatology of Danum, Sabah, in the context of the world's rainforest regions, with particular reference to dry periods and their impact. *Physiological transactions of the Royal Society London, Series B* 354: 1391-1400.
- Weischet W. 1996. Regionale Klimatologie, Teil 1. *Die Neue Welt: Amerika, Neuseeland, Australien*. pp. 468, B.G. Teubner, Stuttgart.

- Williamson GB, Laurance WF, Oliveira AA. 2000. Amazonian tree mortality during the 1997 El Niño drought. *Conservation Biology* 14: 1538-1542.
- Wittmann F, Schöngart J, Montero JC, Motzer T, Junk WJ, Piedade MTF, Queiroz HL, Worbes M. 2006. Tree species composition and diversity gradients in white-water forests across the Amazon basin. *Journal of Biogeography* 33: 1334-1347.
- Wittmann F, Junk WJ, Piedade MTF. 2004. The várzea forests in Amazonia: flooding and the highly dynamic geomorphology interact with natural forest succession. *Forest Ecology and Management* 196: 199-212.
- Wittmann F, Junk WJ. 2003. Sapling communities in Amazonian white-water forests. *Journal of Biogeography* 30: 1533-1544.
- Wittmann F, Anhof D, Junk WJ. 2002. Tree species distribution and community structure of Central Amazonian várzea forests by remote sensing techniques. *Journal of Tropical Ecology* 18: 805–820.
- Wittmann F, Junk WJ, Schöngart J. In press. Phytogeography, species diversity, community structure and dynamics of central Amazonian floodplain forests. In: Junk W.J., Piedade M.T.F., Parolin P., Wittmann F. and Schöngart J. (eds.) : *Central Amazonian Floodplain Forests: Ecophysiology, Biodiversity and Sustainable Management*. Ecological Studies, Springer Verlag, Heidelberg.
- Wittmann F. 2001. *Artenverbreitung und Bestandesstruktur in Amazonischen Várzea-Wäldern und Möglichkeiten der Erfassung von Waldtypen mittels fernerkundlichen Methoden*. PhD-Dissertation in physical geography, University of Mannheim, Germany .
- Worbes M. 1986. Lebensbedingungen und Holzwachstum in zentralamazonischen Überschwemmungswäldern. *Scripta Geobotanica* 17: 1-112.
- Worbes M. 1985. Structural and other adaptations to long-term flooding by trees in Central Amazonia. *Amazoniana* 9: 459-484.
- Worbes M. 1997. The forest ecosystem of the floodplains. In: *The Central Amazon floodplain: ecology of a pulsing system*. Ecological Studies 126.—Junk WJ, ed. Heidelberg: Springer. 223–266.
- Wright SJ, Cornejo FH. 1990. Seasonal drought and the timing of flowering and leaf fall in a neotropical forest. In: *Reproductive Ecology of tropical forest plants*. Bawa K.S. and Hadley M. (eds.). Man and the Biosphere Series Paris (Unesco) 7: 49-61.
- Ziburski A. 1990. *Ausbreitungs- und Reproduktionsbiologie einiger Baumarten der amazonischen Überschwemmungswälder*. University of Hamburg. PhD Thesis.
- Zimmerman JK, Pascarella JB, Aide TM. 2000. Barriers to forest regeneration in an abandoned pasture in Puerto Rico. *Restoration Ecology* 8: 350-360.



Figure 1: Amazonian floodplains in the Rio Negro with a sandbank where plants may experience drought.



Figure 2: Seedling of *Cecropia latiloba* after five days of drought under experimental conditions.



Figure 3: Seedlings of *Crateva benthami* and *Vitex cymosa*, two tree species of Amazonian floodplains, subjected to twelve weeks of drought, well watering, waterlogging and submergence (from left to right) under experimental conditions.

Table 1: Number of years without any or with permanent floods, depending on the height in the flooding gradient (changed, after Junk & Krambeck 2000)

Altitude in masl	Mean length of terrestrial phase (days) n = 95y	Years with permanent flood	Years without flood (dry)
30	never flooded	0	95
29	3816	0	87
28	712	0	52
27	375	0	21
26	264	0	4
25	225	0	2
24	195	0	1
23	162	0	1
22	122	0	1
21	100	6	0
20	79	14	0
19	63	25	0
18	44	42	0
17	34	66	0
16	32	84	0

Table 2: Root:shoot ratio and chlorophyll contents per leaf dry weight in six tree species with different growth strategies (EV evergreen, D deciduous, P pioneer, NP non-pioneer)

Species	Growth strategy	Root:shoot ratio		Leaf chlorophyll content	
		Control	Drought	Control	Drought
<i>Cecropia latiloba</i>	D NP	0,5	0,6	8,52	8,47
<i>Crataeva benthamii</i>	D NP	2,2	0,9	11,59	10,02
<i>Nectandra amazonum</i>	EV NP	0,5	0,4	7,99	6,08
<i>Senna reticulata</i>	EV P	0,9	1	7,27	8,00
<i>Tabebuia barbata</i>	D NP	1,3	1	8,15	6,59
<i>Vitex cymosa</i>	D NP	0,5	0,7	6,89	8,71

LISTA DAS BRIÓFITAS (ANTHOCEROTOPHYTA, BRYOPHYTA, MARCHANTIOPHYTA) DO RIO GRANDE DO SUL, BRASIL

Msc. Juçara Bordin^{1, 2}
Dra. Olga Yano

Abstract

Checklist of Bryophytes (Anthocerotophyta, Bryophyta, Marchantiophyta) of Rio Grande do Sul, Brazil. A checklist of the bryophytes from the State of Rio Grande do Sul, Brazil, based on literature records, is presented. For each record the geographic distribution in Brazil and in the cities and localities in Rio Grande do Sul State were added. Currently are recorded 760 taxa in 93 families and 250 genera have been referred for this State. Anthocerotophyta is represented by four taxa, belonging to two families and three genera; Marchantiophyta presents 220 taxa in 29 families and 69 genera and Bryophyta is represented by 536 taxa, distributed in 62 families and 178 genera.

Key words: bryophytes, geographic distribution, Rio Grande do Sul

Resumo

Foram compilados os dados disponíveis em literatura das briófitas do Estado do Rio Grande do Sul e elaborada uma lista com 760 táxons, em 93 famílias e 250 gêneros. Para cada táxon é apresentada a distribuição geográfica brasileira e, para o estado do Rio Grande do Sul, estão indicados os municípios e localidades onde os táxons ocorrem. Anthocerotophyta está representada por quatro táxons, distribuídos em duas famílias e três gêneros; Marchantiophyta apresenta 220 táxons, em 29 famílias e 69 gêneros e Bryophyta está representada por 536 táxons, em 62 famílias e 178 gêneros.

Palavras-chave: briófitas, distribuição geográfica, Rio Grande do Sul

Introdução

O Rio Grande do Sul possui uma das floras briológicas mais ricas e diversas devido à variedade de condições ecológicas e à posição geográfica que o Estado ocupa (Sehnem 1953).

Conforme o breve histórico da Briologia Riograndense, feito por Sehnem (1953), as primeiras coletas de briófitas foram realizadas por Sellow, que chegou ao Estado em 1823 e teve suas amostras tratadas por Hornschuch no primeiro volume da *Flora Brasiliensis* de Martius, publicado em 1840. Outros botânicos como Lindman, Tweedie e Malme passaram pelo Estado com o intuito de coletar fanerógamas e acabaram por coletar também alguns musgos que lhes chamaram especial atenção.

As primeiras listas de briófitas para o Rio Grande do Sul foram publicadas por Brotherus (1900) e Lindman (1906) que citaram 98 e 81 táxons,

¹Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente. Instituto de Botânica, Caixa Postal 3005, 01061-970 São Paulo, SP, Brasil.

²Autor para correspondência: jucarabordin@gmail.com

respectivamente, a maioria hoje sinonimizados, indicando apenas sua ocorrência no Estado.

Em 1938 iniciaram-se as coletas e os estudos de Aloysio Sehnem, que enviou parte de seu material para Luisier (1941) e parte para Bartram (1952) o qual publicou 17 espécies novas para a ciência, todas coletadas por Sehnem. Sehnem (1953) publicou seu primeiro trabalho: "Elementos austral-antárticos na flora briológica do Rio Grande do Sul" e a partir de então seguiram-se várias publicações: Sehnem (1955, 1969, 1970, 1972, 1976, 1978, 1979, 1980), todas tratando apenas de musgos.

Posteriormente os demais trabalhos desenvolvidos no Estado foram de Lorscheitter (1973) que iniciou os estudos das hepáticas folhosas; Bueno (1984, 1986) publicou trabalhos referentes a gêneros de Jungermanniales, exceto Lejeuneaceae e ao gênero *Balantiopsis*; Lemos-Michel (1980, 1983, 1999, 2001) trabalhou com hepáticas folhosas e alguns musgos; Lemos-Michel & Yano (1998) estudaram o gênero *Bryopteris*; Lemos-Michel & Bueno (1992) publicaram sobre o gênero *Bazzania*; Lorscheitter-Baptista (1977) publicou um guia para os gêneros de Lejeuneaceae na Flora Ilustrada do Rio Grande do Sul; Oliveira (1973) estudou as espécies de *Radula*; Vianna (1970, 1971, 1976, 1981a, 1981b, 1981c, 1985, 1988, 1990), estudou as hepáticas talosas; Farias (1982, 1984, 1987) desenvolveu estudos com Polytrichaceae; Yano & Bordin (2006) citaram novas ocorrências para o Estado; Peralta & Athayde Filho (2008) estudaram as briófitas corticícolas de mata ciliar ao longo do Rio Uruguai; Yano & Peralta (2008a) ilustraram 47 tipos nomenclaturais de briófitas do Rio Grande do Sul depositados no Herbarium Anchieta (PACA) e recentemente, Bordin & Yano (2009a, b, c) estudaram as briófitas da área urbana do município de Caxias do Sul, publicando também novas ocorrências para o Estado. Recentes teses e floras neotropicais também estão disponíveis, porém as mesmas englobam áreas amplas e apenas citam espécies para o Rio Grande do Sul.

Comparado com outros estados brasileiros, o Rio Grande do Sul possui um bom número de estudos, no entanto, os trabalhos contemplam apenas uma pequena parte do Estado, sendo fundamentais estudos em outras áreas. Além disso, existem muitos dados esparsos ou publicados apenas em teses ou dissertações, o que dificulta o acesso. Há apenas uma lista de briófitas para o Estado, organizada por Putzke, disponível em meio eletrônico (<http://br.geocities.com/jrputzkebr/briofita.html>, acesso em 07.08.2009) desde 2004 (*comunicação pessoal*), na qual são citados 657 táxons. Esta é uma importante contribuição para o conhecimento das briófitas do Estado, porém esta lista não apresenta referências bibliográficas para nenhum táxon de musgo citado, o que impossibilita a localização das informações sobre a distribuição geográfica destes táxons no Estado.

Assim, os objetivos deste trabalho são atualizar a lista existente e compilar os dados citados em diversos trabalhos em uma lista única, a qual informará o número de táxons ocorrentes no Estado, bem como sua distribuição geográfica no Rio Grande do Sul e no Brasil.

É importante salientar que esta é uma lista baseada em dados de literatura e que futuros estudos taxonômicos destas espécies, bem como intensas coletas no Estado, deverão ser realizados visando conhecer a real diversidade de briófitas existente no Rio Grande do Sul.

Material e Métodos

Para a elaboração da lista partiu-se inicialmente dos catálogos de Yano (1981a, 1984a, 1989, 1995, 2006 e 2008), que se referem às espécies ocorrentes no Brasil, citados em literatura. Destas listas foram extraídos todos os táxons ocorrentes no Rio Grande do Sul. Muitos táxons foram sinonimizados, por isso todos os nomes foram conferidos e atualizados e os sinônimos foram listados a parte (tabela 1). Optou-se por listar todos os nomes dos táxons já citados em literatura. Foram incluídos os táxons conhecidos apenas para a localidade-tipo e também nomes citados em literatura antiga, os quais não passaram por nenhuma revisão taxonômica, portanto podem ser sinonimizados futuramente, o que diminuirá o número de táxons citados para o Estado.

O sistema de classificação utilizado foi de Stotler & Crandall-Stotler (2005) para Anthocerotophyta, Crandall-Stotler & Stotler (2000) para Marchantiophyta e Buck & Goffinet (2000) para Bryophyta. As abreviações dos autores dos epítetos específicos foram baseadas em Brummitt & Powell (1992) e os periódicos dos cabeçalhos taxonômicos em Bridson & Smith (1991).

Para a distribuição geográfica dos táxons no Brasil foram consultados os catálogos de Yano (1981a, 1984a, 1989, 1995, 2006 e 2008) e os trabalhos mais recentes de Bordin & Yano (2009b, c), Ireland & Buck (2009), Peralta (2009), Valente *et al.* (2009), Bastos & Villas Bôas-Bastos (2008a, b), Peralta & Athayde-Filho (2008), Yano & Peralta (2008b). A distribuição geográfica no Rio Grande do Sul foi baseada nos trabalhos onde as espécies foram citadas originalmente e nos trabalhos de Peralta & Athayde Filho (2008) e Bordin & Yano (2009a, b, c).

Foram citados os nomes dos municípios separados por ponto-e-vírgula (;), sempre que possível os nomes dos distritos, regiões administrativas e localidades, separadas por vírgula (,) e, quando encontrados, nomes de vilas ou localidades menores separados por hífen (-). Diversos distritos, bairros ou localidades citadas na literatura antiga foram emancipadas e alguns municípios tiveram seus nomes mudados. Desta maneira, estes nomes estão sendo citados conforme mencionado na literatura original, e entre parênteses o nome atualmente utilizado (tabela 2).

Resultados

São listados 760 táxons para o Estado do Rio Grande do Sul, em 93 famílias e 250 gêneros. Anthocerotophyta está representada por quatro táxons, distribuídos em duas famílias e três gêneros; Marchantiophyta apresenta 220 táxons, em 29 famílias e 69 gêneros e Bryophyta está representada por 536 táxons, distribuídos em 62 famílias e 178 gêneros.

O número de táxons de Bryophyta é consideravelmente maior do que o número de táxons de Marchantiophyta e isto se deve, principalmente, ao grande número de coletas de Sehnem, que trabalhou apenas com musgos.

As áreas do Estado abrangidas com coletas estão restritas às regiões da Encosta Superior e Inferior do Nordeste, algumas coletas na região dos Campos de Cima da Serra e coletas isoladas nas demais regiões. As regiões do Litoral, Campanha, Missões, Alto Uruguai e Planalto Médio praticamente não possuem coletas.

ANTHOCEROTOPHYTA

Anthocerotaceae

Anthoceros punctatus L., Sp. Pl. 2: 1139. 1753.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Forromeco (São Vendelino) (Stephani 1916, como *Anthoceros fissifrons*; Hässel de Menéndez 1990, como *Aspiromitus hispidus*); Dois Irmãos, Cascata São Miguel (Ivoti); Rio Grande (Stephani 1916, como *Aspiromitus fissifrons*); Viamão, Parque Saint Hilaire, Floricultura Schoenwald (Vianna 1970); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Notothyladaceae

Phymatoceros bulbiculosus (Brotero) Stotler, Doyle & Crand.-Stotler, Phytologia 87(2): 115. 2005.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b, como *Phaeoceros bulbiculosus*).

Phaeoceros carolinianus (Michx.) Prosk., Bull. Torrey Bot. Club 78(4): 347. 1951.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo; Quinta perto de Rio Grande (Stephani 1897, como *Anthoceros planus*); Porto Alegre (Bauer 1905a, b; 1929, como *Anthoceros planus*).

Phaeoceros laevis (L.) Prosk., Bull. Torrey Bot. Club 78(4): 346. 1951.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Taquari; Águas Claras (Proskauer 1957); Dois Irmãos, Cascata São Miguel (Ivoti); Novo Hamburgo, Sanga Funda; Viamão, Parque Saint Hilaire (Vianna 1970); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

MARCHANTIOPHYTA

Aneuraceae

Riccardia amazonica (Spruce) Schiffn. ex Gradst. & Hekking, J. Hattori Bot. Lab. 45: 129. 1979.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, DF, ES, PA, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Stephani 1899, como *Aneura amazonica*).

Riccardia cataractarum (Spruce) K.G. Hell, Bolm. Univ. São Paulo 335, Bot. 25: 97. 1969.

Distribuição no Brasil: CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Riccardia chamedryfolia (With.) Grolle, Trans. Brit. Bryol. Soc. 5: 772. 1969.
Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, DF, ES, GO, MG, MT, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Riccardia glaziovii (Spruce) Meenks, J. Hattori Bot. Lab. 63: 173. 1897.
Distribuição no Brasil: AP, BA, ES, PA, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: s.l. (Spruce 1889; Stephani 1899).

Riccardia multifida (L.) S.F. Gray, Nat. Arrang. Brit. Pl. 1: 684. 1821.
Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SP.
Distribuição no RS: Colônia Silveira Martins in Val Veneta (Silveira Martins) (Stephani 1897, como *Anthoceros multifidus*); Rio Grande (Lindman 1906, como *Anthoceros multifidus*).

Riccardia regnellii (Ångstr.) K.G. Hell, Bolm. Univ. São Paulo; 335, Bot. 25: 110. 1969.
Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, MT, PE, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: s.l. (Stephani 1899, como *Aneura regnellii*; Hell 1969).

Riccardia schwaneckeii (Steph.) Pagán, Bryologist 42(1): 7. 1939.
Distribuição no Brasil: MT, RJ, RS, SP.
Distribuição no RS: São Leopoldo, Quinta perto de Rio Grande (Stephani 1897, como *Aneura schwaneckeii*); Rio Grande (Stephani 1899, como *Aneura sckwaneckeii*); São Leopoldo (Schiffner & Arnell 1964).

Aytoniaceae

Asterella venosa (Lehm. & Lindenb.) A. Evans, Contr. U. S. Nat. Herb. 20: 286. 1920.
Distribuição no Brasil: GO, MG, MT, PR, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Porto Alegre (Stephani 1899, como *Fimbriaria lindmanii*); Porto Alegre, Ilha dos Banhos in Guaíba (Hässel de Menéndez 1962; Grolle 1989); Panambi; Porto Alegre; São Leopoldo; Tenente Portela; Vacaria, Rio Ibitiriri (Vianna 1976, 1985); Bagé; Bom Jesus; São Sepé; Vacaria (Yano 1981b); Canela (Gradstein & Costa 2003); Bom Jesus, Rio das Antas; Porto Alegre, Ilha dos Banhos (Grolle 1989; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Plagiochasma rupestre (J.R. Forst. & G. Forst.) Steph., Bull. Herb. Boissier 6: 783. 1898.
Distribuição no Brasil: BA, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Gramado; Porto Alegre; Viamão, Parque Saint Hilaire (Vianna 1970); Nova Wurtenberg, Eisenau perto de Cruz Alta (Panambi) (Bischler 1979); Bom Jesus; Caxias do Sul; São Sepé; Vacaria (Yano 1981b); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Reboulia hemisphaerica (L.) Raddi, Opusc. Sci. Bologna 2(6): 357. 1818.
Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Canoas; São Leopoldo (Stephani 1897); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Porto Alegre, Ponta Grossa, Escola de Agronomia; Torres, Colônia São Pedro; Viamão, Parque Saint Hilaire (Vianna 1970); Bento Gonçalves; Bom Jesus; Dois Irmãos; Gramado; Gravataí; Ivoti; Jaguarí; Montenegro; Mostardas; Nova Petrópolis; Porto Alegre; Rolante; Rosário; Santa Maria; São Francisco de Paula; São Leopoldo; Santa Cruz; Tenente Portela; Torres; Vacaria; Viamão (Vianna 1976, 1985, 1986); São Leopoldo (Bischler-Causse *et al.* 2005); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Balantiopsidaceae

Balantiopsis brasiliensis Steph., Sp. Hepat. 4: 104. 1910.

Distribuição no Brasil: ES, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus (Bueno 1986).

Balantiopsis crocea Herzog, Beih. Bot. Centralbl. 60(B): 12. 1939.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus (Bueno 1986).

Isotachis aubertii (Schwägr.) Mitt., Proc. Linn. Soc. London 2: 322. 1887.

Distribuição no Brasil: AM, ES, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Fulford 1963).

Isotachis multiceps (Lindenb. & Gottsche) Gottsche, Mexik. Leverm.: 105. 1863.

Distribuição no Brasil: ES, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Canela (Gradstein & Costa 2003).

Neesioscyphus argillaceus (Nees) Grolle, Österr. Bot. Zeitschr. 811: 24. 1964.

Distribuição no Brasil: DF, ES, GO, MG, MT, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a), Travessão Gablontz (Peralta *et al.* 2008).

Bryopteridaceae

Bryopteris diffusa (Sw.) Nees *in* Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 286. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Stephani 1897, como *Bryolejeunea diffusa*); Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Nova Wurttenberg (Panambi); São Leopoldo (Stotler & Crandall-Stotler 1974); Bento Gonçalves; Dois Irmãos; São Francisco de Paula, Fazenda Engler; São Leopoldo; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Viamão, Parque Saint-Hilaire (Lemos-Michel & Yano 1998); Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Bryopteris filicina (Sw.) Nees *in* Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 284. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, DF, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul; Capão Seco (Pelotas); Montenegro; Porto Alegre; São Francisco de Paula; São Leopoldo; Vacaria (Stotler & Crandall-Stotler 1974); Cambará do Sul; Nova Prata (Gradstein 1994); Cachoeira do Sul; Arroio dos Ratos; Bento Gonçalves; Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Dois Irmãos; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracari; Gramado; Guaíba; Mariana Pimentel; Morrinhos do Sul; Porto Alegre, Morro São Pedro; Salvador do Sul; Santa Maria; São Francisco de Paula; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Torres, Morro Azul; Viamão; São Borja; São Leopoldo; Portão (Lemos-Michel & Yano 1998).

Bryopteris flaccida Lindenb. & Hampe, *Linnaea* 24: 640. 1851.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PE, PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: Montenegro; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Torres, São Pedro (Lemos-Michel & Yano 1998).

Bryopteris fruticulosa Taylor ssp. *fruticulosa*, *London J. Bot.* 5: 382. 1846.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Capão Seco (Pelotas) (Stotler & Crandall-Stotler 1974); Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Caçapava do Sul; Montenegro, Arroio do Porto; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Torres, Colônia São Pedro (Lemos-Michel & Yano 1998).

Bryopteris liebmanniana Lindenb. & Gottsche *in* Gottsche *et al.*, *Syn. Hepat.*: 738. 1847.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho; Torres, São Pedro; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas) (Lemos-Michel & Yano 1998).

Bryopteris trinitensis (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb. *in* Gottsche *et al.*, *Syn. Hepat.*: 285. 1846.

Distribuição no Brasil: AM, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul (Stephani 1897, como *Bryolejeunea tenuicaulis*); São Francisco de Paula (Stotler & Crandall-Stotler 1974); Cambará do Sul, Itaimbezinho; Montenegro, São Pedro; Rio Pardo; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Torres, São Pedro; Viamão, Parque Saint Hilaire (Lemos-Michel & Yano 1998).

Calypogeiaceae

Calypogeia lechleri (Steph.) Steph., *Sp. Hepat.* 3: 412. 1908.

Distribuição no Brasil: AM, BA, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Gramado (Ångstroem 1876; Vianna 1971).

Chonecoleaceae

Chonecolea doellingeri (Nees) Grolle, *Revue Bryol. Lichénol.* 25: 295. 1956.

Distribuição no Brasil: DF, ES, MG, MS, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro (Grolle 1956); Caxias do Sul; Esmeralda, Estação Ecológica do Aracuri; Farroupilha, Praça da Biblioteca Municipal;

Getúlio Vargas; Jiruá; Júlio de Castilhos, Praça João Alvarenga; Passo Fundo; Porto Alegre, Parque da Redenção; Rosário do Sul, Praça Dr. Júlio Bozzano; Santo Ângelo; São Francisco de Paula; Sapucaia do Sul (Yano & Luiz-Ponzo 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Corsiniaceae

Corsinia coriandrina (Spreng.) Lindb., *Hepat. Utveckl. Helsingfors*: 30. 1877.

Distribuição no Brasil: CE, PR, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre; Torres; Viamão, Parque Saint Hilaire (Vianna 1970, 1976, 1985).

Fossombroniaceae

Fossombronia porphyrorhiza (Nees) Prosk., *Bryologist* 58(3): 197. 1955.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PE, RJ, RS, SP, TO.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Geocalycaceae

Clasmatocolea vermicularis (Lehm.) Grolle, *Revue Bryol. Lichénol.* 29: 78. 1960.

Distribuição no Brasil: ES, MG, MS, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Schiffner 1912, como *Notoscyphus lindmanii*; Engel 1978, 1980); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Lophocolea bidentata (L.) Dumort., *Recueil d' Observ. Jungerm.*: 17. 1835.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Stephani 1897, como *Lophocolea coadunata*); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929); Rio Grande (Lindman 1906, como *Lophocolea coadunata*); Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Lophocolea glazioui Steph., *Bull. Herb. Boissier. ser. 2, 6*: 961. 1906.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande; São Francisco de Paula (Fulford 1976).

Lophocolea leptantha (Hook. f. & Taylor) Taylor *in* Gottsche *et al.*, *Syn. Hepat.*: 694. 1847.

Distribuição no Brasil: MG, PA, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Fulford 1976).

Lophocolea martiana Nees *in* Gottsche *et al.*, *Syn. Hepat.*: 152. 1845.

Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Stephani 1897); Gramado, Laranjeiras; Porto Alegre, Sanga Funda; São Francisco de Paula (Fulford 1976); Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias, Parque do Caracol; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 2001).

Lophocolea martiana Nees subsp. **bidentula** (Nees) Gradst. in Gradstein & Costa, Mem. New York Bot. Gard. 87: 73. 2003.

Distribuição no Brasil: AM, BA, GO, MG, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado (Stephani 1909, como *Chiloscyphus martianus*).

Lophocolea muricata (Lehm.) Nees in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 169. 1845.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco, Floresta Nacional de São Francisco de Paula (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Lophocolea platensis C. Massal., Atti Acad. Sci. Med. Nat. Ferrara 80(3-4): 12. 1906.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MT, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Lophocolea semiteres (Lehm.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 16: 188. 1878.

Distribuição no Brasil: GO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro; São Leopoldo (Fulford 1976).

Herbertaceae

Herbertus angustivittatus (Steph.) Fulford, Mem. New York Bot. Gard. 11(1): 102. 1963.

Distribuição no Brasil: AM, ES, MG, PR, RJ, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Aparados da Serra, Serra da Rocinha (Lorscheitter 1973); Cambará do Sul, Aparados da Serra (Gradstein & Costa 2003).

Herbertus divergens (Steph.) Herzog, Hedwigia 74: 94. 1934.

Distribuição no Brasil: AM, BA, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Aparados da Serra (Gradstein & Costa 2003); São José dos Ausentes, Monte Negro (Yano & Bordin 2006).

Herbertus serratus Spruce, Mem. Torrey Bot. Club 1: 128. 1890.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Aparados da Serra (Lorscheitter 1973).

Jubulaceae

Frullania arecae (Spreng.) Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 20. 1884(1885).

Distribuição no Brasil: AC, BA, DF, ES, GO, MG, MT, PR, RJ, RR, RS, SE, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul; Canela; Gramado; Montenegro; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1980, 2001); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Frullania atrata (Sw.) Dumort., Recueil d' Observ. Jungerm. Tournay: 13. 1835.

Distribuição no Brasil: AM, BA, MG, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São José dos Ausentes, Monte Negro (Yano & Bordin 2006).

Frullania beyrichiana (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb. in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 460. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, BA, ES, GO, MG, MT, PA, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho; Canela, Parque das Sequóias, Parque do Caracol; Gramado; Nova Petrópolis; São Francisco de Paula; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 1980, 2001).

Frullania brasiliensis Raddi, Soc. Ital. Atti. Sci. Mod. 19: 36. 1822.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: perto de São Leopoldo (Stephani 1899, como *Frullania divergens*); Canoas, Belém Velho; Porto Alegre (Bauer 1905a,b, 1929); Rio Grande (Stephani 1911, como *Frullania subcylindrica*; Stotler 1969); Barracão, Parque Estadual do Espigão Alto; Bento Gonçalves; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias, Parque do Caracol; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Dois Irmãos; Esmeralda; Gramado; Ivoti; Lavras do Sul; Montenegro; Muitos Capões; Nonoai; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Santo Ângelo; Novo Hamburgo; Osório; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula, Aratinga, Colinas de São Francisco, Floresta Nacional de São Francisco de Paula; São José dos Ausentes; São Leopoldo; Soledade; Tenente Portela; Torres; Vacaria; Viamão, Parque Saint Hilaire (Lemos-Michel 1980, 2001); Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Frullania breuteliana Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 448. 1845.

Distribuição no Brasil: AL, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul; Torres (Lemos-Michel 1980).

Frullania caulisequa (Nees) Nees in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 448. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, RJ, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho, Parque Nacional da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Gramado; Pelotas; Porto Alegre; Rio Grande, Taim; São Francisco de Paula; Colinas de São Francisco, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Taimbé; São José dos Ausentes; Torres; Viamão, Vianópolis (Lemos-Michel 1980, 1983, 2001, todos como *Frullania caroliniana*); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Frullania cyparioides (Schwägr.) Schwägr. in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 419. 1845.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Stephani 1897).

Frullania duseunii Steph., Archos. Mus. Nat. Rio de Janeiro 13: 115. 1903.

Distribuição no Brasil: AL, ES, GO, MG, PE, RJ, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho (Lemos-Michel 1980).

Frullania ericoides (Nees) Mont., Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 12: 51. 1839.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MG, MS, MT, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Canoas, perto de Porto Alegre, Pedras Brancas (Stephani 1897, como *Frullania squarrosa*); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929, como *Frullania squarrosa*; 1905b, 1929, como *Frullania squarrosa* var. *ericoides*); São João (Bauer 1905a, como *Frullania squarrosa* var. *ericoides*); São Leopoldo (Herzog 1937, como *Frullania sehnemii*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 2001); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Frullania glomerata (Lehm. & Lindenb.) Mont., Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 9: 46. 1838.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Torres, Praia da Cal (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Frullania griffithsiana Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 466. 1845.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RS, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Gramado; Esmeralda; Montenegro; Muitos Capões; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Taimbé; São José dos Ausentes; Vacaria (Lemos-Michel 1980, 2001).

Frullania guadalupensis Gottsche ex Steph., Sp. Hepat. 4: 496. 1911.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1980).

Frullania gymnotis Nees & Mont., Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 19: 257. 1843.

Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, GO, PA, PE, RJ, RR, RS, SE, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco, Veraneio Hampel; Torres; Viamão (Lemos-Michel 1980, 1983, 2001).

Frullania lindenbergii Lehm., Nov. Stirp. Pugillus 8: 19. 1844.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: Gramado; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1980, 1983).

Frullania lindmanii Steph., Bih. Svenska VenenskAkad. Handl. 23, ser. 3, 2: 19. 1897.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre; Rio Grande (Stephani 1897, 1911).

Frullania montagnei Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 456. 1845.

Distribuição no Brasil: AM, BA, MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Montenegro (Stotler 1970; Lemos-Michel 1980); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Frullania neesii Lindenb. in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 450. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SE, SP.

Distribuição no RS: Espumoso; Rio Grande; Pelotas; São Gabriel; São Francisco de Paula; Serra do Herval; Torres, Itapeva; Viamão, Parque Saint Hilaire (Lemos-Michel 1980, 2001).

Frullania neurota T. Taylor, London J. Bot. 5: 400. 1846.

Distribuição no Brasil: CE, ES, RJ, RS.

Distribuição no RS: Canela (Lemos-Michel 1980).

Frullania platycalyx Herzog, Feddes Repert. 55: 10. 1952.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Chuí; São Miguel das Missões (Schäfer-Verwimp 1996).

Frullania riojaneirensis (Raddi) Ångstr., Öfvers K. VetenskAkad. Förh. 33(7): 88. 1876.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RS, SE, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, 1929); Ivoti; Lavras do Sul; Mostardas; São Leopoldo; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Viamão (Lemos-Michel 1980); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Frullania serrata Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 453. 1845.

Distribuição no Brasil: AL, RS, SC.

Distribuição no RS: Ivoti, Cascata São Miguel (Lemos-Michel 1980).

Frullania setigera Steph., Hedwigia 33: 159. 1894.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro (Stotler 1970); Bento Gonçalves; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Morro Pelado; Gramado; São Francisco de Paula; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 1980, 2001).

Frullania supradecomposita (Lehm. & Lindenb.) Lehm. & Lindenb. in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 431. 1845.

Distribuição no Brasil: ES, MG, MS, MT, PB, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul; São José dos Ausentes; São Leopoldo; Torres (Lemos-Michel 1980).

Jungermanniaceae

Anastrophyllum tubulosum (Nees) Grolle, J. Hattori Bot. Lab. 28: 101. 1965.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PA, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São José dos Ausentes, Monte Negro (Yano & Bordin 2006).

Jungermannia angulosa Dicks., Fasc. Pl. Cryptog. Brit., I: 7. 1785.

Fossombronia angulosa (Jac Dicks.) Raddi, Jungerm. Etrusca: 29. 1818.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: perto de São Leopoldo (Stephani 1897, como *Fossombronia angulosa*).

Lejeuneaceae

Acanthocoleus aberrans (Lindenb. & Gottsche) Kruijt var. **laevis** Gradst., Fl. Neotrop. Monogr. 62: 193. 1994.

Distribuição no Brasil: BA, DF, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bagé (Gradstein 1994); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Acanthocoleus trigonus (Nees & Mont.) Gradst., Contr. Bot. Univ. Michigan Herb. 18: 101. 1992.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Acrolejeunea torulosa (Lehm. & Lindenb.) Schifffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 1, 3(1): 128. 1893.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RO, RR, RS, SP, TO.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Anoplolejeunea conferta (C.F.W. Meissn. ex Spreng.) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 35: 175-176. 1908.

Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela; Gramado; São Francisco de Paula, Aratinga, Colinas de São Francisco, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Aphanolejeunea kunertiana Steph., Sp. Hepat. 5: 860. 1916.

Distribuição no Brasil: BA, MG, RS, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande, Forromeco (São Vendelino) (Stephani 1916).

Aphanolejeunea truncatifolia Horik., J. Sci. Hiroshima Univ. ser. 3. Div. 2, 2: 284. 1934.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra Gaúcha (Gradstein & Costa 2003).

Archilejeunea auberiana (Mont.) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 35: 168. 1908.

Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, ES, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Tenente Portela (Gradstein & Buskes 1985, como *Archilejeunea parviflora* var. *florentissima*); Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas) (Gradstein 1994).

Archilejeunea parviflora (Nees) Schiffn., Sp. Hepat. 4: 716. 1911.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, ES, MS, MT, PA, PE, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Brachiolejeunea laxifolia (Taylor) Schiffn., Syn. Hepat. 5: 120. 1912.

Distribuição no Brasil: MG, MS, PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha (Van Slageren & Gradstein 1981; Gradstein 1994).

Brachiolejeunea phyllorhiza (Nees) Kruijt & Gradst., Nova Hedwigia 43(3-4): 299. 1986.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, São Salvador (Kruijt & Gradstein 1986).

Caudalejeunea lehmanniana (Gottsche) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 34: 544. 1845.

Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas) (Gradstein 1994).

Ceratolejeunea cornuta (Lindenb.) Steph. in Engler, Pflanzenwelt Ost'Afrikas C: 65. 1895.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, MG, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Cheilolejeunea clausa (Nees & Mont.) R.M. Schust., Hepat. Anthoc. N. Amer. 4: 863. 1980.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Cheilolejeunea discoidea (Lehm. & Lindenb.) Kachr. & R.M. Schust., J. Linn. Soc. London Bot. 56 (368): 509. 1961.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, RJ, RS, SE, SP.

Distribuição no RS: Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Cheilolejeunea rigidula (Mont.) R.M. Schust., Castanea 36: 102. 1971.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Cololejeunea verwimpfi P. Tixier, Cryptogamie, Bryol. Lichénol. 16(3): 230. 1995.

Distribuição no Brasil: AM, ES, GO, MG, MS, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado (Tixier 1991).

Colura tenuicornis (A. Evans) Steph., Sp. Hepat. 5: 942. 1916.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra Gaúcha (Bischler 1967; Gradstein & Costa 2003).

Drepanolejeunea anoplantha (Spruce) Steph., Sp. Hepat. 5: 325. 1913.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Drepanolejeunea araucariae Steph., Hedwigia 35: 80. 1896.

Distribuição no Brasil: AP, BA, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra Gaúcha (Gradstein & Costa 2003); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Drepanolejeunea mosenii (Steph.) Bischler, Revue Bryol. Lichénol. 35(1-4): 118. 1967.

Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Bischler 1967).

Frullanoides densifolia Raddi ssp. ***densifolia***, Critt. Bras.: 14. 1822.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, GO, MG, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Carazinho; Sarandi; Santa Cruz (Van Slageren 1985); Sarandi (Gradstein 1994); Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 2001); Tapera, Carazinho (Bastos & Yano 2006a); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Lejeunea cancellata Nees & Mont. in Ramón de la Sagra, Hist. Phys. Cuba, Bot., Pl. Cell. Cuba 9: 472. 1842.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, GO, MS, MT, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b), Travessão Gablontz (Peralta *et al.* 2008).

Lejeunea capensis Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 506. 1845.

Distribuição no Brasil: CE, MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Sarandi (Giancotti & Vital 1989); Gramado (Reiner-Drehwald & Schäfer-Verwimp 2008).

Lejeunea cardotii Steph., Bot. Gaz., Crawfordswille 7: 356. 1882.

Distribuição no Brasil: MS, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Lejeunea cristulata (Steph.) E. Reiner & Goda, J. Hattori Bot. Lab. 89: 19. 2000.

Distribuição no Brasil: MG, PE, RJ, SC, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Lejeunea flava (Sw.) Nees, Naturgesch. Eur. Leberm. 3: 277. 1838.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE, SP, TO.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 2001); Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Lejeunea glaucescens Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 378. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, DF, ES, MS, MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Lejeunea laetevirens Nees & Mont. in Ramón de la Sagra, Hist. Phys. Cuba, Bot., Pl. Cell. Cuba 9: 469. 1842.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, RJ, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Aratiba; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Lejeunea maxonii (A. Evans) X.-L. He, Ann. Bot. Fennici 34: 71. 1997.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, MS, MT, PB, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Lejeunea phyllobola Nees & Mont. in Ramón de la Sagra, Hist. Phys. Cuba, Bot., Pl. Cell. Cuba 9: 471. 1842.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MS, MT, PA, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Aratiba; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Lejeunea raddiana Lindenb. in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 342. 1845.

Distribuição no Brasil: MG, PA, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Reiner-Drehwald & Goda 2000).

Lejeunea resupinata (Steph.) Steph., Sp. Hepat. 5: 757. 1915.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Stephani 1897, 1915).

Lejeunea setiloba Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 281. 1884.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, MS, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Leptolejeunea brasiliensis Bischler, Nova Hedwigia 27: 301. 1969

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Bischler 1969).

Leptolejeunea diversilobulata Bischler, Nova Hedwigia 27: 313. 1969.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: perto de São Leopoldo (Bischler 1969).

Leucolejeunea uncioloba (Lindenb.) A. Evans, Torreya 7: 229. 1907.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, ES, MG, PA, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra Gaúcha (Gradstein & Costa 2003); Aratiba; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Leucolejeunea xanthocarpa (Lehm. & Lindenb.) A. Evans, Torreya 7: 229. 1907.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, GO, MG, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque do Caracol; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Lopholejeunea nigricans (Lindenb.) Schiffn., Consp. Hepat. Archip. Ind.: 293. 1898.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Mastigolejeunea auriculata (Wilson & Hook.) Schiffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 129. 1893.

Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RO, RS, SP.

Distribuição no RS: Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Microlejeunea bullata (Taylor) Steph., Hedwigia 29: 90. 1890.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Microlejeunea epiphylla Bischler in Bischler *et al.*, Nova Hedwigia 5(1-2): 378. 1963.

Distribuição no Brasil: AP, BA, CE, ES, GO, MG, MS, PA, PB, PE, RS, SE, SP.

Distribuição no RS: Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Microlejeunea globosa (Spruce) Steph., Sp. Hepat. 5: 821. 1915.

Distribuição no Brasil: ES, PA, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Myriocoleopsis fluviatilis (Steph.) E. Reiner & Gradst., J. Bryol. 19: 639. 1997.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Vacaria (Schäfer-Verwimp & Vital 1989, como *Myriocoleopsis puiggari* Schiffn.).

Neurolejeunea breutellii (Gottsche) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 34: 13. 1907.

Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho (Gradstein 1994).

Odontolejeunea lunulata (F. Web.) Schiffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 128. 1893.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Santo Ângelo (Stephani 1897, como *Odontolejeunea sieberiana*); Rio Grande (Lindman 1906, como *Odontolejeunea sieberiana*); Santo Ângelo (Teeuwen 1989; Gradstein 1994).

Omphalanthus filiformis (Sw.) Nees var. ***filiformis*** in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 304. 1845.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, MG, PA, PE, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias; Gramado; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 2001).

Pycnolejeunea contigua (Nees) Grolle, J. Hattori Bot. Lab. 45: 179. 1979.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, ES, MG, PA, PE, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra Gaúcha (Gradstein & Costa 2003).

Rectolejeunea bornmülleri Steph., Sp. Hepat. 5: 682. 1914.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Stephani 1914).

Schiffneriolejeunea polycarpa (Nees) Gradst., J. Hattori Bot. Lab. 38: 355. 1974.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, RJ, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Canoas perto de Porto Alegre (Stephani 1897, como *Acrolejeunea polycarpa*; Gradstein 1994).

Stictolejeunea squamata (H.B. Willd. ex F. Web.) Schiffn. var. ***squamata*** in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 131. 1893.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, ES, MG, PA, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Torres (Gradstein 1994).

Strepsilejeunea hieronymii (Spruce) Steph., Sp. Hepat. 5: 281. 1913.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Stephani 1913).

Taxilejeunea convexa (Steph.) Steph., Sp. Hepat. 5: 509. 1914.

Distribuição no Brasil: RS, SP

Distribuição no RS: Cambará do Sul; Canela, Floresta Nacional de Canela; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra (Lemos-Michel 2001).

Taxilejeunea laxa (Nees) Steph., Kongl. Svenska Vetenskapsakad. Handl. 23(III, 2): 24. 1897.

Distribuição no Brasil: BA, MS, RS.

Distribuição no RS: Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Rio Grande (Stephani 1897; Lindman 1906).

Taxilejeunea obtusangula (Spruce) A. Evans, Bull. Torrey Bot. Club 38: 215. 1911.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, GO, PA, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Stephani 1896, 1914, como *Taxilejeunea iheringii*); Aratiba; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Taxilejeunea pterigonía (Lehm. & Lindenb.) Schiffn. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 125. 1893.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, GO, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Conceição; Bom Jesus, Fazenda do Cilho (Yano & Bordin 2006).

Lepicoleaceae

Lepicolea ochroleuca (Spreng.) Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 345. 1885.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Aparados da Serra, Serra da Rocinha (Lorscheitter 1973).

Lepidoziaceae

Bazzania heterostipa (Steph.) Fulford, Bull. Torrey Bot. Club 86: 410. 1959.

Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho; São Francisco de Paula (Lemos-Michel & Bueno 1992).

Bazzania hookeri (Lindenb.) Trevis., Mem. R. Ist. Lombardo Cl. Sci. ser. 3, 13: 414. 1877.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho; São Francisco de Paula; São José dos Ausentes, Serra da Rocinha (Lemos-Michel & Bueno 1992, como *Bazzania chimborazensis*; Lemos-Michel 2001).

Kurzia brasiliensis (Steph.) Grolle, Revue Bryol. Lichénol. 32: 175. 1963.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Serra da Rocinha, Aparados da Serra, Rio dos Touros, Santa Teresa (Fulford 1966, como *Lepidozia brasiliensis*).

Kurzia capillaris (Sw.) Grolle var. ***verrucosa*** (Steph.) Pócs, Proc. Third. Meeting Bryologists from Central and East Europae, Praha, Edit. Jiri Váňa: 111. 1984.

Distribuição no Brasil: AM, CE, ES, GO, MG, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Grolle 1963, como *Kurzia verrucosa*).

Lepidozia pseudocupressina Schiffn., Krit. Bemerk. Eur. Lebermoose 14: 9. 1919.

Distribuição no Brasil: ES, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Fulford 1966).

Telaranea nematodes (Gottsche ex Austin) M. Howe, Bull. Torrey Bot. Club 29: 284. 1902.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, RJ, RR, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Fulford 1966, como *Telaranea apiahyna*); Gramado; Guaíba (Vianna 1974, como *Telaranea sejuncta* var. *breviseta*); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Lunulariaceae

Lunularia cruciata (L.) Dumort. ex Lindenb. f. ***cruciata***, Nat. Sällsk. Fauna Fl. Fenn. Förh. 9: 298. 1868.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caçapava; Dois Irmãos; Porto Alegre; Rosário; Viamão (Vianna 1985); Bagé; Dois Irmãos (Bischler-Causse *et al.* 2005).

Lunularia cruciata (L.) Dumort. ex Lindenb. f. ***thaxteri*** (A. Evans & Herzog) Hässel de Menéndez, Opera Lilloana 7: 129. 1962.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Caçapava; Dois Irmãos; Porto Alegre; Rosário; Viamão (Vianna 1976).

Marchantiaceae

Dumortiera hirsuta (Sw.) Nees var. ***hirsuta*** in Martius, Fl. Bras. enum. pl. 1(1): 307. 1833.

Distribuição no Brasil: AC, AM, DF, ES, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gravataí, Itacolomí; Gramado; Novo Hamburgo; Ivoti, Cascata São Miguel; Viamão, Parque Saint Hilaire (Vianna 1970); Cambará do Sul; Caxias do Sul; Gramado, Cascata dos Narcisos; Gravataí; Ivoti; Jaguari; Montenegro; Tenente Portela; Santa Maria; São Francisco de Paula, Santa Tereza; Vacaria; Viamão (Vianna 1985); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Marchantia berteriana Lehm. & Lindenb., Nov. Stirp. Pugillus 6: 21. 1834.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Morro da Polícia (Vianna 1970); São Francisco de Paula (Vianna 1985).

Marchantia chenopoda L., Sp. Pl. ed. 1, 2: 1137. 1753.

Distribuição no Brasil: AC, AM, DF, ES, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Novo Hamburgo, Sanga Funda (Vianna 1970); Tenente Portela (Vianna 1981b); Bom Jesus; Novo Hamburgo; Panambi; São Leopoldo (Vianna 1985).

Marchantia papillata Raddi, Critt. Bras.: 20. 1822.

Distribuição no Brasil: AM, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cerro Largo; Lavras do Sul; Novo Hamburgo; Santa Cruz do Sul; Viamão (Vianna 1985); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Marchantia polymorpha L., Sp. Pl. ed. 1, 2: 1137. 1753.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Gramado; Porto Alegre, Faculdade de Direito; Gramado (Vianna 1970, 1985).

Metzgeriaceae

Metzgeria acuminata Steph., Sp. Hepat. 1: 282. 1899.

Distribuição no Brasil: CE, RS, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Stephani 1899).

Metzgeria adscendens Steph., Sp. Hepat. in Bull. Herb. Boissier 7: 950-951. 1899.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Ivoti, Cascata São Miguel (Costa 1999, 2008).

Metzgeria albinea Spruce var. ***albinea***, Bull. Soc. Bot. France 36(suppl.): 201. 1890.

Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, DF, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Esmeralda, Estação Aracuri; Gramado; São Francisco de Paula; São Leopoldo, Fazenda São Borja; Viamão, Parque Saint-Hilaire (Costa 1999, 2008); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Vila Oliva (Costa 2008), Centro (Bordin & Yano 2009a).

Metzgeria albinea Spruce var. ***angusta*** (Steph.) D.P. Costa & Gradst., Bryologist 103(4): 757. 2000.

Distribuição no Brasil: CE, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Costa & Gradstein 2000); Porto Alegre (Stephani 1897; Hell 1969, ambos como *Metzgeria angusta*); Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco (Lemos-Michel 2001).

Metzgeria aurantiaca Steph., Sp. Hepat. 1: 286. 1899.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, MG, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Tainhas, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Torres, Colônia São Pedro; São Francisco de Paula; São Leopoldo,

Fazenda São Borja; Viamão, Parque Saint-Hilaire (Costa 1999, 2008); Caxias do Sul, Faxinal (Costa 2008).

Metzgeria bahiensis Schiffn., Österr. Bot. Zeitsch. 61: 262. 1911.

Distribuição no Brasil: BA, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cachoeira (Cachoeira do Sul); Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri (Costa 1999, 2008).

Metzgeria brasiliensis Schiffn. in Schiffner & S. Arnell, Österr. Akad. Wiss. Math.-Naturwiss. Kl., Denkschr. 111: 22. 1964.

Distribuição no Brasil: BA, ES, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Torres, Parque Turístico, Vila São João, Três Cachoeiras; Viamão, Parque Saint Hilaire (Costa 1999, 2008).

Metzgeria ciliata Raddi, Critt. Brasil.: 17. 1822.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Esmeralda, Estação Ecológica Aracuri; Pelotas, Corrientes, Horto Florestal Irmão Teodoro Luiz; Salvador do Sul; Santa Cruz do Sul, Parque da Gruta; São Francisco de Paula, Reserva do IBDF; São Lourenço; Viamão, Parque Saint Hilaire; Itapoã, Praia de Fora (Costa 1999, como *M. decipiens*); Porto Alegre, Morro Santana (Costa 2008).

Metzgeria conjugata H. Lindb., Acta Soc. Sci. Fenn. 10: 495. 1875.

Distribuição no Brasil: AL, CE, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal; Santa Cruz do Sul, Parque da Gruta; Taquari, Morro da Toca Ventosa; Tenente Portela, Parque Florestal Estadual do Turvo; Viamão, Parque Saint Hilaire (Costa 1999, 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Metzgeria convoluta Steph., Sp. Hepat. 1: 288. 1899.

Distribuição no Brasil: BA, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Navegantes (Bauer 1905a, como *Metzgeria jackii*); Porto Alegre (Bauer 1905b; 1929, ambos como *M. jackii*); Torres; Porto Alegre, Morro Santana; Viamão, Parque Saint Hilaire (Costa 1999, 2008); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Metzgeria cratoneura Schiffn. in Schiffner & S. Arnell, Österr. Akad. Wiss. Math.-Naturwiss. Kl., Denkschr. 111: 24. 1964.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bento Gonçalves; São Francisco de Paula; Torres, Vila São João; Três Cachoeiras (Costa 1999, 2008).

Metzgeria dichotoma (Sw.) Nees in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 504. 1844.

Distribuição no Brasil: AL, DF, GO, MG, PB, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Lindman 1906); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Rolante, Colônia Dom João Becker; Santo Ângelo; São Francisco de Paula; São José dos Ausentes, Rio das Antas (Costa 1999, 2008); Bom Jesus;

Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Metzgeria fruticola Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 544. 1885.
Distribuição no Brasil: AL, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Canela; Montenegro; São Francisco de Paula (Costa 1999, 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Metzgeria furcata (L.) Dumort., Recueil d'Observ. Jungerm.: 26. 1835.
Distribuição no Brasil: AC, BA, CE, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Pelotas; Porto Alegre (Hell 1969); Itapoã, Praia do Tigre; Serra do Herval; Porto Alegre, Morro da Polícia; Santo Ângelo; Torres; Viamão, Parque Saint Hilaire, Vianópolis (Costa 1999, 2008); Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Metzgeria hegewaldii Kuwah., Nova Hedwigia 34: 784. 1981.
Distribuição no Brasil: RS
Distribuição no RS: Caçapava do Sul (Costa 1999, 2008); Aratiba; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Metzgeria herminieri Schiffn., Österr. Bot. Zeitschr. 61: 261. 1911.
Distribuição no Brasil: BA, ES, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Santa Cruz do Sul, Parque da Gruta; Santa Maria, Rio Santa Maria; São Francisco de Paula, Reserva do IBDF (Costa 1999, 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Metzgeria lechleri Steph., Sp. Hepat. 1: 290. 1899.
Distribuição no Brasil: CE, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Canela, Sítio Kurtz Mentz; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; São Francisco de Paula, Hotel Hampel (Costa 1999, 2008).

Metzgeria leptoneura Spruce var. *leptoneura*, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 555. 1885.
Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Bento Gonçalves; Bom Jesus; Cambará do Sul, Itaimbezinho; Gramado; São Francisco de Paula, Taimbé, Reserva do IBDF; São Leopoldo, Morro das Pedras (Costa 1999, 2008).

Metzgeria liebmanniana Lindenb. & Gottsche *in* Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 505. 1846.
Distribuição no Brasil: ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha, Residência Dutra, Fazenda Capão (Costa 1999, 2008).

Metzgeria myriopoda Lindb., Acta Bot. Soc. Fauna Flora Fenn. 1(2): 9. 22. 1878.
Distribuição no Brasil: AL, DF, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Porto Alegre (Kuwahara 1986); Cambará do Sul, Itaimbezinho; Canela, Caracol; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri;

Farroupilha, São José; Gramado; Itapoã, Praia de Fora; Mariana Pimentel, Reserva de Aspran; Montenegro, Linha Campestre, São Salvador (Salvador do Sul); Mostardas, Fazenda Vista Alegre; Nova Prata, Distrito de Rio Branco; Novo Hamburgo; Pedro Osório; Pinhal; Pinto Bandeira; Porto Alegre; São Francisco de Paula, Reserva do IBDF; São Leopoldo, Fazenda São Borja; Vacaria; Viamão, Parque Saint Hilaire (Costa 1999); São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 2001); Cruz Alta; Santo Ângelo; São Luiz Gonzaga, Rio Piratinins; Torres (Costa 2008).

Metzgeria psilocraspeda Schiffn. in Schiffner & S. Arnell, Österr. Akad. Wiss. Math.-Naturwiss. Kl. Denkschr. 111: 25. 1964.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Derrubadas, Parque Florestal Estadual do Turvo; Serra da Rocinha; Santo Ângelo; São José dos Ausentes; São Leopoldo (Costa 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Metzgeria scyphigera A. Evans, Trans. Connecticut Acad. Arts 18: 299. 1914.

Distribuição no Brasil: BA, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Parque Nacional de Aparados da Serra (Yano 2006b).

Metzgeria subaneura Schiffn. in Schiffner & S. Arnell, Österr. Akad. Wiss. Math.-Naturwiss. Kl., Denkschr. 111: 22. 1964.

Distribuição no Brasil: AC, ES, MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Santa Cruz do Sul, Parque da Gruta (Costa 1999, 2008).

Metzgeria uncigera A. Evans, Ann. Bot. 24: 276. 1910.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Monocleaceae

Monoclea gottschei H. Lindb., Revue Bryol. 13: 102. 1886.

Distribuição no Brasil: AC, AM, ES, MG, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Guaíba (Vianna 1981c).

Monoclea gottschei H. Lindb. ssp. ***elongata*** Gradst. & Mues, Plant. Sept. Evol. 180: 133-134. 1992.

Distribuição no Brasil: MG, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Guaíba, Mariana Pimentel (Bischler-Causse *et al.* 2005).

Oxymitraceae

Oxymitra incrassata (Brotero) Sergio & Sim-Sim, J. Bryol. 15(4): 659. 1989.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Vila Assunção; São Sepé; Viamão, Porto Alegre, Ponta Grossa (Vianna 1985).

Pallaviciniaceae

Pallavicinia lyellii (Hook.) S. Gray, Nat. Arr. Brit. Plant. 1: 685. 1821.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, MS, MT, PA, RJ, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Hell 1969); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Symphogyna aspera Steph. in McCormick, Bot. Gaz. 58: 403. 1914.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Santo Ângelo (Evans 1925); Porto Alegre (Uribe & Aguire 1995); Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Hässel de Menéndez 1961; Hell 1967, 1969); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Symphogyna brasiliensis (Nees) Nees & Mont. var. ***brasiliensis***, Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 5: 67. 1836.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Lindman 1906); Cachoeira do Sul; Porto Alegre; Santo Ângelo; São Leopoldo (Stephani 1897; Hell 1969).

Symphogyna sinuata (Sw.) Mont. & Nees, D'Orbigny Voy. Amer. Mer. 7: 61. 1839.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Stephani 1900).

Pelliaceae

Noteroclada confluens (Hook. f. & Taylor) Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 531. 1885, *non N. confluens* Taylor ex W. J. Hooker & Wilson.

Distribuição no Brasil: DF, ES, GO, MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Noteroclada leucorhiza Spruce, Trans. & Proc. Bot. Soc. Edinburgh 15: 530. 1885.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: perto de São Leopoldo (Stephani 1897).

Plagiochilaceae

Plagiochila adiantoides (Sw.) Lindenb., Spec. Hepat. fasc. 2, 3: 77. 1840.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Plagiochila bifaria (Sw.) Lindenb., Sp. Hepat. Fasc. 5: 127. 1843.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, PA, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 2001, como *Plagiochila compressula*).

Plagiochila corrugata (Nees) Nees & Mont. var. ***corrugata***, Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 5: 52. 1836.

Distribuição no Brasil: AC, BA, CE, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da

Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Gramado; Muitos Capões; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 2001); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Plagiochila disticha (Lehm. & Lindenb.) Lindenb., Sp. Hepat. fasc. 4: 108. 1840.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PE, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Lemos-Michel 2001); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Plagiochila ensiformis Taylor, London J. Bot. 5: 265. 1846.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Navegantes (Bauer 1905b, 1929, ambos como *Plagiochila jamesoni*).

Plagiochila flabelliflora Steph., Sp. Hepat. 2: 249. 1902.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Aparados da Serra, Itaimbezinho (Heinrichs 2002).

Plagiochila fragilis Taylor, London J. Bot. 7: 198. 1848.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra (Lemos-Michel 2001).

Plagiochila martiana (Nees) Lindenb. f. *martiana*, Sp. Hepat. fasc. 1: 12. 1839.

Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Plagiochila micropteryx Gottsche, Ann. Sci. Nat. Bot. ser. 5, 1: 107. 1864.

Distribuição no Brasil: AC, BA, CE, ES, MG, PA, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Plagiochila montagnei Nees in Nees & Mont., Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 5: 531. 1836.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, PA, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Plagiochila patentissima Lindenb., Sp. Hepat.: 64. 1840.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Forromeco (São Vendelino) (Schiffner & Arnell 1964, como *Plagiochila kunertiana* var. *brevifolia* Schiffn.); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Plagiochila raddiana Lindenb., Sp. Hepat. fasc. 1: 9. 1839.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Stephani 1897, como *Plagiochila confertifolia* Taylor).

Plagiochila rutilans Lindenb. var. *rutilans*, Sp. Hepat. fasc. 2-4: 47. 1841.

Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MT, PA, PE, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco, Floresta Nacional de São Francisco de Paula (Lemos-Michel 2001); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Plagiochila tenuis Lindenb., Sp. Hepat. fasc. 2-4: 50. 1840.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, MT, RS, SP.

Distribuição no RS: Canela, Parque das Sequóias (Lemos-Michel 2001).

Porellaceae

Porella brasiliensis (Raddi) Schiffn. var. *brasiliensis*, Nova Acta Acad. Caes.

Leop.-Carol. German. Nat. Cur. 60: 246. 1893.

Distribuição no Brasil: DF, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo (Lemos-Michel 2001); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Porella reflexa (Lehm. & Lindenb.) Trevis., Mem. Reale Ist. Lomeb. Cl. Sci. ser. 3, 4: 408. 1877.

Distribuição no Brasil: AM, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 2001); Forromeco (São Vendelino); Garibaldi, Gruta do Araripe; Rio Grande (So 2005); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Porella swartziana (F. Web.) Trevis., Mem. Reale Ist. Lomeb. Cl. Sci. ser. 3, 4: 407. 1877.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, PE, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Nonoai, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 2001); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Radulaceae

Radula javanica Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 257. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 2001, como *Radula macrostachya*); São Francisco de Paula, Floresta Nacional (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Radula kegelii Gottsche ex Steph., Hedwigia 23: 152. 1884.

Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MG, MT, PA, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Muitos Capões; São Francisco de Paula; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 2001); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Radula ligula Steph., Sp. Hepat. 4: 228. 1910.

Distribuição no Brasil: AL, BA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Stephani 1910; Castle 1962; Yamada 1981; Reiner-Drehwald 1994); Viamão (Oliveira 1973).

Radula mexicana Lindenb. & Gottsche in Gottsche, Mexik. Leverm.: 150. 1863.

Distribuição no Brasil: BA, ES, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: perto de São Leopoldo (Stephani 1897, 1910, como *Radula cordovana*); Viamão (Stephani 1910, como *Radula cordovana*).

Radula microloba Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 259. 1844.

Distribuição no Brasil: RS

Distribuição no RS: Rio Grande; Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Stephani 1897; Lindman 1906).

Radula nudicaulis Steph., Sp. Hepat. 4: 174. 1910.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009b).

Radula quadrata Gottsche in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 255. 1844.

Distribuição no Brasil: BA, GO, MG, PA, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul; Espumoso; Gramado; Ivoti; Nova Petrópolis; Novo Hamburgo; Portão; Porto Alegre; São Francisco de Paula; Tenente Portela; Viamão (Oliveira 1973, como *R. mollis*); Aratiba; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Radula recubans Taylor, London J. Bot. 5: 376. 1846.

Distribuição no Brasil: AL, AC, BA, PA, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado; Viamão (Vianna 1973).

Radula schaefer-verwimpai Yamada, J. Jap. Bot. 65(1): 3. 1990.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; São Francisco de Paula; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 2001).

Radula sinuata Gottsche ex Steph., Sp. Hepat. 4: 161. 1910.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905b, 1929, ambos como *Radula montana*); Canoas, Navegantes (Bauer 1905a, como *Radula montana*); Bom Jesus; Cambará do Sul; Canela; Cruz Alta; Gramado; Nonoai; Porto Alegre; São Francisco de Paula; Viamão (Oliveira 1973); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Radula tectiloba Steph., Hedwigia 27: 298. 1888.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MS, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Muitos Capões; Nova Petrópolis; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 2001); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Radula voluta Taylor ex Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 255: 1845.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Forromeco (São Vendelino); Rio Grande (Castle 1964, como *Radula ramulina*); Canela (Oliveira 1973, como *Radula ramulina*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo (Lemos-Michel 2001); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Ricciaceae

Riccia albopunctata S. Jovet-Ast, Cryptogamie, Bryol. Lichénol. 12(3): 237. 1991.

Distribuição no Brasil: BA, MS, MT, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arroio dos Ratos; Ivoti, Cascata de São Miguel; Nova Prata, Rio Branco; Santa Maria, Boca do Monte; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Vacaria (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia australis Steph., Sp. Hepat. 1: 29. 1898.

Distribuição no Brasil: PE, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Gramado; Gravataí; Guaíba; Hamburgo Velho (Novo Hamburgo); Montenegro; Porto Alegre, Belém Novo, Parque Farroupilha, Tristeza; Santa Cruz do Sul; Taquara; Tenente Portela, Rio Murini; Uruguaiana; Vacaria (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia brasiliensis Schiffn. in Schiffner & S. Arnell, Österr. Akad. Wiss. Math.-Naturwiss. Kl. Denkschr. 111: 6. 1964.

Distribuição no Brasil: PE, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Escola de Agronomia, Morro Teresópolis (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia campbelliana M.A. Howe, Mem. Torrey Bot. Club 7: 26. 1899.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Encruzilhada do Sul (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia cavernosa F. Hoffm., Deutschl. Flora 2: 95. 1795.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Torres, Parque da Guarita (Vianna 1985; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia crystallina L., Sp. Pl. ed. 1, 2: 1138. 1753.

Distribuição no Brasil: BA, RS.

Distribuição no RS: Torres (Vianna 1976).

Riccia curtisii (James ex Austin) Austin, Bull. Torrey Bot. Club 6: 305. 1879.

Distribuição no Brasil: ES, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Navegantes, Rua dos Voluntários da Pátria (Schiffner 1908; Hässel de Menéndez 1962); Dois Irmãos, Cascata São Miguel (Ivoti); Hamburgo Velho (Novo Hamburgo); Viamão, Parque Saint Hilaire (Vianna 1970); Ivoti; Novo Hamburgo; Porto Alegre, Ponta Grossa, Petrópolis, Tristeza; São Leopoldo; Viamão (Vianna 1976, 1985); Cachoeira do Sul; Iguaçú; Porto Alegre, Independência, Navegantes, Ponta Grossa, Rua dos Voluntários da Pátria; Viamão, Parque Saint Hilaire (Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia enyae S. Jovet-Ast, Cryptogamie, Bryol. Lichénol. 12(3): 230. 1991.

Distribuição no Brasil: PB, RS.

Distribuição no RS: Gravataí, Itacolomi; Porto Alegre, Jardim da Faculdade de Direito, Jardim Parque Farroupilha; Santa Cruz do Sul, Trombudo (Bairro Vale do Sol); Tenente Portela, Parque Estadual Florestal do Turvo; Uruguaiana; Viamão, Parque Saint Hilaire, Jardim Parque Farroupilha (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia fluitans L., Sp. Pl. ed. 1, 2: 1139. 1753.

Distribuição no Brasil: GO, MT, PE, RJ, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Stephani 1897; Bauer 1905a, b, 1929).

Riccia fruchartii Steph., Sp. Hepat. 1: 22. 1898.

Distribuição no Brasil: CE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Dom Pedrito; Gramado; Ivoti; Lavras do Sul; Montenegro; Osório; Porto Alegre; Rosário do Sul; São Leopoldo; São Sepé; Santa Maria; Torres; Viamão (Vianna 1970, 1985); Bagé; Cachoeira do Sul; Canela; Chuí; Nonoai; Osório; Pedro Osório; Porto Alegre; Torres; Rosário do Sul; São Lourenço (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia grandis Nees *in* Martius, Fl. Bras. enum. Pl. 1(1): 300. 1833.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929, como *Riccia flavispora*); Viamão (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia hirta (Austin) Underw., Bot. Gaz. 19: 274. 1894.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Vianna 1985).

Riccia jovet-astiae E. Vianna, Bolm. Inst. Bioc. Univ. Fed. Rio Grande do Sul 38: 165. 1985.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Canoas; Ivoti, Cascata de São Miguel; Porto Alegre, Bairro Ponta Grossa; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas) (Vianna 1985; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia lamellosa Raddi, Opusc. Sci. 2(6): 351. 1818.

Distribuição no Brasil: RR, RS.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul (Stephani 1897, como *Riccia grandisquama*); Cachoeira do Sul; Rio Grande (Stephani 1898, como *Riccia grandisquama*); Gravataí; Guaíba; Ivoti; Lajeado; Porto Alegre, Bairro Petrópolis; Lavras do Sul; Santa Maria; São Borja; São Francisco de Assis; São Sepé; Viamão (Vianna 1985, como *Riccia austini*); Cachoeira do Sul; Cambará do Sul; Uruguaiana (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia lindmanii Steph., Bih. Kongl. SvenskAkad. Handl. 23(III, 2): 29. 1897.

Distribuição no Brasil: BA, MS, RS.

Distribuição no RS: Canela; Ivoti; Gramado; Hovo Hamburgo; Porto Alegre; Santa Maria; São Sepé; Viamão (Vianna 1976); Pedro Osório; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Caxias do Sul; Ivoti, Cascata São Miguel (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia membranacea Gottsche & Lindenb. in Gottsche *et al.*, Syn. Hepat.: 608. 1846.

Distribuição no Brasil: AC, AM, ES, MT, PA, PE, RS, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho; São Luiz Gonzaga, Rio Piratini (Vianna 1985; Bischler-Causse *et al.* 2005); Porto Alegre, Navegantes (Bauer 1905a, b, 1929).

Riccia paraguayensis Spruce, Bull. Soc. Bot. France 36: 196. 1890.

Distribuição no Brasil: MS, RS, SP.

Distribuição no RS: Arroio dos Ratos; Ivoti; Montenegro; Porto Alegre, Faculdade de Direito; Viamão (Vianna 1970, 1976, 1985); Cachoeira do Sul; Guaíba; Porto Alegre (Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia paranaensis Hässel de Menéndez, Opera Lilloana 7: 228. 1963.

Distribuição no Brasil: ES, MT, RS, SP.

Distribuição no RS: Canoas; Ivoti; Porto Alegre; Santa Maria; Tenente Portela; São Luiz Gonzaga; Torres (Vianna 1985); São Lourenço; Cachoeira do Sul; Torres, Lagoa Itapeva; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas), Rio Uruguai; Ivoti, Cascata São Miguel; Santa Maria, Boca do Monte (Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia plano-biconvexa Steph., Bih. Kongl. SvenskAkad. Handl. 23(III, 2): 29. 1897.

Distribuição no Brasil: AL, BA, DF, ES, GO, MT, PE, PR, RJ, RN, RS, SC, TO.
Distribuição no RS: Ivoti; São Gabriel; Porto Alegre; Tenente Portela (Vianna 1985); Cachoeira do Sul; São Francisco de Assis, Picada do Padre; Tenente Portela; Uruguaiana (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia stenophylla Spruce, Bull. Soc. Bot. France 36(suppl.): 195. 1889.

Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, GO, MS, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Gravataí, Itacolomi; Porto Alegre; Santa Maria; Taquara; Tenente Portela; Torres (Vianna 1970, 1976); Bom Jesus; Bagé; São Leopoldo; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas) (Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia taeniaeformis S. Jovet-Ast, Cryptogamie, Bryol. Lichénol. 12(3): 270. 1991.

Distribuição no Brasil: RS.
Distribuição no RS: Tenente Portela, Parque Florestal Estadual do Turvo (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Riccia viannae S. Jovet-Ast, Cryptogamie, Bryol. Lichénol. 12(3): 261. 1991.

Distribuição no Brasil: RS, SC.
Distribuição no RS: Cachoeira do Sul; Porto Alegre, Morro da Polícia, Petrópolis, Pontra Grossa, Tristeza; Gravataí; Guaíba; Lavras do Sul; Lageado; Pedro Osório; Ivoti, Cascata São Miguel; Santa Maria; São Sepé; Torres; São Francisco de Assis, Picada do Padre; Uruguaiana; Viamão, Parque Saint Hilaire; (Jovet-Ast 1991; Bischler-Causse *et al.* 2005).

Ricciocarpos natans (L.) Corda *in* Opiz, Beitr. Naturgesch. 12: 651. 1829.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MS, MT, PA, PE, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Quinta perto de Rio Grande (Stephani 1897; Lindman 1906; Hell 1969); Porto Alegre (Montagne 1839, como *Riccia natans* var. *brasiliensis*); Torres; Viamão, Itapoã (Vianna 1970, 1976, 1985); Porto Alegre (Bischler-Causse *et al.* 2005); São Lourenço, Cristal; Rio Grande; Santa Vitória do Palmar; Torres; Viamão (Vianna 1985; Yano 1981c); Bagé (Yano 1981c).

Sphaerocarpaceae

Sphaerocarpos mucilloi E. Vianna, Lindbergia 7: 58. 1981.

Distribuição no Brasil: RS.
Distribuição no RS: Ivoti, Cascata São Miguel; Porto Alegre, Ponta Grossa; São Leopoldo (Vianna 1981c).

Targoniaceae

Targonia hypophylla L., Sp. Pl. ed. 1, 2: 1136. 1753.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, RS.
Distribuição no RS: Bagé; Pelotas (Vianna 1976, 1985).

Trichocoleaceae

Trichocolea brevifissa Steph., Sp. Hepat. 4: 54. 1909.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra, Itaimbezinho (Lemos-Michel 2001).

Trichocolea tomentosa (Sw.) Gottsche, Mexik. Leverm.: 119. 1863.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra, Itaimbezinho; Gramado; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 2001, como *Trichocolea uleana*).

BRYOPHYTA

Adelotheciaceae

Adelothecium bogotense (Hampe) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 391. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé, Serra do Faxinal (Sehnem 1955, 1979); Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnem 1979); Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999).

Amblystegiaceae

Amblystegium varium (Hedw.) Lindb., Musci Scand.: 32. 1879.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, São Salvador (Salvador do Sul) (Hedenäs 2003).

Leptodictyum riparium (Hedw.) Warnst., Krypt. Flora Brandenburg 2: 878. 1906.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo (Sehnem 1955, 1969); Montenegro, São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo, Rio dos Sinos (Hedenäs 2003).

Vittia pachyloma (Mont.) Ochyra, J. Hattori Bot. Lab. 62: 395. 1987.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus (Sehnem 1953, 1969, como *Sciaromium lonchocormum*; Hedenäs 2003); São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Sciaromium lonchocormum*).

Anomodontaceae

Haplohymenium triste (Cesati) Kindb., Revue Bryol. 26: 25. 1899.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955); Caxias do Sul (Sehnem 1976).

Archidiaceae

Archidium amplexicaule Müll. Hal., Linnaea 43: 346. 1881.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Chuí; Pedro Osório; Pelotas; Pinheiro Machado; Rio Grande; Santa Vitória do Palmar; Vacaria (Peralta & Vital 2006).

Archidium clavatum I.G. Stone, Mülleria 2: 199. 1973.

Distribuição no Brasil: BA, PR, RS.

Distribuição no RS: Pedro Osório; Vacaria (Peralta & Vital 2006).

Archidium donnellii Austin, Bull. Torrey Bot. Club 6: 190. 1877.

Distribuição no Brasil: BA, RS, SC.

Distribuição no RS: Pedro Osório; Santa Vitória do Palmar (Peralta & Vital 2006).

Archidium hallii Austin, Bull. Torrey Bot. Club 6: 145. 1877.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Bagé; Cachoeira do Sul; Pedro Osório; Pinheiro Machado; Rio Grande; São Francisco de Assis; São Sepé (Peralta & Vital 2006).

Archidium ohioense Schimp. ex Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 2: 517. 1851.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, GO, MG, MS, MT, PB, PE, PI, RN, RS, SE.

Distribuição no RS: Rio Grande; Santa Vitória do Palmar (Peralta & Vital 2006).

Archidium tenerrimum Mitt., J. Proc. Linn. Soc. 8: 17. 1864.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Pinheiro Machado; São Lourenço do Sul; São Sebastião do Caí (Peralta & Vital 2006).

Aulacomniaceae

Aulacomnium palustre (Hedw.) Schwägr. var. ***andinum*** (Herzog) Wijk & Margad., Taxon 7: 288. 1958.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros (Sehnem 1969); São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Aulacomnium palustre* var. *marginatum*).

Bartramiaceae

Anacolia laevisphaera (Taylor) Flow. in Grout, Moss Flora N. Amer. 2: 155. 68G. 1935.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, as *Anacolia subsessilis*).

Breutelia subdisticha (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1873-74: 94. 1875.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará, Fortaleza (Sehnem 1976); São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Breutelia rivalis*).

Breutelia subtomentosa (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1873-74: 94. 1875.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1976, como *Breutelia ulei*).

Breutelia tomentosa (Brid.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1873-74: 93. 1875.

Distribuição no Brasil: BA, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus; São Francisco de Paula, Floresta Nacional (Yano & Bordin 2006).

Leiomela capillaris (Hampe) Paris, Index Bryol. ed. 2, 3: 132. 1905.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros (Sehnm 1976).

Leiomela piligera (Hampe) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 635. 1904.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941); Gravataí, Itacolumi; São Francisco de Paula, Rio Tainhas, Taimbé; Montenegro, Linha São Pedro, Estação São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1976).

Philonotis ampliretis Broth., Bih. K. Svensk. VetenskAkad. 3(7): 27. 1900.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula (Sehnm 1955); São Francisco de Paula; Caxias do Sul, Vila Oliva (Sehnm 1976).

Philonotis cernua (Wilson) D. Griffin & W.R. Buck, Bryologist 92(3): 376. 1989.

Distribuição no Brasil: CE, DF, ES, GO, MT, RJ, RS, SE, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Fazenda do Cilho (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Philonotis curvata (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1873-74: 83. 1875.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter) (Sehnm 1976); Porto Alegre (Bauer 1929; Brotherus 1924b); São João, Navegantes (Brotherus 1924b); Porto Alegre (Dismier 1884).

Philonotis hastata (Duby) Wijk & Margad., Taxon 8: 74. 1959.

Distribuição no Brasil: AM, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RO, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Fazenda do Cilho; Caxias do Sul, Ana Rech, Faxinal (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Philonotis uncinata (Schwägr.) Brid. var. **uncinata**, Bryol. Univ. 2: 221. 1827.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: s.l. (Dismier 1884, como *Philonotis uncinata* var. *gardneri*); Silveira Martins (Lindman 1906, como *Philonotis gardneri*); Canguçu; São Leopoldo, Morro das Pedras (Sehnm 1976, como *Philonotis gardneri*, *P. glaucescens*, *P. riograndensis*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Brachytheciaceae

Aerolindigia capillacea (Hornsch.) M. Menzel, Nova Hedwigia 52(3-4): 322. 1991.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado; Montenegro, Linha São Pedro (Sehnem 1980, como *Lindigia capillacea*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Brachythecium occidentale (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 326. 1878.

Distribuição no Brasil: MS, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Usina da Toca (Yano & Bordin 2006); Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Brachythecium plumosum (Hedw.) Schimp. in Bruch *et al.*, Bryol. Eur. 6(52-54): 8. 1853.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: Carlos Barbosa, Salto Ventoso (Sehnem 1976, como *Brachythecium asperulum*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Brachythecium ruderale (Brid.) W.R. Buck, Mem. New York Bot. Gard. 82: 240. 1998.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MS, PE, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Francisco de Paula (Sehnem 1976, como *Brachythecium stereopoma*).

Brachythecium sulphureum (Geh. & Hampe) Paris, Index Bryol.: 146. 1894.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Colônia Württemberg (Panambi); Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado, Montenegro; Campestre; Santa Cruz do Sul; São Leopoldo, Feitoria; São Luiz das Missões, Bossoroca, São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1976).

Eurhynchium clinocarpum (Taylor) Paris, Index Bryol.: 422. 1896.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Farroupilha, Salto Ventoso; Montenegro; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Luiz das Missões (Sehnem 1976, como *Oxyrrhynchium clinocarpum*).

Meteoridium remotifolium (Müll. Hal.) Manuel, Lindbergia 4(1-2): 49-51. 1977.

Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, GO, MG, MT, PE, PB, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b, como *Papillaria henschenii*; Brotherus 1924b); Sao Borja (Luisier 1941); São Leopoldo; São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Candelária; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; São Leopoldo; São Francisco de Paula (Sehnem 1980, como *Meteoropsis remotifolia*, *M. rugulosa*); Barracão, Parque Estadual

de Espigão Alto; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; São Leopoldo (Lemos-Michel 1999).

Palamocladium leskeoides (Hook.) E. Britton, Bull. Torrey Bot. Club 40: 673. 1913(1914).

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros, Rio dos Refugiados; Caxias do Sul, Vila Oliva; Erval Seco; Gramado; Montenegro, Campestre, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula, Fazenda Englert, Rio Tainhas, Taimbé; São Leopoldo, Quilombo (Sehnen 1976).

Platyhypnidium aquaticum (A. Jaeger) Fleisch., Musci Buitenzong 4: 1537. 1923.

Distribuição no Brasil: AC, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra dos Tapes, Cascata (Brotherus 1900, como *Hypnum aquaticum*); São Francisco de Paula (Sehnen 1955); Bento Gonçalves, Rio das Antas (Sehnen 1969).

Puiggariopsis aurifolia (Mitt.) M. Menzel, J. Hattori Bot. Lab. 71: 239. 1992.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnen 1976, como *Puiggariella aurifolia*); Bom Jesus (Ireland & Buck 2009).

Rhynchostegium beskeanum (Müll. Hal.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 373. 1878.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador; São Leopoldo, Feitoria; Porto Alegre (Sehnen 1976).

Rhynchostegium malméi (Broth.) Paris, Index Bryol. ed. 2, 4: 212: 1905.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnen 1955, 1976); Quinta near Rio Grande (Brotherus 1900, como *Hypnum malméi*).

Rhynchostegium microthamnioides Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6: 124. 1898.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnen 1976).

Rhynchostegium pallidius (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 375. 1878.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Canoas, Navegantes; Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1924b).

Rhynchostegium riparioides (Hedw.) Cardot in Tourr., Bull. Soc. Bot. France 60: 231. 1913.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Sapiranga, Picada Verão (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Rhynchostegium rivale (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 376. 1878.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Osório, Lagoa dos Quadros; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Rio dos Sinos (Sehnem 1976).

Rhynchostegium scariosum (Taylor) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 374. 1878.

Distribuição no Brasil: GO, MS, MT, PE, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto (Lemos-Michel 1999); Cambará do Sul, Fortaleza; Caxias do Sul, Ana Rech; Garibaldi, Marcorama (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Rhynchostegium sellowii (Hornsch.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 373. 1878.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Canguçu; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Capão da Lagoa, Vila Gonzaga (Sehnem 1976).

Rhynchostegium serrulatum (Hedw.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 370. 1878.

Distribuição no Brasil: ES, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Ana Rech (Hirai *et al.* 1998); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; São Francisco de Paula, Floresta Nacional (Yano & Bordin 2006); Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Rhynchostegium sparsirameum (Geh. & Hampe) Paris, Index Bryol.: 1137. 1898.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Linha Júlio de Castilhos (Sehnem 1976).

Squamidium angustifolium Sehnem, Pesquisas, Bot. 34: 6-7. 1980.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1980).

Squamidium brasiliense (Hornsch.) Broth. *in* Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 809. 1906.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Feitoria (Luisier 1941); São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Squamidium serricolum*); São Leopoldo (Sehnem 1980); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Caxias do Sul, Vila Oliva; Ex-Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Feliz, Morro Kohlberg; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Pareci Novo (Pareci Novo), Pinhal; Santa Cruz do Sul, Linha São João; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Feitoria, Arroio Kruse (Sehnem 1980, como *Squamidium*

gracilescens, *S. nitidum*, *S. serricolum*); Erechim, Nova Württemberg Elsenau (Panambi), Porto Alegre (Allen & Crosby 1986).

Squamidium cuspidatum Sehnem, Pesquisas. Bot. 34: 9-10. 1980.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Vacaria, Rio dos Refugiados (Sehnem 1980).

Squamidium diversicoma (Hampe) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 809. 1906.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Arroio Kruse, Feitoria; Vacaria, Rio dos Refugiados, Fazenda do Cedro (Sehnem 1980).

Squamidium leucotrichum (Taylor) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 809. 1906.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra, Itaimbezinho; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Gramado; Muitos Capões; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel; São José dos Ausentes; Vacaria (Lemos-Michel 1999).

Squamidium macrocarpum (Spruce ex Mitt.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 809. 1906.

Distribuição no Brasil: ES, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941, como *Squamidium rotundifolium*); São Leopoldo (Sehnem 1955, como *Squamidium rotundifolium*); Gramado (Sehnem 1980); Caxias do Sul, Ana Rech, Montenegro (Sehnem 1980, com *Squamidium turgidum*); Dois Irmãos (Allen & Crosby 1986);

Squamidium nigricans (Hook.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 808. 1906.

Distribuição no Brasil: AL, AP, CE, ES, GO, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1980); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Canela, Floresta Nacional de Canela; Gramado; Muitos Capões; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Zelometeorium ambiguum (Horns. in Mart.) Manuel, J. Hattori Bot. Lab. 43: 113. 1977.

Distribuição no Brasil: AC, AM, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Manuel 1977); Porto Alegre (Brotherus 1900, como *Meteorium widgrenianum*); Colônia Nova Württemberg near Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Meteoriopsis implanata*); Pareci Novo (Luisier 1941, como *Meteoriopsis implanata*); São Leopoldo, São Salvador, São Francisco de Paula (Sehnm 1955, como *Meteoriopsis widgreniana*); Gramado; São Leopoldo, Fazenda São Borja; Montenegro, Campestre; Vacaria; (Sehnm 1980, como *Meteoriopsis implanata*); Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Campestre; São Leopoldo, Feitoria (Sehnm 1980, como *Meteoriopsis widgreniana*).

Zelometorium patulum (Hedw.) Manuel, J. Hattori Bot. Lab. 43: 118. 1977.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, entre Canoas e Navegantes (Bauer 1929; Brotherus 1924b, como *Meteoriopsis patula*; Bauer 1905b, como *Meteorium patulum*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, as *Meteoriopsis patula*, *M. recurvifolia*); Candelária, Passa Sete; Caxias do Sul, Vila Oliva; Cerro Largo; Gramado; Montenegro, Linha Campestre, Linha São Pedro, Pareci Novo (Pareci Novo); Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Linha Campestre; Santa Cruz do Sul, Linha João Alves; São Francisco de Paula; São Leopoldo, Arroio Kruse, Rio dos Sinos; Vacaria, Rio dos Refugiados; Tenente Portela, Salto Grande do Rio Uruguai (Sehnm 1980, como *Meteoriopsis decurrens*, *M. patula*, *M. perpatula*, *M. piligera*, *M. recurvifolia*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; São Leopoldo, Arroio Kruse (Lemos-Michel 1999); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008, como *Zelometorium recurvifolium*).

Bruchiaceae

Bruchia aurea Besch., Mem. Soc. Sci. Nat. Cherbourg 21: 259. 1877.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929 todos como *Bruchia uleana*); São Leopoldo (Luisier 1941, como *Bruchia uleana*); Montenegro (Luizi-Ponzo 1995, como *Bruchia uleana*).

Bruchia uruguensis Müll. Hal., Linnaea 42: 231. 1879.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955; Rushing 1986); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929); Porto Alegre, Praça Júlio de Castilhos (Roth 1911); São Leopoldo, Feitoria, Vila Gonzaga (Luizi-Ponzo 1995).

Trematodon longicollis Michx. var. *longicollis*, Flora Bor. Amer. 2: 289. 1803.

Distribuição no Brasil: AM, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo; Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Trematodon reflexus*); São Leopoldo (Sehnm 1955); Porto Alegre (Bauer 1905b, 1929); Feitoria; Montenegro, Linha

Campestre, Pareci Novo (Pareci Novo) (Luizi-Ponzo 1995); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Trematodon longicollis Michx. var. ***crispatissimus*** (Brid.) Brid., Bryol. Univ. 1: 389. 1826.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900, como *Trematodon crispatissimus*); Porto Alegre (Bauer 1905b, como *Trematodon crispatissimus*).

Trematodon longicollis Michx. var. ***minor*** Hor., J. Jap. Bot. 16: 167. 1940.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Feitoria (Luisier 1941).

Trematodon mirabilis Broth., Beih. K. SvenskAkad. Handl. 3(7): 8. 1900.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo (Brotherus 1900; Lindman 1906; Roth 1911).

Bryaceae

Brachymerium hornschuchianum Mart., Icon. Pl. Crypt. 36. pl. 20. 1834.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Ochi 1980); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Brachymerium radiculosum (Schwägr.) Hampe, Vidensk. Meddel. Naturhist. For. Kjøbenhavn. ser. 3, 9: 275. 1970.

Distribuição no Brasil: CE, ES, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnen 1955).

Brachymerium speciosum (Hook. f. & Wilson) Steere, Bryologist 51(2): 98. 1948.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Bryum argenteum Hedw., Spec. Musc. Frond.: 181. 1801.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PB, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul, Campos (Cachoeira do Sul); Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a); Porto Alegre; São Francisco de Paula; São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula (Sehnen 1955); Cachoeira do Sul, Campos (Lindman 1906, como *Bryum corrugatum*); Silveira Martins, Porto Alegre (Brotherus 1900, como *Bryum corrugatum*); Porto Alegre (Bauer 1929; Brotherus 1924b); São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Bryum cellulare Hook. ex Schwägr., Spec. Musc. Frond. Suppl. 3(1): 9. 1827.

Distribuição no Brasil: CE, MG, RS.

Distribuição no RS: Caçapava do Sul, Fazenda da Taleira (Yano 2006b).

Bryum chryseum Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 304. 1869.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Bryum conoideo-operculatum Warnst., Hedwigia 57: 97-98. 1915.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: s.l. (Warnstorf 1916).

Bryum duplicatum Broth., Beih. K. Svenska VetenskAkad. Handl. 3(7): 29. 1900.

Distribuição no Brasil: MT, PR, RS.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho (Yano 2004).

Bryum illecebraria Müll. Hal., Gen. Musc. Frond.: 215. 1900.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b).

Bryum limbatum Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 2: 573. 1851.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955; Ochi 1980); Santa Cruz do Sul; Estação São Salvador, Montenegro (Salvador do Sul) (Bartram 1952); Bom Jesus, Fazenda do Cilho (Yano & Bordin 2006); Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Bryum procerum Schimp. ex Besch. in Bescherelle, Mém. Soc. Sci. Nat. Cherbourg 16: 119. 1872.

Distribuição no Brasil: BA, MG, RS, SE.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto (Lemos-Michel 1999; Yano & Bordin 2006).

Bryum renauldii Röhl ex Renauld & Cardot, Bull. Soc. Roy. Bot. Belgique 38(1): 13. 1900.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Fazenda do Cilho (Yano & Bordin 2006).

Bryum riparioides Bartram, J. Washington Acad. Sci. 42(6): 180. 1952.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Caxias do Sul, Vila Oliva; São Francisco de Paula (Bartram 1952).

Gemmabryum acuminatum (Harv.) J.R. Spence & H.P. Ramsay, Phytologia 87(2): 65. 2005.

Distribuição no Brasil: GO, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Gemmabryum apiculatum (Schwägr.) J.R. Spence & H.P. Ramsay, Phytologia 87(2): 65. 2005.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, PA, PB, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: (Lindman 1906, como *Bryum apiculatum*); Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Hamburger Berg (Novo Hamburgo); Porto Alegre; São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Bryum beyrichianum*); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi); Porto Alegre (Brotherus 1924b); Cachoeira do Sul (Brotherus 1900; Lindman 1906, como *Bryum lindmanianum*; Ochi 1974, como *Bryum nitens*); Porto Alegre; São Leopoldo, Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Ochi 1981).

Gemmabryum coronatum (Schwägr.) J.R. Spence & H.P. Ramsay, *Phytologia* 87(2): 66. 2005.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MA, MG, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Ochi 1980); São Leopoldo (Sehnem 1955), Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1924b); Navegantes (Brotherus 1924b).

Gemmabryum dichotomum (Hedw.) J.R. Spence & H.P. Ramsay, *Phytologia* 87(2): 66. 2005.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1924b); Porto Alegre, Praça Julho de Castilho (Ochi 1980).

Gemmabryum exile (Dozy & Molk.) J.R. Spence & H.P. Ramsay, *Phytologia* 87(2): 67. 2005.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MS, PE, RJ, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008, como *Brachymerium exile*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Gemmabryum subapiculatum (Hampe) J.R. Spence & H.P. Ramsay, *Phytologia* 87(2): 68. 2005.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, GO, MT, PA, PR, RJ, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Ochi 1980, como *Bryum subapiculatum*).

Ptychostomum capillare (Hedw.) Holyoak & Pedersen, *J. Bryol.* 29: 119. 2007.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901a, como *Bryum rufo-nitens*).

Rhodobryum beyrichianum (Hornsch.) Müll. Hal. *in* Hampe, *Vidensk. Meddel. Naturhist. For Kjøbenhavn.* ser. 3, 3: 51-52. 1872.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, MG, MT, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Flores da Cunha, Otávio Rocha; São Vedelino (Yano & Bordin 2006).

Rhodobryum roseolum (Müll. Hal.) Paris, *Index Bryol.* 1120. 1898.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Serra de Rocinha, Bom Jesus (Bartram 1952, como *Bryum roseolum*); Serra da Rocinha (Bom Jesus) (Ochi 1981, como *Bryum roseolum*).

Rosulabryum densifolium (Brid.) Ochyra in Ochyra, Zarnowiec & Bednareck-Ochyra, Biodiv. Poland 3: 162. 2003.

Distribuição no Brasil: AL, BA, DF, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo (Brotherus 1900; Luisier 1941; Sehnem 1955, como *Bryum densifolium*); Porto Alegre, Pedras Brancas (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1900, como *Bryum densifolium*); Cachoeira do Sul (Lindman 1906); Colônia Nova Württemberg (Panambi); Cruz Alta; Navegantes, Canoas (Canoas) (Brotherus 1924b, como *Bryum densifolium*); São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Canoas; Porto Alegre (Ochi 1980, como *Bryum densifolium*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Rosulabryum huillense (Welw. & Duby) Ochyra in Ochyra, Zarnowiec & Bednarek-Ochyra, Biodiv. Poland 3: 162. 2003.

Distribuição no Brasil: BA, GO, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Bryum huillense*).

Calymperaceae

Syrrhopodon gaudichaudii Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. ser. 2, 2: 376. 1834.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP, TO.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905b, 1929); Canoas; Porto Alegre, São João; (Bauer 1905a; Brotherus 1924b); Rio Grande (Lindman 1906); Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900; Reese 1993); Bom Jesus, Rio dos Touros, Serra da Rocinha; Caxias do Sul, Vila Oliva; Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Porto Alegre, Bairro Glória; São Leopoldo, Quilombo, Capão do Frade; Montenegro, Campestre; São Francisco de Paula, Serra de Faxinal, Taimbé, Santa Teresa; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnem 1972); São Leopoldo, Capão da Lagoa (Sehnem 1972, como *Syrrhopodon spininervis*).

Syrrhopodon parasiticus (Sw. ex Brid.) Besch., Ann. Sci. Nat. Bot. ser. 8, 1: 298. 1895.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Syrrhopodon prolifer Schwägr. var. ***prolifer***, Spec. Musc. Frond. Suppl. 2(2): 99. 1827.

Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RS, SC, SE, SP, TO.

Distribuição no RS: Montenegro, Linha Júlio de Castilhos (Sehnem 1972).

Syrrhopodon prolifer Schwägr. var. **acanthoneuros** (Müll. Hal.) Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 542. 1849.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PI, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Luisier 1941; Sehnem 1972, ambos como *Syrrhopodon argenteus*); São Francisco de Paula, Santa Teresa; São Leopoldo, Fazenda São Borja (Sehnem 1972, como *Syrrhopodon argenteus*); Morro das Pedras (Reese 1993).

Syrrhopodon prolifer Schwägr. var. **tenuifolius** (Sull.) Reese, Bryologist 81(2): 199. 1978.

Distribuição no Brasil: BA, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Morro das Pedras (Sehnem 1972, como *Syrrhopodon capillaceus*); Cambará do Sul (Reese 1993).

Catagoniaceae

Catagonium emarginatum Lin, J. Hattori Bot. Lab. 55: 299. 1984.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Eucatagonium politum*).

Cryphaeaceae

Cryphaea brevipila Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 413. 1869.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Neu Württemberg (Panambi); São Leopoldo (Rao 2001).

Cryphaea filiformis (Hedw.) Brid., Muscol. Recent. Suppl. 4: 139. 1819.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: New Württemberg (Panambi); Cruz Alta, Três Passos (Rao 2001); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Cryphaea jamesonii Taylor, London J. Bot. 17: 192. 1848.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Gramado; Montenegro, Linha São Pedro; Tupandi (Sehnem 1970, como *C. caldensis*).

Cryphaea mittenii A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1874-75: 180. 1876.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Gramado; São Francisco de Paula, Rio Tainhas; Caxias do Sul, Vila Oliva (Sehnem 1970).

Cryphaea orizabae Schimp. ex Besch., Mém. Soc. Sci. Nat. Cherbourg 16: 214. 1872.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Elsenau (Panambi) (Rao 2001).

Cryphaea patens Hornsch. ex Müll. Hal., Linnaea 18: 679. 1845.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Rao 2001).

Cryphaea ramosa (Mitt.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 412. 1869.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Cima da Serra, Rincão dos Vallos (Cruz Alta) (Brotherus 1900); São Leopoldo (Sehnen 1970).

Cryphaea rhacomitrioides Müll. Hal., Linnaea 42: 381. 1879.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cruz Alta, Eisenau, Colônia Nova Württemberg (Brotherus 1924b, como *C. malmei*); Erechim; Porto Alegre; São Leopoldo; Gramado; São Francisco de Paula, Erval Seco (Sehnen 1970, como *Cryphaea malmei*); Gramado, Parque Knorr (Rao 2001).

Cryphidium leucocoleum (Mitt.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1874-75: 274. 1876.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul, Rio Jacuí (Brotherus 1900, como *Cryphidium orbifolia*); São Leopoldo, (Sehnen 1953, 1955, 1970); Vacaria, Rio dos Touros (Sehnen 1970).

Schoenobryum blumenauianum (Hampe) Manuel, Bryologist 80(3): 523. 1977.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Rio Grande (Hampe 1879, as *Cryphaea blumenauianum*).

Schoenobryum concavifolium (Griff.) Gangulee, Mosses Eastern India Adj. Reg. 5: 1209. 1976.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnen 1955, como *Acrocryphaea julacea*); Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Estação São Salvacor (Salvador do Sul); São Leopoldo, Arroio Kruse (Sehnen 1970), Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Leopoldo, Arroio Kruse (Lemos-Michel 1999); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008)

Schoenobryum kunertii (Müll. Hal.) Manuel, Bryologist 80(3): 523. 1977.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Forromeco (São Vendelino) (Müller 1901a, as *Cryphaea kunertii*).

Schoenobryum rubricaulis (Mitt.) Manuel, Bryologist 80(3): 523. 1977.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado; Montenegro, São Pedro; São Leopoldo, Arroio Kruse; São Francisco de Paula, Tainhas (Sehnen 1970, como *Acrocryphaea rubricaulis*).

Daltoniaceae

Calypstrochaeta setigera (Mitt.) W.R. Buck, Brittonia 39(2): 223. 1987.

Distribuição no Brasil: AC, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Eriopus setigerus*); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Gramado; Gravataí, Itacolumi; Montenegro, São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula (Sehnem 1979, como *Eriopus setigerus*).

Dicranaceae

Campylopus aemulans (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1870-71: 444. 1872.

Distribuição no Brasil: ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Frahm 1991); Vacaria (Frahm 1979, 1991).

Campylopus arctocarpus (Hornsch.) Mitt. var. ***arctocarpus***, J. Linn. Soc. Bot. 12: 87. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados (Lemos-Michel 1999; Luizi-Ponzo 1995).

Campylopus cryptopodioides Broth., Bih. Kongl. Svenska VetenskAkad. Handl. 26. 3(7): 9. 1900.

Distribuição no Brasil: DF, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Morro Itacolumi, Rio dos Sinos (Frahm 1991).

Campylopus dichrostis (Müll. Hal.) Paris in Brotherus, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 333. 1901.

Distribuição no Brasil: BA, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Frahm 1975; Sehnem 1955, ambos como *C. cacti*).

Campylopus extinctus J.-P. Frahm, Bryologist 99(2): 218. 1996.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Ahmed & Frahm 2002).

Campylopus filifolius (Hornsch.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 76. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, MG, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); São Francisco de Paula, Fortaleza, Serra do Faxinal (Frahm 1991, como *Bryohumbertia filifolia*); Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Portão (Lemos-Michel 1999, como *Bryohumbertia filifolia*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a, como *Bryohumbertia filifolia*).

Campylopus flexuosus (Hedw.) Brid., Mant. Musc. 4: 71. 1819.

Distribuição no Brasil: PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Campylopus griseus (Hornsch.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1870-71: 443. 1872.

Distribuição no Brasil: MG, PI, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Canela; Caçapava do Sul; Caxias do Sul; Lavras do Sul; Pedro Osório; Pinheiro Machado; Vacaria; Sepé (São Sepé) (Frahm 1991); Rincão do Inferno, Lavras do Sul (Frahm 1979).

Campylopus heterostachys (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1870-1871: 421. 1872.

Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, GO, MG, MT, PI, PR, RJ, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Fazenda do Cilho; Caçapava do Sul, Minas de Camaquã; Jaquirana; São Francisco de Paula, Fazenda Violeta (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Campylopus jamesonii (Hook.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1870-71: 422. 1872.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela; Nova Petrópolis; São Francisco de Paula, Aratinga, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999).

Campylopus julaceus A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1870-71: 384. 1880.

Distribuição no Brasil: BA, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado, Parque Knorr (Lüth & Schäfer-Verwimp 2004).

Campylopus julicaulis Broth., Denkschr. Akad. Wiss. Wien. Math. Nat. Kl. 83: 261. 1926.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Aparados da Serra; Bom Jesus; Nova Petrópolis (Lemos-Michel 1999).

Campylopus occultus Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 86. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MA, MG, MS, PA, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Pelotas, Campus Universitário de Pelotas; Porto Alegre; São Francisco de Paula; São Leopoldo; (Frahm 1979); Rio Grande; Porto Alegre; Pelotas; São Francisco de Paula; Canela (Frahm 1991); Portão; Montenegro (Luizi-Ponzo 1995); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Campylopus pilifer Brid., Mant. Musc.: 72. 1819.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, DF, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Tapes (Gradstein & Sipman 1978); Canela (Frahm 1991); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Campylopus reflexisetus (Müll. Hal.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 322. 1901.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Planalto; São Francisco de Paula (Yano 2009).

Campylopus thwaitesii (Mitt.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1870-71: 419. 1872.

Distribuição no Brasil: BA, DF, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paulo, Taimbé (Luizi-Ponzo 1995, como *Campylopus controversus*).

Campylopus trachyblepharon (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 80. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SE, SP, TO.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Campylopus subintroflexus*); Porto Alegre (Bauer 1905a; Frahm 1975b, ambos como *Campylopus introflexus*); Cachoeira do Sul (Cachoeira do Sul) (Lindman 1906, como *Campylopus introflexus*); Porto Alegre (Giacomini 1955, como *Campylopus introflexus* var. *genuinus*); São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941; Sehnem 1955, como *Campylopus introflexus*).

Dicranella crinalis Geh. & Hampe in Hampe & Geheeb, Flora 64 (22): 339. 1881.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b, como *Ångstroemia crinalis*).

Dicranella exigua (Schwägr.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 30. 1869.

Distribuição no Brasil: AM, MG, PA, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b); Montenegro; São Leopoldo, Feitoria (Luizi-Ponzo 1995, como *Microdus exiguus*).

Dicranella glaziovii (Hampe) Hampe, Vidensk. Meddel. Naturh. For. Kjøbenhavn. ser. 4,1: 87. 1879.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b, como *Ångstroemia glaziovii*).

Dicranella pabstiana (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 31. 1869.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b, como *Ångstroemia pabstiana*).

Dicranella riograndense Broth., Bih. Kongl. Svenska VetenskAkad. Handl. 26, 3(7): 7. 1900.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Silveira Martins (Brotherus 1900).

Dicranella strumulosa (Hampe) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 36. 1869.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b, como *Ångstroemia strumulosa*).

Dicranella subsulcata (Hampe) Hampe, Vidensk. Meddel. Naturh. For. Kjøbenhavn. ser. 4,1: 86. 1879.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Quilombo (Müller 1901b, como *Ångstroemia subsulcata*).

Dicranella vaginata (Hook.) Cardot, Wiss. Erb. Schwed. Sük polar-Exp. 1901-1903, 4(8): 60. 1908.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Quilombo; (Müller 1901b, como *Ängstroemia vaginata*).

Dicranoloma billardieri (Brid.) Paris, Index Bryol. ed. 2, 3: 24. 1904.

Distribuição no Brasil: ES, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1953, 1955).

Holomitrium antennatum Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 59. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955); Gramado; São Leopoldo, Fazenda São Borja; São Francisco de Paula, Fazenda Englert; Taimbé (Luizi-Ponzo 1995).

Holomitrium arboreum Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 5. 1869.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, PA, PE, RJ, RO, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual do Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias; Esmeralda; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999).

Holomitrium crispulum Mart. var. *crispulum*, Icon. Plant. Cryptog. 35pl. 18. 1828.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Ijuí; Rincão dos Vallos (Cruz Alta); Serra dos Tapes (Brotherus 1900); Rincão dos Vallos (Cruz Alta) (Luizi-Ponzo 1995).

Holomitrium olfersianum Hornsch. in Martius, Flora Brasil. 1(2): 18. 1840.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1929; Brotherus 1924b); Silveira Martins (Brotherus 1900); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Eisenau (Brotherus 1924b); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Parque das Sequóias; Colônia Nova Württemberg (Panambi); Gramado; Nonoai, Parque Estadual Florestal de Nonoai; Nova Petrópolis; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Porto Alegre; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel; São José dos Ausentes; Silveira Martins (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Microcampylopus curvisetus (Hampe) Giese & J.-P. Frahm, Lindbergia 11: 116. 1986.

Distribuição no Brasil: AM, MG, MS, RJ, RO, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Pilopogon guadaloupensis (Brid.) J.-P. Frahm, Flora Neotropica, monograph 54: 206. 1991.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Farroupilha (Frahm 1991); Bom Jesus, Serra da Rocinha (Luizi-Ponzo 1995, como *Pilopogon gracilis*).

Pilopogon laevis (Taylor) Thériot, Revue Bryol. Lichénol. nov. ser., 9(1-2): 12. 1936.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Ana Rech (Yano & Bordin 2006).

Sclerodontium clavinerve (Müll. Hal.) H.A. Crum, Hikobia 9: 294. 1986.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Porto Alegre; Montenegro (Crum 1986); Forromeco (São Vendelino) (Müller 1897, 1900, como *Dicranum clarinerve*); Nova Petrópolis (Lemos-Michel 1999).

Ditrichaceae

Ditrichum paulense Geh. in Hampe & Geheeb, Flora 64(22): 340. 1881.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Bom Jesus; Montenegro, Linha São Pedro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula (Sehnm 1970).

Ditrichum subrufescens Broth., Acta Soc. Sci. Fenn. 19(5): 6. 1891.

Distribuição no Brasil: GO, MG, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Lajeado Grande; Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Ditrichum ulei (Müll. Hal.) Paris, Index Bryol. Suppl.: 132. 1900.

Distribuição no Brasil: ES, PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Quilombo; São Francisco de Paula, Santa Teresa (Sehnm 1970).

Pleuridium subnervosum (Müll. Hal.) A. Jaeger in Paris, Index Bryol.: 973. 1898.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Montenegro, Porto Alegre (Brotherus 1900); Cachoeira do Sul (Lindman 1906); São Leopoldo (Sehnm 1955).

Rhamphidium ovale Bartr., J. Washington Acad. Sci. 42(6): 179. 1952.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Montenegro, Linha Campestre (Bartram 1952).

Entodontaceae

Entodon beyrichii (Schwägr.) Müll. Hal., *Linnaea* 18: 708. 1845.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SP.
Distribuição no RS: Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 1999).

Entodon gracilis (Ångstr.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 225. 1878.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbezinho (Sehnem 1970).

Entodon lindbergii Hampe, Vidensk. Meddel. Naturhist. For. Kjøbenhavn. ser. 3, 2: 283. 1870.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Vacaria (Sehnem 1970).

Entodon suberythropus Müll. Hal., *Linnaea* 42: 427-428. 1879.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955); Santa Cruz do Sul (Sehnem 1970).

Erythrodonium longisetum (Hook.) Paris, *Index Bryol.*: 436. 1896.

Distribuição no Brasil: ES, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cerro Largo, Rio Encantado; Gramado; Montenegro, Linha Júlio de Castilhos, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Santa Cruz do Sul, Linha João Alves; São Francisco de Paula, Taimbezinho; São Luiz das Missões, Bossoroca (São Luiz Gonzaga e Bossoroca); Vacaria (Sehnem 1970); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Erythrodonium squarrosom (Hampe) Paris, *Index Bryol.* ed. 2, 2: 159. 1904.

Distribuição no Brasil: DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cerro Largo; São Leopoldo; São Luiz das Missões (Sehnem 1970); Arabita; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Erpodiaceae

Aulacopilum glaucum Wilson, *J. Bot. London* 7: 90. 1848.

Distribuição no Brasil: MS, PA, RS, SP.

Distribuição no RS: Osório; São Sebastião do Caí (Vital 1980); Caçapava do Sul; Camargo; Candelária; Canela; Carazinho; Catuípe; Caxias do Sul, Ana Rech; Cerro Largo; Encantado; Farroupilha; Frederico Westphalen; Getúlio Vargas; Guarani das Missões; Ijuí; Marcelino Ramos; Palmeira das Missões; Panambi; Santa Cruz do Sul; Santa Rosa; São Gabriel; São Luiz Gonzaga; São Marcos; São Pedro do Sul; Tenente Portela; Três Passos; Venâncio Aires; Vicente Dutra (Yano 1984b); Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Erpodium beccarii Müll. Hal. ex Vent., *Nuov. Giorn. Bot. Ital.* 4: 18. 1872.

Distribuição no Brasil: BA, MS, MG, RS, SP.

Distribuição no RS: Ijuí; Uruguaiana (Yano 1992a).

Erpodium biseriatum (Austin) Austin, Bot. Gaz. 2: 142. 1877.

Distribuição no Brasil: GO, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008).

Erpodium glaziovii Hampe, Vidensk. Meddr. Dansk. Naturh. Foren. ser. 3, 4: 54. 1872.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, GO, MG, MS, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo; Montenegro (Vital 1980).

Eustichiaceae

Eustichia longirostris (Brid.) Brid., Bryol. Univ. 2: 789. 1827.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio Tainhas; Montenegro, Pinhal, Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul, Boa Vista; Vacaria, Rio Tainhas (Sehnem 1969, como *Eustichia ulei*); Santa Cruz do Sul (Sehnem 1969, como *Eustichia brotheri*).

Fabroniaceae

Dimerodontium balansae Müll. Hal., Mém. Soc. Sci. Nat. Cherbourg 21: 267. 1877.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Vitória do Palmar (Santa Vitória do Palmar); Três Portos (Câmara & Magill 2009).

Dimerodontium mendozense Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 541. 1869.

Distribuição no Brasil: PR, MS, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955, 1970); Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo); Santa Cruz do Sul; São Leopoldo, Três Portos, Praça Centenário (Sehnem 1970); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a); Bagé; Camaquã; Cruz Alta (Câmara & Magill 2009).

Dimerodontium pellucidum (Schwägr.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 540. 1869.

Distribuição no Brasil: ES, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Erechim (Bizot & Piovano 1953).

Fabronia ciliaris (Brid.) Brid. var. *ciliaris*, Bryol. Univ. 2: 171. 1827.

Distribuição no Brasil: BA, CE, GO, MT, PE, RS.

Distribuição no RS: Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Leopoldo, Arroio Kruse (Lemos-Michel 1999); Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008).

Fabronia ciliaris (Brid.) Brid. var. *polycarpa* (Hook.) W.R. Buck, Brittonia 35(3): 251. 1983.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900, como *Fabronia polycarpa*); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Leopoldo, Vila Gonzaga, Arroio Kruse (Sehnem 1955, 1970, como *Fabronia polycarpa*); Montenegro, São Pedro;

Portão (Sehnm 1970, como *Fabronia polycarpa*); Erechim (Bizot & Piovano 1953; Piovano 1958); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidentaceae

Fissidens acacioides Schrad. var. ***acacioides***, J. Bot. (Schrad.) 1: 197. 1803.
Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955, como *Fissidens substissotheca*); Bom Jesus, Rio dos Touros; Cerro Largo, Rio Encantado; São Leopoldo, Rio dos Sinos; São Luis das Missões (São Luiz Gonzaga) (Sehnm 1972, como *Fissidens substissotheca*); Cerro Largo; Quarai; Vacaria (Pursell *et al.* 1988; Pursell 2007).

Fissidens acacioides Schrad. var. ***brevicostatus*** (Pursell, Brugg.-Nann. & B.H. Allen) Pursell, Bryobrothera 5: 175. 1999.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Herval (Pursell *et al.* 1988; Pursell 2007).

Fissidens acacioides Schrad. var. ***immersus*** (Mitt.) Pursell, Bryobrothera 5: 175. 1999.

Distribuição no Brasil: GO, MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Tenente Portela (Sehnm 1972, como *Fissidens acutangulus*); São Leopoldo, Rio dos Sinos; São Francisco de Paula, Rio Taimbé; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnm 1972, como *Fissidens regnellii*); São Leopoldo, Rio dos Sinos (Pursell *et al.* 1988; Pursell 2007).

Fissidens adiantoides Hedw., Spec. Musc. Frond.: 157. 1801.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbezinho (Sehnm 1972).

Fissidens amoenus Müll. Hal., Bot. Zeitg (Berlin) 5: 38. 1847.

Distribuição no Brasil: AC, BA, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Carazinho (Pursell 2007).

Fissidens anguste-limbatus Mitt. var. ***anguste-limbatus***, J. Linn. Soc., Bot. 12: 601. 1869.

Distribuição no Brasil: AC, AM, CE, DF, GO, MA, MG, MT, PA, PE, RJ, RO, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul; Porto Alegre (Brotherus 1900, como *Fissidens malmei*); São Francisco de Paula; São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Caí, Vale Real (Feliz); Cerro Largo; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo, Feitoria (Sehnm 1972); Santana do Livramento (Pursell 2007).

Fissidens angustifolius Sull., Proc. Amer. Acad. Arts 5: 275. 1861.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, GO, PA, RJ, RO, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens asplenioides Hedw., Spec. Musc. Frond.: 156-157. 1801.

Distribuição no Brasil: AM, CE, GO, MG, MT, PA, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Fissidens obtusatus*; Pursell 2007); São Leopoldo (Luisier 1941; Sehnem 1955, 1972); São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, 1972); Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Linha São Pedro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula, Fazenda Englert; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnem 1972); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens berteroi (Mont.) Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 45. 1848.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Cerro Largo; Ijuí; Linha Ipê (Pursell 2007).

Fissidens brevipes Besch., J. Bot. 5: 252. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, MS, PR, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Santa Rosa (Pursell & Vital 1986); São Luiz das Missões (São Luiz Gonzaga) (Sehnem 1972; Pursell 1994); Bossoroca (Pursell 1994); Montenegro (Pursell 2007).

Fissidens crispus Mont., Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 9: 57. 1838.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro (Sehnem 1972); Gramado (Pursell 2007).

Fissidens curvatus Hornsch., Linnaea 15: 148. 1841.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo (Sehnem 1972, como *Fissidens luteo-viridis*); Vacaria (Pursell 2007).

Fissidens dendrophilus Brugg.-Nann. & Pursell, Bryologist 93: 335. 1990.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Portão (Bruggeman-Nannenga & Pursell 1990; Bruggeman-Nannenga *et al.* 1994; Pursell 2007).

Fissidens elegans Brid., Muscol. Recent. Suppl. 1: 167. 1806.

Distribuição no Brasil: AC, AM, ES, FN, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Montenegro (Pursell 2007); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens flabellatus Hornsch. in C. Mart., Fl. Bras. 1: 91. 1840.

Distribuição no Brasil: ES, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Fissidens longifalcatatus*); Farroupilha, Salto Ventoso; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha São Pedro; Nova Petrópolis; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1972, como *Fissidens longifalcatatus*; Pursell 2007).

Fissidens flaccidus Mitt., Trans. Linn. Soc. London 23: 56. 1860.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RS, SP.

Distribuição no RS: Cerro Largo (Sehnem 1972, como *Fissidens schwakeanus*).

Fissidens fontanus (Bach. Pyl.) Steud., Nomencl. Bot. 2: 166. 1824.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Colônia Ijuí (Ijuí) (Brotherus 1900, como *Fissidens brevicaulis*); São Francisco de Paula (Senhem 1955, como *Fissidens julianus*); São Salvador (Senhem 1955, como *Fissidens debilis*, *F. julianus*); Cerro Largo (Senhem 1972, como *Fissidens debilis*); Bom Jesus; Cruz Alta; São Luiz das Missões (São Luiz Gonzaga) (Senhem 1972).

Fissidens guianensis Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. sér. 2, 14: 340. 1840.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, ES, DF, GO, MA, MG, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens hornschurchii Mont., Ann. Sci. Nat., Bot. ser. 2, 40: 342. 1840.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Senhem 1955, 1972); São Salvador (Salvador do Sul) (Senhem 1955); Gramado; Montenegro; São Francisco de Paula (Senhem 1972); São Borja (Pursell 2007).

Fissidens inaequalis Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 589. 1869.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, PA, PE, RO, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens intromarginatus (Hampe) A. Jaeger, Enum. Fissident.: 14. 1869.

Distribuição no Brasil: AC, BA, CE, ES, GO, MG, MT, PA, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro (Pursell 2007).

Fissidens lagenarius Mitt. var. ***lagenarius***, J. Linn. Soc. Bot. 10: 184. 1858.

Distribuição no Brasil: AM, CE, DF, ES, MG, PA, PE, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008, identificação errônea como *Fissidens prionodes*); São Salvador (Salvador do Sul) (Pursell 2007).

Fissidens lagenarius Mitt. var. ***muriculatus*** (Mitt.) Pursell, Bryologist 102(1): 126. 1999.

Distribuição no Brasil: AM, ES, GO, PA, PE, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008, como *Fissidens dipلودus*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens oediloma Müll. Hal. ex. Broth., Bih. Kongl. Svenska VetenskAkad. Handl. 21, 3(3): 15. 1895.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Ensenau (Panambi) (Pursell 2007).

Fissidens pallidinervis Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 592. 1869.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, FN, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro (Pursell 2007).

Fissidens pellucidus Hornsch. var. ***pellucidus***, Linnaea 15: 146. 1841.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens radicans Mont., Ann. Sci. Nat. Bot. ser. 2, 14: 345. 1840.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, MS, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RS, SE, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Capão da Lagoa (Sehnem 1955, 1972); Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Caxias do Sul (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens rigidulus Hook. f. & Wilson in Wilson in Hook. f., Flora Nov. Zel. 2: 61. 1854.

Distribuição no Brasil: ES, GO, MG, MT, MS, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a); São Francisco de Paula (Pursell 2007).

Fissidens saprophilus Broth., Bih. Kongl. Svenska Vetensk.-Akad. Handl. 24, Afd.III (7): 12. 1900.

Distribuição no Brasil: DF, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Ilha dos Banhos (Brotherus 1900; Pursell 2007).

Fissidens scalaris Mitt., J. Linn. Soc., Bot. 12: 596. 1869.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul) (Bartram 1952; Sehnem 1955, 1972; Pursell 1994); Montenegro (Sehnem 1972); Venâncio Aires (Pursell 2007).

Fissidens scariosus Mitt., J. Linn. Soc., Bot. 12: 599. 1869.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens semicompletus Hedw., Spec. Musc. Frond.: 160. 1801.

Distribuição no Brasil: SC, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Cambará do Sul, Estrada para Taimbezinho (Pursell 1987, 2007).

Fissidens serratus Müll. Hal.var. ***serratus***, Bot. Zeitg (Berlin) 5: 804. 1847.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, GO, MG, MT, PE, PI, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: Bagé (Pursell 2007).

Fissidens submarginatus Bruch in Krauss, Flora 29: 133. 1846.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MA, MG, MT, MS, PA, PB, PE, PI, RJ, RN, RO, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Lagoa Vermelha (Pursell 2007); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens subradicans Broth., Hedwigia 34: 121. 1895.

Distribuição no Brasil: AM, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnen 1955); Montenegro, Linha Bonita, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Luis das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sehnen 1972).

Fissidens taxifolius Hedw., Spec. Musc. Frond.: 155. 1801.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: Portão (Pursell 2007); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Fissidens taylorii Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 65. 1848.

Distribuição no Brasil: GO, MG, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Santana do Livramento (Pursell 2007).

Fissidens wallisii Müll. Hal., Linnaea 8: 574. 1874.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbe (Sehnen 1972, como *Fissidens faucium*).

Fissidens weirii Mitt. var. *weirii*, J. Linn. Soc. Bot. 12: 602. 1869.

Distribuição no Brasil: ES, MG, MT, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Linha São Pedro, Estação São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnen 1972, como *Fissidens luteo-limbatus*).

Fissidens zollingeri Mont., Ann. Sci. Nat. Bot., ser. 3, 4: 114. 1845.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MA, MG, MS, MT, RJ, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho (Pursell 2007).

Fontinalaceae

Fontinalis duriaei Schimp., Syn. Musc. Eur.: 555. 1876.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Santa Cruz do Sul (Welch 1960).

Funariaceae

Entosthodon bonplandii (Hook.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 245. 1869.

Distribuição no Brasil: ES, GO, MG, PI, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnen 1970, como *Funaria riparia*).

Funaria capillaris Warnst., Hedwigia 57: 93-94 f. 27 l,k. 1915.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: s.l. (Warnstorf 1916).

Funaria hygrometrica Hedw. var. ***hygrometrica***, Spec. Musc. Frond.: 172. 1801.

Distribuição no Brasil: BA, DF, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955).

Funaria hygrometrica Hedw. var. ***calvescens*** (Schwägr.) Kindb., Eur. N. Am. Bryin. 2: 330. 1897.

Distribuição no Brasil: DF, ES, GO, MG, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Brotherus 1900; Sehnem 1955, ambos como *Funaria calvescens*); Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Funaria calvescens*); Santa Cruz do Sul; São Leopoldo, Feitoria (Luisier 1941); Colônia Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Leopoldo, Feitoria, Vila Gonzaga; Santa Cruz do Sul; Vacaria, Passo do Socorro, Rio dos Touros; São Francisco de Paula, Itaimbezinho; Bom Jesus; Dois Irmãos (Sehnem 1970, como *F. calvescens*).

Funaria luteo-limbata Broth., Bih. K. Svensk. VetenskAkad. Handl. 26, 3(7): 24-25. 1900.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Ex-Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900); Ex-Colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo), São Leopoldo; São Francisco de Paula; Montenegro, Linha Campestre (Sehnem 1970).

Funaria puiggarii (Geh. & Hampe) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 525. 1903.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Santa Teresa (Sehnem 1970).

Funaria serricola (Müll. Hal.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 524. 1903.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1970).

Physcomitrium acutifolium Broth., Bih. K. Svenk. VetenskAkad. Handl. 26, 3 (7): 26. 1900.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1900, 1924b; Sehnem 1970); Navegantes (Bauer 1905a; Brotherus 1924b); Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo) (Sehnem 1970).

Physcomitrium badium Broth., Bih. K. Svenk. VetenskAkad. Handl. 26, 3 (7): 25. 1900.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900); São Francisco de Paula; São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); São Leopoldo, Morro das Pedras, Três Portos; Porto Alegre (Sehnem 1970).

Physcomitrium brevirostre Broth., Bih. K. Svenk. VetenskAkad. Handl. 26, 3 (7): 26-27. 1900.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Ilha dos Banhos (Brotherus 1900; Sehnem 1970).

Physcomitrium lindmanii Broth., Bih. K. Svensk. VetenskAkad. Handl. 26, 3 (7): 26. 1900.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900); Cachoeira do Sul (Lindman 1906).

Physcomitrium subsphaericum Schimp. ex Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 2: 544. 1851.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Physcomitrium sylvestre Müll. Hal., Hedwigia 39: 246. 1900.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1970).

Grimmiaceae

Grimmia atrata Miel. ex Hornsch., Flora 2: 85. 1819.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Ana Rech (Yano & Bordin 2006).

Grimmia laevigata (Brid.) Brid., Bryol. Univ. 1: 83. 1826.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Lavras do Sul, Rio Camaquã (Yano 1987; Muñoz 1999); Cambará do Sul, Aparados da Serra (Lüth & Schäfer-Verwimp 2004).

Hedwigiaceae

Braunia plicata (Mitt.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1874-75: 171. 1876.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1976); Nova Petrópolis; São Francisco de Paula, Taimbé (Lemos-Michel 1999).

Braunia subincana Broth., Bih. K. Svenska VetenskAkad. Handl. 26, 3(4): 37. 1900.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Colônia Ijuhi (Ijuí) (Brotherus 1900); Rio Grande (Lindman 1906); Montenegro, Linha Campestre, Estação São Salvador; Pelotas; São Leopoldo, Vila Gonzaga (Sehnem 1976); Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Leopoldo (Lemos-Michel 1999).

Hedwigia ciliata (Hedw.) Ehrh. ex P. Beauv., Prodr.: 15. 1805.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955); Bom Jesus, Arroio das Capoeiras (Sehnem 1976).

Hedwigidium glyphocarpum (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1877-78: 508. 1880.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Lavras do Sul, Rincão do Inferno (Sehnem 1976).

Hedwigidium integrifolium (P. Beauv.) Dixon in Jensen, Skand. Bladmossf.: 369. 1939.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PE, PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; Caxias do Sul, Vila Oliva; Lavras do Sul, Mina de Ouro; Montenegro, Linha Campestre; Sapucaia, Morro do Sapucaia (Sehnem 1976).

Helicophyllaceae

Helicophyllum torquatum (Hook.) Brid., Bryol. Univ. 2: 771. 1827.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008).

Hookeriaceae

Hookeria acutifolia Hook. & Grev., Edinburgh J. Sci. 2: 225. 1825.

Distribuição no Brasil: CE, ES, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Feitoria (Luisier 1941); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Farroupilha, Salto Ventoso; Gramado; São Francisco de Paula, Santa Teresa; São Leopoldo, Fazenda São Borja, Arroio Kruse (Sehnem 1979).

Hypnaceae

Chryso-hypnum diminutivum (Hampe) W.R. Buck, Brittonia 36: 182. 1984.

Distribuição no Brasil: AL, AC, AM, AP, BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1929; Brotherus 1924b, como *Stereohypnum thelistegum*); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Eisenau (Panambi); Canoas, Navegantes (Brotherus 1924b, como *S. thelistegum*); São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Microthamnium diminutivum*); Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; São Francisco de Paula, (Sehnem 1979, como *Mittenothamnium diminutivum*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Canela, Floresta Nacional de Canela; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Nonoai, Floresta Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Chryso-hypnum elegantulum (Hook.) Hampe, Vidensk. Meddel. Dansk. Naturhist. For. Kjøbenhavn. 2: 286. 1879.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela; Gramado; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1999, como *Mittenothamnium*

elegantulum); Flores da Cunha; Nova Prata, Cascata da Usina (Yano & Bordin 2006).

Ctenidium malacodes Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 509. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Hypnum revolutum (Mitt.) Lindb., Öfvers. Förh. Kongl. Svenska VetenskAkad. 23: 542. 1866 (1867).

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco (Lemos-Michel 1999).

Isopterygium byssobolax (Müll. Hal.) Paris, Index Bryol. Suppl.: 248. 1900.

Distribuição no Brasil: ES, MT, PR, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Cazuza Ferreira; São Leopoldo, Vila Gonzaga (Ireland & Buck 2009).

Isopterygium brevisetum (Hornsch.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 1801. 1908.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Pareci Novo (Pareci Novo) (Sehnem 1979).

Isopterygium exiguum Kindb., Enum. Bryin. Exot.: 100. 1891.

Distribuição no Brasil: GO, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Novo Hamburgo, São João do Deserto (Sehnem 1979).

Isopterygium tenerifolium Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 499. 1869.

Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900); Bom Jesus, Rio dos Touros; Cerro Largo; Gravataí, Itacolumi; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo, Rio dos Sinos, Morro das Cabras (Sehnem 1979, como *Isopterygium meteoriaceum*); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); São Francisco de Paula (Sehnem 1979, como *Isopterygium longisetum*); Arabita, Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Rio Grande (Ireland & Buck 2009).

Isopterygium tenerum (Sw.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 499. 1869.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Microthamnium angustiretre*); Colônia Nova Württemberg (Panambi); Rio Grande (Lindman 1906, como *Microthamnium angustiretre*); Cruz Alta Elsenau (Panambi), Navegantes (Brotherus 1924b, como *Isopterygium brachyneuron*); Porto Alegre, Canoas (Brotherus 1924b, como *Isopterygium gracillimum*); Porto Alegre (Bauer 1929; Brotherus 1924b, como *Isopterygium brachyneuron*; Bauer 1905a, b, 1929, como *Isopterygium curvicolle* var. *majus*); Bom Jesus, Serra da

Rocinha; Farroupilha, Salto Ventoso; Lavras do Sul, Rincão do Inferno; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho; São Leopoldo, Arroio Kruse, Feitoria, Hamburger Berg (Novo Hamburgo); Portão, Vila Gonzaga, Vila Scharlau (São Leopoldo) (Sehnem 1955, como *Isopterygium angustiretre*, *I. brachyneuroides*, *I. brachyneuron*, *I. curvicolle*, *I. flaviusculum*, *I. gracillimum*, *I. laxum*, *I. micans*); Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra, Itaimbezinho (Lemos-Michel 1999); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a); São Francisco de Paula (Ireland & Buck 2009).

Mittenothamnium circinatum (Herzog) Ochyra, *Fragm. Florist. Geobot.* 44(2): 256. 1999.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Herzog 1949, como *Hygrohypnum circinatum*); São Leopoldo, São Salvador (Ochyra 1999).

Mittenothamnium hylophilum (Müll. Hal.) Cardot, *Revue Bryol.* 40: 21. 1913.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Montenegro, São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho; São Leopoldo, Fazenda Pedreira (Sehnem 1979).

Mittenothamnium macrodontium (Hornsch.) Cardot, *Revue Bryol.* 40: 21. 1913.

Distribuição no Brasil: BA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Microthamnium macrodontium*); São Francisco de Paula; São Leopoldo, Arroio Kruse, Rio dos Sinos; Vacaria, Fazenda do Cedro, Rio dos Refugiados (Sehnem (1979)).

Mittenothamnium reduncum (Schimp. ex Mitt.) Ochyra, *Fragm. Florist. Geobot.* 44(2): 256. 1999.

Distribuição no Brasil: ES, MG, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé, Serra do Faxinal (Sehnem 1979).

Mittenothamnium reptans (Hedw.) Cardot, *Revue Bryol.* 40: 21. 1913.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: (Sehnem 1955, como *Microthamnium reptans*); Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho, Santa Teresa, Taimbé; São Leopoldo, Feitoria, Morro das Pedras; Vacaria (Sehnem 1979).

Mittenothamnium sellowii (Hornsch.) Cardot, *Revue Bryol.* 40: 21. 1913.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Morro Sapucaia (Sehnem 1979).

Mittenothamnium subcampaniforme (Geh. & Hampe) Cardot, Revue Bryol. 40: 21. 1913.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Canoas (Brotherus 1900, como *Microthamnium subcampaniforme*); Bom Jesus, Rio dos Touros; São Francisco de Paula (Sehnem 1979).

Mittenothamnium subdiminutivum (Geh. & Hampe) Cardot, Revue Bryol. 40: 21. 1913.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Vacaria, Rio dos Touros (Sehnem 1979).

Mittenothamnium submacrodontium (Geh. & Hampe) Cardot, Revue Bryol. 40: 21. 1913.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arroio do Tigre, Itaúba; Bom Jesus, Rio dos Touros, Serra da Rocinha; Carazinho, Tapera (Tapera); São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Arroio Kruse; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnem 1979).

Mittenothamnium versipoma (Hampe) Cardot, Revue Bryol. 40: 22. 1913.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: (Sehnem 1955, como *Microthamnium versipoma*); São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Fazenda São Borja, Feitoria (Sehnem 1979).

Platygyriella densa (Hook.) W.R. Buck, Brittonia 36: 86. 1984.

Distribuição no Brasil: DF, GO, RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Taxiphyllum taxirameum (Mitt.) M. Fleisch., Musci Buitenzorg 4: 1435. 1923.

Distribuição no Brasil: BA, GO, MG, MS, MT, RJ, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Vesicularia orbicifolia Müll. Hal., Hedwigia 40: 64. 1901.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cerro Largo; Montenegro, Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul, Pinheiral (Sehnem 1979).

Vesicularia perpinnata (Broth.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 1094. 1908.

Distribuição no Brasil: AM, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo, Fazenda São Borja (Sehnem 1979).

Vesicularia vesicularis (Schwägr.) Broth. in Engler & Prantl var. ***vesicularis***, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 1094. 1908.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PI, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900; como *Ectropothecium rutilans*); São Leopoldo (Sehnm 1955); Cerro Largo; Porto Alegre; São Leopoldo, Fazenda São Borja, Portão (Portão) (Sehnm 1979); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Hypopterygiaceae

Hypopterygium tamarisci (Sw.) Brid. ex Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 2: 8. 1850.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Hypopterygium monoicum*; Sehnm 1955); Rio Grande (Lindman 1906); Colônia Nova Württemberg (Panambi), Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Borja (Luisier 1941, como *Hypopterygium monoicum*); São Salvador (Sehnm 1955); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929, como *H. incrassato-limbatum*); Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Leopoldo, Arroio Kruse; Cai, São Vendelino (São Vendelino); Montenegro, Linha Campestre, Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula, Taimbezinho; Tupandi, (Sehnm 1969, como *Hypopterygium incrassato-limbatum*); Canela (Backes 1983); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999); Rio Camaquã; Esmeralda; Porto Alegre, Belém Velho; São Francisco de Paula, Carapina (Kruijer 2002); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Lopidium concinnum (Hook.) Wilson in Hooker f., Bot. Antarct. Voy. 2(2): 119. 1854(1855).

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941; Sehnm 1955, como *Lopidium plumarium*); Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), São Pedro, Linha Pinhal, São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho, Taimbé, Serra do Faxinal, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Sehnm 1953, 1969; Lemos-Michel 1999); São Leopoldo, São Salvador (Matteri 1973).

Lembophyllaceae

Orthostichella auricularis Müll. Hal., Hedwigia 40: 88. 1901.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Forromeco (São Vendelino) (Müller 1901a); São Leopoldo (Luisier 1941; Sehnm 1955, como *Pilotrichella auricularis*).

Orthostichella pachygastrella (Müll. Hal. ex Ångstr.) B.H. Allen & Magill, Bryologist 110(1): 16-18. 2007.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Canoas (Brotherus 1900, como *Pilotrichella pachygastrella*; Allen & Magill 2007); Porto Alegre (Bauer 1905b, 1929, como *Pilotrichella subpachygastrella*); Canoas; Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elaenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *P. subpachygastrella*); Erechim (Bizot & Piovano 1953); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador

(Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Pilotrichella pachygastrella*); Caxias do Sul, Vila Oliva; Dois Irmãos; Gramado; Montenegro, Linha Campestre, Linha São Pedro, Pareci Novo (Pareci Novo), Tupandi (Tupandi); Novo Hamburgo, Estância Velha (Estância Velha); Panambi; Sant'Ana da Boa Vista, Fazenda Passo da Chácara; Santa Cruz do Sul, Boa Vista; São Francisco de Paula, Taimbé, Tainhas; São Leopoldo, Arroio Kruse, Morro das Pedras, Vila Scharlau; São Luís das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sehnem 1980, como *P. mucronatula*, *P. pachygastrella*, *P. subpachygastrella*).

Orthostichella pentasticha (Brid.) W.R. Buck, Bryologist 97(4): 435. 1994.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, MG, PE, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900, como *Pilotrichella pentasticha*); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Orthostichella rigida (Müll. Hal.) B.H. Allen & Magill, Bryologist 110(1): 25. 2007.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Ana Rech-Faxinal; Garibaldi, Marcorama, Vila Santana; São Francisco de Paula, Floresta Nacional (Yano & Bordin 2006, identificação errônea como *O. pentasticha*); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Orthostichella versicolor (Müll. Hal.) B.H. Allen & W.R. Buck, Mem. New York Bot. Gard. 76(3): 140. 2003.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Vila Oliva (Sehnem 1980, como *Pilotrichella versicolor*); Cambará do Sul, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 1999).

Pilotrichella flexilis (Hedw.) Ångstr., Öfvers. K. VetenskAkad. Förh. 33: 34. 1876.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Lindman 1906, como *Pilotrichella araucarieti*); São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Pilotrichella araucarieti*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; Porto Alegre, Morro da Glória; São Francisco de Paula, Potreiro Novo (Sehnem 1980); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Gramado; Muitos Capões; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; São Francisco de Paula, Alpes de São Francisco, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Potreiro Novo, Veraneio Hampel; Vacaria (Lemos-Michel 1999); Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008).

Pilotrichella flexilis (Hedw.) Ångstr. f. ***nudiramulosa*** (Müll. Hal.) B.H. Allen & Magill, Acta Acad. Paldagog. Agriensis, Sec. Biol. 24: 58. 2003.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955, 1980; Luisier 1941, como *Pilotrichella nudiramulosa*).

Pilotrichella squarrolosa Müll. Hal. in Broth., Acta Soc. Sci. Fenn. 19(5): 24. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Panambi (Sehnem 1980, como *Pilotrichella squarrolosa* var. *crassicaulis*).

Leptodontaceae

Forsstroemia coronata (Mont.) Paris, Index Bryol.: 498. 1896.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Canoas (Brotherus 1900); São Leopoldo, Estância Velha (Sehnem 1955, 1970); Cruz Alta; Nova Württemberg (Panambi); Pedro Osório (Stark 1987); Bom Jesus; Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo); São Leopoldo, Estância Velha; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Lemos-Michel 1999).

Forsstroemia producta (Hornsch.) Paris, Index Bryol.: 498. 1896.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Canoas (Stark 1987); Serra Gaúcha perto de Canela (Schafer-Verwimp & Vital 1989); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Forsstroemia trichomitria (Hedw.) Lindb., Öfvers k. VentenskAkad. Förh. 19: 605. 1863.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900, como *Forsstroemia ulei*); Canoas; Porto Alegre; São Leopoldo, Arroio Kruse, Colônia Württemberg, Cruz Alta (Stark 1987); São Leopoldo (Sehnem 1955, 1970, ambos como *Forsstroemia ulei*); Panambi (Sehnem 1970, como *Forsstroemia subcoronata*).

Lepyrodontaceae

Lepyrodon tomentosus (Hook.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 421. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Taimbezinho (Sehnem 1953, 1969); São Francisco de Paula (Sehnem 1955).

Leskeaceae

Haplocladium microphyllum (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 1007. 1907.

Distribuição no Brasil: DF, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: (Lindman 1906, como *Thuidium laterculi*); Forromeco (São Vendelino) (Müller 1901a, como *Haplocladium riograndense*); Ex-colônia Santo Ângelo (Brotherus 1900, como *Thuidium austro-serpens*, *T. laterculi*, *T.*

molliculum); São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Haplocladium austro-serpens*, 1976); Montenegro, Linha Campestre, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo, Feitoria, Vila Gonzaga; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sehnm 1976).

Leucobryaceae

Leucobryum albicans (Schwägr.) Lindb., Öfvers. K. VetenskAkad. Förh. 20: 402. 1863.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Yano 1992b).

Leucobryum albidum (Brid. ex P. Beauv.) Lindb., Öfvers. K. VetenskAkad. Förh. 20: 403. 1863.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MA, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); São Leopoldo, Rio dos Sinos (Yano 1975, 1992b); São Francisco de Paula (Yano 1992b).

Leucobryum clavatum Hampe var. ***clavatum***, Vidensk. Meddr. Dansk. Naturhist. Foren. ser. 3. 9-10: 252. 1877.

Distribuição no Brasil: DF, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: (Lindman 1906, como *Leucobryum araucarietorum*): São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Leucobryum araucarietorum*); São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Montenegro, Linha Campestre; São Leopoldo (Yano 1975); Aparados da Serra; Cambará do Sul, Taimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; São Francisco de Paula (Yano 1992b); Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Gramado; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1999).

Leucobryum clavatum Hampe var. ***brevifolium*** Broth., Denkschr. Akad. Wissenschaf. Wien 83: 277. 1924.

Distribuição no Brasil: BA, MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Jaquirana (Jaquirana) (Yano 1992b).

Leucobryum crispum Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 78. 1848.

Distribuição no Brasil: AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Morro das Pedras (Yano 1975, 1992b); Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza, Parque Nacional dos Aparados da Serra, Taimbezinho; Montenegro, São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Taimbé; Vacaria; Viamão, Parque Saint Hilaire (Yano 1992b); Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho; São Francisco de Paula, Aratinga, Serra do Pinto, Colinas de São Francisco, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999).

Leucobryum giganteum Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 79. 1848.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
 Distribuição no RS: Torres, Lageadinho (Yano 1992b); Caxias do Sul, Criúva; Torres, Lageadinho (Yano & Bordin 2006).

Leucobryum sordidum Ångstr., Öfvers. K. VetenskAkad. Förh. 33(4): 7. 1876.
 Distribuição no Brasil: BA, CE, ES, MG, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.
 Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941; Sehnem 1955); Montenegro; São Leopoldo (Luisier 1941); Montenegro (Yano 1975); Bom Jesus, Tainhas; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; São Francisco de Paula (Yano 1992b).

Leucodontaceae

Leucodon julaceus (Hedw.) Sull., Musci. Allegh.: 87. 1845.
 Distribuição no Brasil: MS, PR, RS, SP.
 Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Nova Petrópolis; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Pterogoniadelphus assimilis (Müll. Hal.) Ochyra & Ziglstra, Taxon 53(3): 810. 2004.
 Distribuição no Brasil: GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.
 Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Silveira Martins; Rio Grande; Nova Petrópolis; São Leopoldo; Novo Hamburgo; Montenegro; Santa Cruz do Sul; Bom Jesus; Vacaria; Caxias do Sul (Sehnem 1955; Yano 1981a, como *Felipponea montevidensis*).

Meesiaceae

Leptobryum pyriforme (Hedw.) Wilson, Bryol. Brit.: 219. 1855.
 Distribuição no Brasil: DF, PR, RS.
 Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955).

Meteoriaceae

Cryptopapillaria penicillata (Dozy & Molk.) M. Menzel, Willdenowia 22: 182. 1992.
 Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC.
 Distribuição no RS: Caxias do Sul, Vila Oliva; Cerro Largo (Sehnem 1980, como *Papillaria squamatula*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Cerro Alto; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1999, como *Papillaria squamatula*).

Floribundaria floribunda (Dozy & Molk.) M. Fleisch., Hedwigia 44: 302. 1905.
 Distribuição no Brasil: ES, RS.
 Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbezinho (Sehnem 1980).

Floribundaria flaccida (Mitt.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam 1(3): 822. 1906.
 Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MT, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Luisier 1941; Sehnem 1955, 1980, ambos como *Floribundaria usneoides*); São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Papillaria laxifolia*); Rio Grande (Lindman 1906, como *Floribundaria laxifolia*); São Leopoldo, Rio dos Sinos; Santa Cruz do Sul, Pinheiral (Sehnem 1980, como *Floribundaria laxifolia*).

Meteoriopsis aureo-nitens (Hornsch.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(2): 826. 1906.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Erechim (Bizot & Piovano 1953); Arroio do Tigre, Itaúba; Caxias do Sul, Vila Oliva; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1980).

Meteorium araucariophila M. Fleisch., Musci Fl. Buitenzorg 3: 778. 1908.

Distribuição no Brasil: ES, RS, SC.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Linha Francesa; Santa Cruz do Sul, Linha João Alves; São Leopoldo, Vila Gonzaga (Sehnem 1980).

Meteorium deppei (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 441. 1869.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, DF, GO, MG, MS, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo (Lemos-Michel 1999, como *Papillaria deppei*); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Meteorium gerale (Müll. Hal.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 818. 1906.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; São Francisco de Paula (Sehnem 1980).

Meteorium latifolium (Lindb.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 318. 1906.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra do Mar, Marumbi (Brotherus 1924b); Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnem 1980).

Meteorium medium (Ångstr.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 818 (610). 1906.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Eisenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnem 1980).

Meteorium nigrescens (Hedw.) Dozy & Molk., Musc. Frond. Ined. Archip. Ind.: 160. 1848.

Distribuição no Brasil: AL, BA, DF, ES, MG, GO, MS, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Canoas, Navegantes; Porto Alegre; (Bauer 1905a, b; Brotherus 1924b); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Papillaria appressa*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *P. nigrescens*); São Leopoldo (Sehnm 1980, como *Papillaria nigrescens*); Esmeralda; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; São Leopoldo, Quilombo (Lemos-Michel 1999, como *Papillaria nigrescens*); Arabita; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Meteorium riograndense Müll. Hal., Hedwigia 40: 97. 1901.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Forromeco (São Vendelino) (Müller 1901a).

Meteorium squamidioides Sehnm, Pesquisas, Bot. 34: 35. 1980.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnm 1980).

Papillaria capillicuspis Müll. Hal., Hedwigia 40: 96. 1901.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: Arroio do Tigre; Bom Jesus, Rio dos Touros; Feliz, Morro Kolberg; Montenegro; Vacaria, Rio dos Refugiados (Sehnm 1980); Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1924b).

Papillaria catharinensis Paris, Index Bryol. ed. 2, 3: 352. 1905.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SC.

Distribuição no RS: Feliz, Morro Kolberg; Santa Cruz do Sul, Boa Vista; Vacaria, Rio dos Refugiados (Sehnm 1980).

Papillaria flagellifera Müll. Hal., Hedwigia 40: 93. 1901.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Arroio do Tigre; Caxias do Sul, Vila Oliva; São Leopoldo, Feitoria (Sehnm 1980).

Papillaria hyalinotricha Müll. Hal., Hedwigia 40: 96. 1901.

Distribuição no Brasil: BA, MS, RS.

Distribuição no RS: Forromeco (São Vendelino) (Müller 1901a); São Leopoldo (Luisier 1941); Caxias do Sul, Vila Oliva; Forromeco (São Vendelino); Gramado; Santa Cruz do Sul, Linha João Alves; São Leopoldo, Arroio Kruse, Fazenda São Borja, Quilombo (Sehnm 1980).

Papillaria mosenii Broth., Bih. K. Svenska VetenskAkad. Handl. 21, 3(3): 47. 1895.

Distribuição no Brasil: AL, MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b); Navegantes (Brotherus 1924b); Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo); São Leopoldo, Rio dos Sinos (Sehnm 1980).

Papillaria perauriculata Broth., Bih. K. SvenskAkad. Vet. Ad. Handl. 21 afd. 3(3): 48. 1895.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Fazenda do Cedro; Rio dos Refugiados, Taimbé (Sehnem 1980).

Papillaria pilifolia Müll. Hal., Hedwigia 40: 94. 1901.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul), (Sehnem 1955); Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Francesa, Linha São Pedro; São Leopoldo, Capão da Lagoa; Sant'Ana da Boa Vista, Fazenda Passo da Chácara (Sehnem 1980); Bom Jesus; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Santa Cruz do Sul, Linha João Alves (Lemos-Michel 1999).

Papillaria ptychophylla Ångstr., Öfvers. K. VetenskAkad. Förh. 33(4): 35. 1876.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Arroio do Tigre; Montenegro, Pinhal; São Leopoldo, Vila Gonzaga (Sehnem 1980).

Papillaria viridata Müll. Hal. ex Broth., Bih. K. Svenska VetenskAkad. Handl. 26, 3(7): 42. 1900.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b).

Pseudotrachypus martinicensis (Broth.) W.R. Buck, J. Hattori Bot. Lab. 75: 63. 1994.

Distribuição no Brasil: BA, RS.

Distribuição no RS: Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo (Lemos-Michel 1999, como *Aerobryopsis martinicensis*).

Mniaceae

Epipterygium brasiliense Bartr., J. Washington Acad. Sci. 42 (6): 150. 1952.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955); Santa Cruz do Sul, Pinheiral (Bartram 1952).

Mielichhoferia ulei Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6(2): 28. 1898.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Hamburger Berg (Novo Hamburgo); Porto Alegre; São Leopoldo; Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Mielichhoferia uleana*).

Plagiomnium rhynchophorum (Hook.) T.J. Kop., Hikobia 6: 57. 1971(1972).

Distribuição no Brasil: ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900,

como *Mnium rostratum*); Petrópolis; São Borja (Lusier 1941, como *Mnium rostratum*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Mnium rostratum*); Bagé; Cambará do Sul; Caçapava; Carazinho; Montenegro; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; Santo Ângelo; São Borja; São Francisco de Paula; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca); Tenente Portela; Vacaria; (Yano 1990); Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Francisco de Paula; São Leopoldo, Fazenda São Borja; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca); Vacaria, Rio dos Touros (Sehnem 1969, como *Mnium rostratum* var. *americanum*); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Pohlia nutans (Hedw.) Lindb., Musci Scand.: 18. 1879.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Pohlia papillosa (Müll. Hal. & A. Jaeger) Broth. in Engler & Prantl, Natür. Pflanzenfam. 1(3): 552. 1903.

Distribuição no Brasil: BA, RJ, RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Ana Rech-Santa Bárbara, Criúva, Ilhéus (Yano & Bordin 2006).

Myriniaceae

Helicodontium capillare (Hedw.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 225. 1878.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900, como *Helicodontium tenuirostre*); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1900, 1924b); Erechim (Bizot & Piovano 1953, como *Helicodontium tenuirostre*); São Leopoldo (Sehnem 1955, 1970); São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Helicodontium tenuirostre*); Montenegro, Estação São Salvador; São Leopoldo, Arroio Kruse, Feitoria, Vila Gonzaga (Sehnem 1970); Cerro Largo; Montenegro, Linha Campestre, Tupandi (Tupandi); São Leopoldo, Feitoria, Rio dos Sinos (Sehnem 1970, como *Helicodontium tenuirostre*); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Helicodontium clarazii (Duby) Paris, Index Bryol.: 555. 1896.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Gramado; São Francisco de Paula; São Leopoldo, Feitoria (Sehnem 1970).

Helicodontium complanatum Broth., Bih. K. Svenska VetenskAkad. Handl. 21, 3(3): 61. 1895.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900a; Bauer 1905b, 1929; Sehnem 1970); Rio Guaíba (Bauer 1905a; Brotherus 1924b); São Francisco de

Paula (Sehnm 1970); Parque Reserva do Turvo (Sehnm 1976; Zomlefer & Buck 1990, ambos como *Rigodium riparium*).

Myrinia brasiliensis (Hampe) Schimp. in A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77: 226. 1878.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul, Quinta near Rio Grande (Brotherus 1900, como *Dimerodontium brasiliensis*); São Francisco de Paula (Sehnm 1970).

Neckeraceae

Neckera caldensis Lindb. ex Ångstr. var. ***caldensis***, Öfvers. K. VetenskAkad. Foerh. 33(4): 40. 1876.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Colônia Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Francisco de Paula (Sehnm 1955); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho, Rio Tainhas; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnm 1980); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Muitos Capões; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Francisco de Paula, Veranreio Hampel, Tainhas (Lemos-Michel 1999).

Neckera caldensis Lindb. ex Ångstr. var. ***paulensis*** Geh. & Hampe in Hampe & Geheeb, Flora 64(24): 380. 1881.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arroio do Tigre, Itaúba; Gramado; Panambi; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Francisco de Paula, Tainhas (Sehnm 1980).

Neckera ehrenbergii Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 2: 51. 1950.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Neckera scabridens Müll. Hal., Bot. Zeitg 5: 828. 1947.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955); São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sehnm 1980, como *Neckera missionum*); São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sastre-de-Jesús 1987); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Neckera urnigera Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 2: 57. 1850.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto (Lemos-Michel 1999).

Neckera villae-ricae Besch., Mém. Soc. Nat. Cherbourg 21: 264. 1877.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, (Brotherus 1900; Bauer 1905a, b, 1929, como *Neckera brevinervis*); São Francisco de Paula (Sehnm 1955, como *Neckeropsis serrophila* var. *chlorina*); Colônia Württemberg, Cruz Alta Elsenau

(Panambi), Navegantes (Brotherus 1924b); São Leopoldo (Luisier 1941, como *Neckeropsis brevinervis*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Neckeropsis brevinervis*); Arroio do Tigre; Bento Gonçalves, Posto Enológico; Bom Jesus, Serra da Rocinha; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha São Pedro, Pareci Novo (Pareci Novo); Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Novo Hamburgo, Lomba Grande; Panambi; Planalto; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; Sant'Ana da Boa Vista, Fazenda Passo da Chácara; São Francisco de Paula, Rio Tainhas; São Leopoldo, Arroio Kruse, Feitoria, Morro Dois Irmãos (Dois Irmãos); Taquara, Pituva (Sehnem 1980; Lemos-Michel 1999, ambos como *Neckeropsis villae-ricae*); Caxias do Sul, São Marinho, Forqueta; Cruz Alta, Colônia Nova; Dois Irmãos; Lagoa Vermelha; Vacaria (Sastre-de Jesus 1987); Caxias do Sul, Forqueta (Hirai *et al.* 1998); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Neckeropsis disticha (Hedw.) Kindb., Canad. Rec. Sci. 6: 21. 1894.

Distribuição no Brasil: AC, AM, AP, BA, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955, 1980); Novo Hamburgo, Lomba Grande; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Leopoldo, Santa Tecla; Tenente Portela, Reserva do Turvo (Sehnem 1980, como *Neckeropsis pabstiana*); Aratiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Neckeropsis undulata (Hedw.) Reichardt, Reise Öst. Freg. Novara Bot. 1: 181. 1870.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre; Canoas (Brotherus 1900, como *Neckera undulata*); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Leopoldo (Luisier 1941; Sehnem 1955); São Salvador (Sehnem 1955); Arroio do Tigre, Itauba; Dois Irmãos, Morro Dois Irmãos; Candelária, Passa Sete; Montenegro, Linha São Pedro, Pareci Novo (Pareci Novo), Tupandi (Tupandi); Panambi; Santa Cruz do Sul; São Leopoldo, Arroio Kruse, Feitoria; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca); Tenente Portela, Reserva do Turvo (Sehnem 1980); Montenegro; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; Tupandi (Lemos-Michel 1999); Aratiba; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Pinnatella caesia (Mitt.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 857. 1906.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Porotrichum caesium*).

Porothamnium leucocaulon (Müll. Hal.) M. Fleisch. in Broth., Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 220. 1925.

Distribuição no Brasil: BA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arroio do Tigre; Caxias do Sul; Montenegro, Campestre; Pareci Novo; Santa Cruz; São Leopoldo, Rio dos Sinos (Sehnm 1980).

Porotrichodendron flavidulum (Müll. Hal.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 206. 1925.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Porotrichum flavidum*).

Porotrichodendron superbum (Taylor) Broth. ex Herzog, Biblioth. Bot. 87: 120. 1916.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Porotrichum angustirameum*).

Porotrichum korthalsianum (Dozy & Molk.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 463. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1999).

Porotrichum lancifrons (Hampe) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 462. 1869.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: s.l. (Lindmann 1906, como *Porotrichum riograndense*); Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Porotrichum riograndense*); Forromeco, Morro do Diabo (São Vendelino) (Müller 1901b; Sastre-de-Jesus 1987); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Porotrichum patulum*); São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Porotrichum riograndense*); Arroio do Tigre, Itaúba; Bom Jesus, Rio dos Touros, Serra da Rocinha; Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Erval Seco; Farroupilha, Salto Ventoso; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1980, como *Porothamnium ramosissimum*, *Porotrichum riograndense*).

Porotrichum longirostre (Hook.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 461. 1869.

Distribuição no Brasil: ES, MG, MS, MT, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal; Taimbé (Sehnm 1980); Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Gramado; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha (Lemos-Michel 1999); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Porotrichum mutabile Hampe, Flora 45: 456. 1862.

Distribuição no Brasil: BA, MG, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Arroio do Tigre, Itaúba; Bom Jesus; Gravataí; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Rio Tainhas; São Leopoldo; Vacaria

(Sehnm 1980, como *Porothamnium flagelliferum*; Lemos-Michel 1999, como *Porotrichum insularum*).

Porotrichum substriatum (Hampe) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 463. 1869.
Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, MT, PA, PE, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Porotrichum anastrephidioides*); Montenegro (Sehnm 1980, como *Porotrichum plicatulum*); Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rodinha; Montenegro, Linha São Pedro (Lemos-Michel 1990); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Porotrichum thieleanum (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 465. 1869.
Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SP.
Distribuição no RS: Estação São Salvador (Bartram 1952); São Francisco de Paula (Sehnm 1955); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Montenegro; São Francisco de Paula (Sehnm 1980); São Salvador (Salvador do Sul) (Sastre-de Jesus 1987).

Thamnobryum fasciculatum (Hedw.) Sastre, Doctoral Thesis, The City University of New York: 151. 1987.
Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho, Taimbé (Sehnm 1980, como *Porotrichum fasciculatum*); São Francisco de Paula (Sehnm 1955, como *Porotrichum fasciculatum*).

Octoblepharaceae

Octoblepharum albidum Hedw. var. ***albidum***, Spec. Musc. Frond.: 50. 1801.
Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, FN, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RN, RO, RR, RS, SC, SE, SP, TO.
Distribuição no RS: Santa Cruz do Sul, Trombudo (Yano 1992b).

Orthodontiaceae

Orthodontium pellucens (Hook.) B.S.G. in Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 240. 1849.
Distribuição no Brasil: MG, PE, PR, RJ, RS, SC.
Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1955); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Orthotrichaceae

Cardotiella quinquefaria (Hornsch.) Vitt, J. Hattori Bot. Lab. 49: 102. 1981.
Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Rio Grande (Lindman 1906); Porto Alegre; Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Macromitrium quinquefarium*).

Groutiella apiculata (Hook.) H.A. Crum & Steere, Bryologist 53(2): 146. 1950.
Distribuição no Brasil: AL, BA, ES, MT, MS, PA, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Groutiella tomentosa (Hornsch.) Wijk & Margad., Taxon 9: 51. 1960.

Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, MT, PA, PE, RJ, RO, RS, SE, SP.
Distribuição no RS: Caxias do Sul, Jardim Botânico; Gramado, estrada para Canela (Yano & Bordin 2006).

Groutiella tumidula (Mitt.) Vitt, Bryologist 82(1): 9. 1979.

Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, CE, ES, MT, PA, RJ, RO, RS, SE, SP.
Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Macrocoma brasiliensis (Mitt.) Vitt, Bryologist 83(4): 409. 1980.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Erechim (Bizot & Piovano 1953, como *Macromitrium brasiliense*).

Macrocoma frigida (Müll. Hal.) Vitt, Revue Bryol. Lichénol. n. ser. 39(2): 209. 1973.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SP.
Distribuição no RS: Caxias do Sul, Bairro de Lourdes, Travessão Gablontz; São Francisco de Paula, Linha Feixe (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Macrocoma orthotrichoides (Raddi) Wijk & Margad., Taxon 11: 221. 1962.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.
Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Brotherus 1900, como *Macrocoma filiforme*); Rio Grande (Lindman 1906); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Macrocoma filiforme*); Nova Petrópolis; São Leopoldo entre Santa Cruz do Sul e Soledade (Luisier 1941, como *Macrocoma filiforme*); São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Macrocoma filiforme*); Erechim (Bizot & Piovano 1953; Piovano 1958, como *Macromitrium filiforme*); Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha São Pedro, Pareci Novo (Pareci Novo); Novo Hamburgo; Santa Cruz do Sul, Boa Vista; São Leopoldo, Rio dos Sinos; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sehnm 1978); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Nova Petrópolis; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula; Vacaria (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Jardim Botânico; Flores da Cunha, próximo ao Parque da Vindima (Yano & Bordin 2006); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Macrocoma pycnangium (Müll. Hal.) Sehnm, Pesquisas, Bot. 32: 12. 1978.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.
Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros (Sehnm 1978).

Macrocoma tenue (Hook. & Grev.) Vitt, Revue Bryol. Lichénol. 39(2): 217. 1973.

Distribuição no Brasil: PE, RS.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Lajeado da Margarida (Hirai *et al.* 1998); Muitos Capões; São Sepé; Vacaria (Lemos-Michel 1999); São Francisco de Paula, Cazuza Ferreira (Yano & Bordin 2006).

Macrocoma tenue (Hook. & Grev.) Vitt subsp. ***sullivantii*** (Müll. Hal.) Vitt, Bryologist 83(4): 413. 1980.

Distribuição no Brasil: DF, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Lajeado da Margarida (Hirai *et al.* 1998); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Macromitrium argutum Hampe, Linnaea 22: 581. 1849.

Distribuição no Brasil: RJ, MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Macromitrium persserratum*); Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Linha Campestre; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnem 1978).

Macromitrium catharinense Paris var. ***catharinense***, Index Bryol. Suppl.: 237. 1900.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Taimbé (Sehnem 1978).

Macromitrium cirrosom (Hedw.) Brid., Bryol. Univ. 1: 316. 1826.

Distribuição no Brasil: AP, BA, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Macromitrium guatemaliense Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 2: 644-645. 1851.

Distribuição no Brasil: DF, MG, PA, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Jardim Botânico (Yano & Bordin 2006).

Macromitrium hornschurchii Müll. Hal., Bot. Zeitg 3: 526. 1845.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Torres (Sehnem 1978).

Macromitrium nematosum Bartr., J. Washington Acad. Sci. 42(6): 181. 1952.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Bartram 1952; Sehnem 1955); Portão; São Leopoldo, Capão da Lagoa (Sehnem 1978).

Macromitrium nitidum Hook. & Wilson, London J. Bot. 3: 156. 1844.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; São Francisco de Paula, Santa Teresa (Sehnem 1978).

Macromitrium perfragile Bartr., J. Washington Acad. Sci. 42(6): 181. 1952.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Montenegro; São Francisco de Paula; São Leopoldo (Bartram 1952); São Francisco de Paula, São Leopoldo, São

Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Gramado; Montenegro, Linha Campestre; Nova Petrópolis; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Fazenda São Borja, Rio dos Sinos; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnm 1978).

Macromitrium punctatum (Hook. & Grev.) Brid., Bryol. Univ. 1: 739. 1826.

Distribuição no Brasil: AL, AM, AP, BA, CE, ES, GO, MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Macromitrium regnellii Hampe in Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 738. 1849.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Vacaria, Passo do Socorro (Sehnm 1978).

Macromitrium richardii Schwägr., Spec. Musc. Frond. Suppl. 2(2): 70. 1826.

Distribuição no Brasil: AL, AM, BA, CE, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Brotherus 1900; Sehnm 1955, como *Macromitrium didymodon*); Rio Grande (Lindman 1906, como *Macromitrium didymodon*); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Flisenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Macromitrium didymodon*); Erechim (Bizot & Piovano 1953, como *Macromitrium didymodon*); São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Bom Jesus, Rio dos Touros, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza; Montenegro, Pinhal; Porto Alegre; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Arroio Kruse (Sehnm 1978); Canela, Floresta Nacional de Canela (Lemos-Michel 1999); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008)

Macromitrium sharpii H.A. Crum ex Vitt, Bryologist 82(1): 4. 1979.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; São Francisco de Paula, Aratinga, Colinas de São Francisco, Serra do Pinto; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 1999).

Macromitrium undatum Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6(2): 97-98. 1898.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnm 1978).

Orthotrichum araucarieti Müll. Hal. ex Broth., Denskr. Akad. Wiss. Wien. Math. Natl. 83: 287. 1924.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Montenegro; São Leopoldo (Lewinsky 1987).

Orthotrichum diaphanum Brid. var. ***podocarp*** (Müll. Hal.) Lewinsky, Lindbergia 10: 72. 1984.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Bagé (Lewinsky 1984).

Schlotheimia appressifolia Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 221. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnen 1978); Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Caxias do Sul, Vila Oliva (Atwood 2007).

Schlotheimia breviseta Ångstr., Öfvers. K. VetenskAkad. Foerh. 33(4): 14. 1867.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo); Nova Petrópolis (Sehnen 1978).

Schlotheimia clavata Geh. & Hampe, Vidensk. Meddel. Naturhist. For Kjøbenhavn. ser. 4, 1: 99-100. 1879.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo); Vacaria, Passo do Socorro (Sehnen 1978).

Schlotheimia cuspidifera Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 222. 1869.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Cambará, Fortaleza (Sehnen 1978).

Schlotheimia dichotoma Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6: 106. 1898.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Taimbé (Sehnen 1978).

Schlotheimia emergens Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 222. 1869.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnen 1978).

Schlotheimia fuscoviridis Hornsch. in Martius, Flora Brasil. 1(2): 32. 1840.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Lindman 1906); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Borja (Luisier 1941); São Leopoldo (Sehnen 1955); Capão da Canoa, Morro Alto; Caxias do Sul, Horto Municipal; Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Montenegro, Pinhal; Portão; Osório, Lagoa dos Quadros; São Francisco de Paula, Rio Tainhas; São Leopoldo, Capão da Lagoa, Três Portos; Vacaria, Fazenda do Cedro, Passo do Socorro (Sehnen 1978).

Schlotheimia gracilescens Broth., Bih. K. Svensk. VetenskAkad. Handl. 26, 3(7): 23-24. 1900.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo (Brotherus 1900); Rio Grande (Lindman 1906); Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo) (Sehnem 1978).

Schlotheimia horridula Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6(2): 105-106. 1898.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros, Serra da Rocinha (Sehnem 1978).

Schlotheimia jamesonii (Arnott) Brid., Bryol. Univ. 1: 742. 1826.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, GO, MA, MS, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Fazenda Englert (Sehnem 1978); Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias; São Francisco de Paula, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel, Fazenda Englert (Lemos-Michel 1999); Esmeralda, Fazenda da Guabiroba; São José dos Ausentes, Monte Negro (Yano & Bordin 2006); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Schlotheimia linearifolia (Müll. Hal.) Wijk & Margad., Taxon 9: 191. 1960.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnem 1978).

Schlotheimia perserrata Sehnem, Pesquisas, Bot. 32: 74-75. 1978.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Linha São Pedro; São Francisco de Paula, Rio Tainhas, Taimbé; São Leopoldo, Arroio Kruse (Sehnem 1978).

Schlotheimia pseudoaffinis Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6(2): 104. 1898.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1978).

Schlotheimia puiggarii (Duby) Geh. & Hampe *in* Hampe & Geheeb, Flora 64: 370-371. 1881.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1978).

Schlotheimia robusticuspis Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6: 106. 1898.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnem 1978).

Schlotheimia rugifolia (Hook.) Schwägr., Spec. Musc. Frond. Suppl. 2(1): 150. 1824.

Distribuição no Brasil: AL, AC, BA, AM, CE, DF, ES, GO, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros (Sehnm 1978); São Francisco de Paula (Sehnm 1978, como *Schlotheimia julacea*, *S. martiana*, *S. merkelii*); Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Linha Campestre; Novo Hamburgo, São João do Deserto (Sehnm 1978, como *Schlotheimia julacea*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Caxias do Sul, Vila Oliva; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Montenegro, Campestre; Muitos Capões; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Nova Petrópolis; Novo Hamburgo, São João do Deserto; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Taimbé, Tainhas; Vacaria (Lemos-Michel 1999); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Schlotheimia serricalyx Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6(2): 107-108. 1898.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1978).

Schlotheimia tecta Hook. f. & Wilson, London J. Bot. 3: 157. 1844.

Distribuição no Brasil: CE, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Gramado; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1978); Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias; Gramado; São Francisco de Paula, Colinas de São Francisco, Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Veraneio Hampel; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 1999); Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008).

Schlotheimia torquata (Hedw.) Brid., Spec. Musc. Frond. 2: 16. 1812.

Distribuição no Brasil: AM, BA, MG, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1955, como *Schlotheimia ottonis*, *S. sprengelii*); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Gramado; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1978, como *Schlotheimia ottonis*, *S. sprengelii*, 1978); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados (Lemos-Michel 1999).

Schlotheimia uncialis Geh. & Hampe in Hampe & Geheeb, Flora 64(24): 371-372. 1881.

Distribuição no Brasil: RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnm 1978).

Zygodon obtusifolius Hook., Musci Exot. 2: 159. 1819.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra (Lemos-Michel 1999).

Zygodon pygmaeus Müll. Hal., Linnaea 42: 368. 1879.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1978).

Zygodon viridissimus (Dicks.) Brid., Bryol. Univ. 1: 592. 1826.

Distribuição no Brasil: ES, RS.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Muitos Capões; São Francisco de Paula (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Phyllogoniaceae

Phyllogonium viride Brid., Bryol. Univ. 2: 673. 1827.

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Silveira Martins (Brotherus 1900); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus, Aparados da Serra, Rio Tainhas, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Campestre; Canela, Floresta Nacional de Caneca, Parque das Sequóias; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Leopoldo, Fazenda São Borja, Morro Sapucaia, Vacaria, Rio dos Touros; São Francisco de Paula, Taimbelinho, Santa Teresa; São José dos Ausentes (Sehnm 1969; Lemos-Michel 1999); Sapucaia (Luisier 1941); Silveira Martins (Lin 1983); Aparados da Serra, Serra da Rocinha; Bom Jesus, Serra da Rocinha, Tainhas; Cambará do Sul, Taimbezinho; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; Sapucaia; São Francisco de Paula, Serra Faxinal, Taimbé; São Leopoldo, Fazenda São Borja; Vacaria (Yano & Mello 1989).

Pilotrichaceae

Brymela fluminensis (Hampe) W.R. Buck, Brittonia 39: 217. 1987.

Distribuição no Brasil: ES, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1955, como *Hookeriopsis drepanophylla*).

Callicostella guatemalensis (Bartr.) Florsch.-de Waard, Trop. Bryol. 3: 90. 1990.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999).

Callicostella martiana (Hornsch.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 51. 1877.

Distribuição no Brasil: BA, MG, MT, PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955); Montenegro, Linha São Pedro; São Leopoldo, Fazenda Pedreira, Fazenda São Borja (Sehnm 1979).

Callicostella pallida (Hornsch.) Ångstr., Öfvers. Förh. Kongl. Svenska VetenskAkad. 33(4): 27. 1876.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SE, SP, TO.

Distribuição no RS: Novo Hamburgo, São João do Deserto (Sehnen 1979).

Cyclodictyon albicans (Hedw.) O. Kuntze, Revue Gen. Pl. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: CE, GO, MG, MS, MT, PE, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Dois Irmãos, Morro Dois Irmãos; Gramado; Montenegro, Pareci Novo (Pareci Novo); Santa Cruz do Sul; São Leopoldo, Fazenda Pedreira; São Francisco de Paula, Taimbé; (Sehnen 1979; Lemos-Michel 1999); Dois Irmãos, Morro Dois Irmãos; Montenegro, Linha São Pedro (Vaz & Costa 2006a).

Cyclodictyon glareosum (Broth.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 936. 1907.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Luisier 1941; Sehnen 1955); Dois Irmãos, Morro Dois Irmãos; Gramado; Gravataí, Itacolumi; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Júlio de Castilhos; São Leopoldo, Fazenda Pedreira; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnen 1979).

Cyclodictyon leucomitrium (Müll. Hal.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 936. 1907.

Distribuição no Brasil: AL, PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Forromeco, Rio Forromeco (São Vendelino) (Müller 1900, como *Hookeria leucomitria*; Dois Irmãos; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Tupandi, São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnen 1979);

Cyclodictyon limbatum (Hampe) O. Kuntze, Revue Gen. Plant. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Piratini; São Leopoldo; São Francisco de Paula (Sehnen 1979; Vaz & Costa 2006a).

Cyclodictyon marginatum (Hook. & Wilson) O. Kuntze, Revue Gen. Plant. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnen 1955); Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado (Sehnen 1979).

Cyclodictyon minarum (Ångstr.) O. Kuntze, Revue Gen. Plant. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: Cerro Largo, Linha Atolosa (Sehnen 1979).

Cyclodictyon minus (Ångstr.) O. Kuntze, Revue Gen. Plant. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, RS, SC.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Morro das Pedras; Santa Cruz do Sul, Boa Vista; Novo Hamburgo, São João do Deserto (Sehnen 1979).

Cyclodictyon molliculum (Broth.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 935. 1907.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Gramado; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1979).

Cyclodictyon olfersianum (Hornsch.) O. Kuntze, Revue Gen. Plant. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Eisenau (Panambi) (Brotherus 1924b; Sehnm 1979).

Cyclodictyon regnelli (Ångstr.) O. Kuntze, Revue Gen. Plant. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955).

Cyclodictyon submarginatum (Ångstr.) O. Kuntze, Revue Gen. Plant. 2: 835. 1891.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1979).

Hemiragis aurea (Brid.) Kindb., Enum. Bryin. Exot.: 16. 1888.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Linha Campestre, Linha Júlio de Castilhos; São Francisco de Paula (Sehnm 1979); Montenegro; São Francisco de Paula (Vital & Visnadi 2000).

Hookeriopsis glaziovii (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 360. 1877.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado; Montenegro, Linha Júlio de Castilhos; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1979).

Hypnella pilifera (Hook. & Wilson) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 366. 1877.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PB, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Bom Jesus; Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Montenegro, Linha Júlio de Castilhos; Santa Cruz do Sul, Boa Vista; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Taimbé; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnm 1979; Vaz & Costa 2006a); Montenegro (Crosby *et al.* 1985); Montenegro, Linha Júlio de Castilhos (Vaz & Costa 2006a).

Lepidopilidium brevisetum (Hampe) Broth. in Engler & Prantl var. ***brevisetum***, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 944. 1907.

Distribuição no Brasil: AL, ES, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Rio dos Sinos (Sehnm 1979).

Lepidopilidium gracilifrons (Müll. Hal.) Broth. *in* Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 944. 1907.

Distribuição no Brasil: BA, MG, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Brotherus 1925); Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1979).

Lepidopilidium laevisetum (Hampe) Broth. *in* Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 944. 1907.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1979).

Lepidopilidium plebejum (Müll. Hal.) Sehnem, Pesquisas, Bot. 33: 32. 1979.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Linha São Pedro (Pareci Novo) (Sehnem 1979).

Lepidopilidium regnellii (Ångstr.) W.R. Buck & Ireland, Fl. Neotrop. 50: 19. 1989.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Cruz Alta, Elsenau, Colônia Nova Württemberg (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Lepidopilum regnellii*).

Lepidopilum brevipes Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 376. 1869.

Distribuição no Brasil: AM, ES, MG, PR, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Linha Bonita (Sehnem 1979, como *Lepidopilum laxirete*).

Lepidopilum muelleri (Hampe) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 379. 1869.

Distribuição no Brasil: AM, MG, PE, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnem 1979, como *Lepidopilum macrophyllum*; Churchill 1988); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Lepidopilum ovalifolium (Duby) Broth., Bih. Kongl. Svenska VetenskAkad. Handl. 8: 34. 1895.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul, Pinheiral (Sehnem 1979; Vaz & Costa 2006b).

Lepidopilum scabrisetum (Schwägr.) Steere, Bryologist 51(3): 140. 1948.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, MG, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Linha Pinhal; São Francisco de Paula (Sehnem 1979); Canela, Floresta Nacional de Canela (Lemos-Michel 1999).

Lepidopilum subsubulatum Geh. & Hampe *in* Hampe, Vidensk. Meddel. Naturhist. For. Kjøbenhavn. ser. 4, 1: 123. 1879.

Distribuição no Brasil: AM, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Taimbé (Sehnm 1979); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Dois Irmãos; São Francisco de Paula (Sehnm 1979, como *Lepidopilum subaurifolium*, *L. pycnodictyon*, *L. stenodictyum*).

Lepidopilum subulatum Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 380. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado (Sehnm 1979).

Thamniopsis incurva (Hornsch.) W.R. Buck, Brittonia 39: 218. 1987.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, PA, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Borja (Luisier 1941, como *Hookeriopsis incurva*); São Leopoldo (Sehnm 1955, como *Hookeriopsis incurva*; Vaz & Costa 2006b); Montenegro (Marinho 1987, como *Hookeriopsis incurva*); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Montenegro, Linha São Pedro; São Leopoldo, Fazenda São Borja; São Francisco de Paula (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis incurva*).

Thamniopsis langsdorffii (Hook.) W.R. Buck, Brittonia 39(2): 218. 1987.

Distribuição no Brasil: CE, ES, MG, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Hookeria hornschurchiana*); Porto Alegre, Canoas (Canoas) (Brotherus 1900, como *Hookeria rhynchostegioides*); (Lindman 1906, como *Hookeria langsdorffii*); São Francisco de Paula; São Leopoldo, São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Hookeriopsis langsdorffii*); São Leopoldo (Sehnm 1955, como *Hookeriopsis rhynchostegioides*); Dois Irmãos; Montenegro, Linha São Pedro; Porto Alegre, Morro da Glória; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Morro da Capela (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis langsdorffii*); Novo Hamburgo, São João do Deserto; Santa Cruz do Sul, Pinheiral (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis hydrophila*); Gravataí, Itacolumi; Montenegro, Linha São Pedro (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis heterophylla*); Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis minutiretis* (Müll. Hal.) Broth.); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Gravataí, Itacolumi; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre, Linha Júlio de Castilhos, Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul, Boa Vista; São Francisco de Paula; São Leopoldo, Fazenda São Borja (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis rhynchostegioides*).

Thamniopsis stenodictyon (Sehnm) Oliveira-e-Silva & O. Yano, Bradea 8: 82. 1998.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Bairro da Glória (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis stenodictyon*; Oliveira-e-Silva & Yano 2000; Vaz & Costa 2006b).

Trachyxiphium aduncum (Mitt.) W.R. Buck, Brittonia 39(2): 220. 1987.

Distribuição no Brasil: RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé, Santa Cruz do Sul, Boa Vista (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis asprella*).

Trachyxiphium guadalupense (Brid.) W.R. Buck, Brittonia 39(2): 220. 1987.

Distribuição no Brasil: AL, ES, MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Hookeriopsis hypnacea*). Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Montenegro, Linha Júlio de Castilhos; São Leopoldo, Fazenda São Borja (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis hypnacea*; Vaz & Costa 2006a).

Trachyxiphium saxicola (R.S. Williams) Vaz-Imbassahy & Costa, Nova Hedwigia 88(3-4): 472. 2009.

Distribuição no Brasil: MG, MT, RJ, RS.

Distribuição no RS: Cambará do Sul (Vaz-Imbassahy & Costa 2009).

Trachyxiphium variabile (Mitt.) W.R. Buck, Brittonia 39(2): 221. 1987.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1979, como *Hookeriopsis variabilis*).

Plagiotheciaceae

Plagiothecium novogranatense (Hampe) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 520. 1869.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1955, como *Plagiothecium lepidopiladelphus*); Caxias do Sul, Vila Oliva (Sehnm 1970, como *Plagiothecium lepidopiladelphus*).

Polytrichaceae

Atrichum androgynum (Müll. Hal.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1873-74: 241. 1875.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Borja; Silveria Martins (Brotherus 1900; Lindman 1906; Luisier 1941, ambos como *Catharinea riograndensis*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Catharinea riograndensis*); Bom Jesus; Cambará do Sul; Esmeralda; Canela; Gramado; Montenegro; Porto Alegre, Parque Saint Hilaire (Viamão); São Francisco de Paula; São Leopoldo; Soledade; Vacaria; Viamão (Farias 1982, 1984; Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Criúva-Ilhéus (Yano 2004); Antônio Prado, Fátima; Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canguçu; Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Esmeralda; Flores da Cunha, Otávio Rocha (Otávio Rocha); Jaquirana; Montenegro, Linha Júlio de Castilhos, Linha Campestre, Linha São Pedro; Nova Roma do Sul, Ponte Velha; São Francisco de Paula, Taimbé; São Sepé, Arroio das Ilhas; Silveira Martins; (Peralta 2009); Bom Jesus, Arroio Fundo do Cilho; Canela; Cambará do Sul; Caxias do Sul, Criúva, Ilhéus; Esmeralda; Montenegro; Porto Alegre; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel; São Leopoldo; Soledade; Vacaria; Viamão (Yano & Bordin 2006, como *Atrichum*

androgynum var. *oerstedianum*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Oligotrichum canaliculatum (J.D. Hook. & Arnott) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 606. 1869.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Cacequi, Sangão do Macaco Branco; Garibaldi (Peralta & Yano 2009).

Oligotrichum riedelianum (Mont.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 606. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955); Canela; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal (Farias 1982, 1984; Peralta 2009).

Pogonatum campylocarpum (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc., Bot. 12: 618. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; São Francisco de Paula (Peralta 2009).

Pogonatum pensilvanicum (Hedw.) P. Beauv., Mem. Soc. Linn. Paris 1: 461. 1823.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Polytrichum gardneri*); São Leopoldo (Luisier 1941); São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Montenegro, São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula; São Leopoldo; Silveira Martins (Farias 1982, 1984); Bom Jesus; Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Salto; São Francisco de Paula (Yano 2006a); Cambará do Sul; Caxias do Sul; Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Montenegro, Linha São Pedro; Salvador do Sul; São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador; Sapiranga; Silveira Martins (Peralta 2009); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Polytrichadelphus pseudopolytrichum (Raddi) G.L. Smith, Bryologist 79(4): 521. 1976.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Polytrichadelphus semiangulatus*); São Francisco de Paula, Aparados da Serra (Sehnem 1953, como *Polytrichadelphus semiangulatus*; Rocha 2006); Bom Jesus (Smith 1976); Bom Jesus; São Francisco de Paula (Farias 1982, 1984); Serra da Rocinha, Jaquirana (Farias 1982); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Caxias do Sul, Centro urbano; Jaquirana; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal; Tenente Portela (Peralta 2009).

Polytrichum angustifolium Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 622. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus; Cambará do Sul, Parque Nacional de Aparados da Serra, Canela, Salto; São Francisco de Paula (Farias 1982, 1984, ambos como *Polytrichum brasiliense*); Bom Jesus, Serra do Faxinal, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Gramado; São Francisco de Paula, Taimbé, Potreiro Velho (Peralta 2009).

Polytrichum commune L. ex Hedw., Spec. Musc. Frond.: 88. 1801.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MG, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, identificado erroneamente como *Polytrichastrum formosum*); Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Salto; Gramado; São Francisco de Paula; Tenente Portela, Parque Florestal do Turvo (Farias 1982, 1984); Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Parque do Caracol; Caxias do Sul, Criúva; Flores da Cunha; Gramado; Jaquirana; Salvador do Sul; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Fazenda Engler, Taimbé, Veraneio Hampel, Fazenda Violeta; São José dos Ausentes; Tenente Portela; Vacaria (Peralta 2009).

Polytrichum juniperinum Willd. ex Hedw. var. *juniperinum*, Spec. Musc. Frond.: 89. 1801.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, MG, GO, PR, RJ, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo; Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Polytrichum aristiflorum*); (Lindman 1906, como *Polytrichum aristiflorum*); Nova Petrópolis (Luisier 1941, como *Polytrichum juniperinum* var. *paulense*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, *Polytrichum aristiflorum*, 1955); Bento Gonçalves, Monte Pasquali; Bom Jesus; Cambará do Sul, Taimbezinho; Canela, Salto; Casca; Caxias do Sul; Encruzilhada do Sul; Gramado; Gravataí; Guaíba; Ivoti; Jaquirana; Montenegro; Nova Prata; Porto Alegre; Santa Maria; São Leopoldo, Morro da Pedreira; São Francisco de Paula; Torres; Viamão (Farias 1982, 1984); Bento Gonçalves; Bom Jesus, Aparados da Serra, Serra da Rocinha; Caçapava do Sul; Cambará do Sul, Serra da Rocinha, Aparados da Serra, Fortaleza; Candelária; Canela; Caxias do Sul, Ana Rech-Faxinal; Encruzilhada; Farroupilha, Nova Milano; Flores da Cunha; Frederico Westphalen; Imigrante; Ivoti; Jaguarí; Jaquirana; Mariana Pimentel; Montenegro; Nova Prata; Pinheiro Machado; Porto Alegre; Santa Cruz do Sul, Parque da Gruta; Santa Maria; Santana do Livramento; São Francisco de Paula, Carapina; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul); Sapiranga; Silveira Martins; Taquara; Torres; Vacaria, Capela da Luz, Fazenda Estrela; Viamão (Peralta 2009); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Pottiaceae

Acaulon nanum Müll. Hal., Flora 71: 1. 1888.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955).

Acaulon uleanum Müll. Hal., Flora 71: 3. 1888.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905b); Navegantes (Bauer 1905a).

Barbula indica (Hook.) Spreng. ex Steud. var. ***indica***, Nomencl. Bot. 2: 72. 1824.

Distribuição no Brasil: AC, AM, BA, DF, ES, GO, MG, PA, MS, MT, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Santana da Boa Vista (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Barbula riograndense Bartr., J. Washington Acad. Sci. 42 (6): 179. 1952.

Distribuição no Brasil: BA, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955); Quilombo, Pinheira; Santa Cruz do Sul (Bartram 1952).

Chenia leptophylla (Müll. Hal.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 258. 1993.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Chionoloma schimperiana (Paris) M. Menzel, Willdenowia 22(1-2): 198. 1992.

Distribuição no Brasil: DF, GO, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Caxis do Sul, Vila Oliva; Montenegro; São Francisco de Paula; São Leopoldo, São Salvador (Zander 1972); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a, como *Pseudosymblypharis schimperiana*).

Didymodon australasiae (Hook. & Grev.) R.H. Zander, Phytologia 4(1): 21. 1978.

Distribuição no Brasil: GO, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Caçapava do Sul, Ruínas do Forte (Jiménez *et al.* 2005); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Hyophila involuta (Hook.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1871-72: 354. 1873.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, DF, GO, MT, MS, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RS, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Hyophila tortula*); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Leptodontium araucarieti (Müll. Hal.) Paris, Index Bryol. Suppl.: 224. 1900.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941); Montenegro, Linha Campestre, São Salvador (Salvador do Sul); São Francisco de Paula (Zander 1972).

Leptodontium filicola Herzog, Biblioth. Bot. 87: 34. pl. 9, fig. 2. 1916.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Ana Rech-Faxinal (Yano 2004).

Leptodontium pungens (Mitt.) Kindb., Enum. Bryin. Exot.: 63. 1888.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus (Zander 1972).

Leptodontium viticulosoides (P. Beauv.) Wijk & Margad. var. ***viticulosoides***, Taxon 9: 51. 1960.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Montenegro; Porto Alegre (Zander 1972); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Nova Petrópolis; São Francisco de Paula, Alpes de São Francisco, Taimbé, Veraneio Hampel; São José dos Ausentes (Lemos-Michel 1999).

Leptodontium viticulosoides (P. Beauv.) Wijk & Margad. var. ***sulphureum*** (Lor.) R.H. Zander, Bryologist 86(2): 156. 1983.

Distribuição no Brasil: BA, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé, Faxinal (Zander 1972, como *Leptodontium viticulosoides* var. *panamense*).

Mironia stenotheca (Thér.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 112. 1993.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Santa Justina (Yano 2006b).

Plaubelia sprengelii (Schwägr.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 176. 1993.

Distribuição no Brasil: BA, FN, GO, MT, PE, RJ, RR, RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Jardim Botânico (Yano & Bordin 2006).

Pleurochaete squarrosa (Brid.) Lindb. var. ***luteola*** (Besch.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 98. 1993.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Lavras do Sul, Rio Camaquã (Schäfer-Verwimp & Giacotti 1993, como *Pleurochaete luteola*).

Streptocalypta lorentziana Müll. Hal., Linnaea 42: 354. 1879.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Salvador (Sehnen 1955).

Streptopogon cavifolius Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 180. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: Marau (Vital & Visnadi 2000).

Syntrichia fragilis (Taylor) Ochyra, Fragm. Florist. Geobot. 37: 212. 1992.

Distribuição no Brasil: MG, MS, PR, RJ, RS.

Distribuição no RS: Garibaldi (Schäfer-Verwimp & Giacotti 1993, como *Tortula fragilis*).

Syntrichia pagorum (Milde) J.J. Amann, Flora Mouss. Suisse 2: 117. 1919.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Bento Gonçalves; Ijuí; Marau; Santo Ângelo; Uruguaiana (Schäfer-Verwimp 1996); Caxias do Sul; Gramado (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Tetrapterum lamprothecium (Müll. Hal.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 10: 253. 1924.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955).

Tortella criptocarpa (Broth.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 104. 1993.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul; Porto Alegre (Brotherus 1900; Lindman 1906).

Tortella fruchartii (Müll. Hal.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 100. 1993.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, como *Astomum latifolium*).

Tortella humilis (Hedw.) Jennings, Man. Mosses W. Penn.: 96. 1913.

Distribuição no Brasil: BA, DF, ES, GO, MG, MS, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; como *Tortella caespitosa*); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi); Porto Alegre, Belém Velho, Navegantes (Brotherus 1924b, como *Tortella caespitosa*); Erechim (Bizot & Piovano 1954; Piovano 1958, como *Tortella caespitosa*); São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Tortella caespitosa*); Nova Petrópolis; São Borja (Luisier 1941, como *Tortella caespitosa*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Colônia Nova Württemberg (Panambi); Erechim; Gramado; Nova Petrópolis; Planalto, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a);

Tortella tortuosa (Hedw.) Limpr., Laubm. Deutschl. 1: 604. 1888.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Tortula muralis Hedw., Spec. Musc. Frond.: 123-124. 1801.

Distribuição no Brasil: PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1900, como *Tortula muricola*; Bauer 1929, como *Barbula muricola*); Cachoeira do Sul (Lindman 1906); São Leopoldo (Sehnm 1955, como *Tortula muricola*; Luisier 1941); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955).

Trichostomum tenuirostre (Hook. & Taylor) Lindb., Öfvers K. VetenskAkad. Förh. 21: 225. 1864.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, DF, GO, MT, PA, RO, RR, RS, SP.

Distribuição no RS: Caçapava do Sul, Pedra do Segredo (Yano & Bordin 2006).

Weissia breutelii Müll. Hal., Syn. Musc. Frond. 1: 664. 1849.

Distribuição no Brasil: ES, RS, SC.

Distribuição no RS: Porto Alegre; Excolônia Santo Ângelo; Belém Velho; São João; Navegantes (Yano 1981a, como *Hymenostomum breutelii*).

Weissia controversa Hedw., Spec. Musc. Frond.: 67. 1801.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MG, PR, RJ, RS, SC, TO.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955, como *Weissia viridula*). Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Weissia glaziouii R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 184. 1993.

Distribuição no Brasil: BA, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: São Borja (Luisier 1941, como *Hymenostomum striatum*).

Weissia riograndense (Broth.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 184. 1993.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul; Porto Alegre; São Leopoldo, São Salvador (Yano 1981a, como *Hymenostomum riograndense*).

Prionodontaceae

Prionodon densus (Hedw.) Müll. Hal., Bot. Zeitg 2: 129. 1844.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo (Brotherus 1900); Rio Grande (Lindman 1906); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Eisenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Borja; São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Forromeco (São Vendelino) (Griffin 1974; Müller 1901a); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus, Aparados da Serra, Serra da Rocinha; Canela, Floresta Nacional de Canela; Caxias do Sul, Horto Municipal, Vila Oliva; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Gramado; Montenegro, Fazenda São Borja, Linha São Pedro; Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; São Francisco de Paula, Fazenda Englert, Santa Teresa, Serra do Faxinal, Taimbezinho; Vacaria, Rio dos Touros, Passo do Socorro (Sehnm 1969, como *Prionodon caldensis*, *P. kunertii*, *P. ulei*; Lemos-Michel 1999).

Pterobryaceae

Calyptothecium duplicatum (Schwägr.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 839. 1906.

Distribuição no Brasil: MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Württemberg, Cruz Alta Eisenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Bom Jesus, Rio dos Touros; Dois Irmãos; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha São Pedro, Pareci Novo (Pareci Novo); São Leopoldo; Vacaria, Rio dos Refugiados (Sehnm 1980).

Orthostichopsis latifolia Sehnem, Pesquisas, Bot. 29: 45. 1972.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1972).

Orthostichopsis pilotrichelloides (Sehnem) B.H. Allen & Crosby, J. Hattori Bot. Lab. 61: 472. 1986.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha, Rio dos Touros; Gramado (Sehnem 1980, como *Squamidium pilotrichelloides*).

Orthostichopsis tenuis (A. Jaeger) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 805. 1906.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Rio Grande (Brotherus 1924b); São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941; Sehnem 1955, 1972); São Francisco de Paula; São Leopoldo (Sehnem 1955); Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Montenegro, Linha Campestre, Linha Pinhal, Pareci Novo (Pareci Novo); São Leopoldo, Fazenda São Borja, Rio dos Sinos; Pelotas, Horto Botânico; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnem 1972, como *Orthostichopsis aeruginosa*, *O. tijucae*, *O. uleana*).

Orthostichopsis tetragona (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 805. 1905.

Distribuição no Brasil: AP, BA, CE, MG, PA, PE, RS, SE.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Floresta Nacional (Yano & Bordin 2006).

Pterobryon densum (Schwägr.) Hornsch. in Martius, Flora Brasil. 1(2): 50. 1840.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Silveira Martins (Brotherus 1900); Rio Grande (Lindman 1906); São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941; Sehnem 1955); São Francisco de Paula; São Leopoldo (Sehnem 1955, 1972); Bom Jesus, Rio dos Touros; Gramado; Montenegro, Linha Campestre; Vacaria, (Sehnem 1972); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Camará do Sul, Itaimbezinho, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Gramado; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel; São Salvador (Salvador do Sul) (Lemos-Michel 1999).

Renaudia baueri Thériot, Ann. Crypt. Exot. 8: 137. 1935.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Thériot 1935).

Ptychomniaceae

Ptychomnion cygnisetum (Müll. Hal.) Kindb., Enum. Bryin. Exot.: 31. 1888.

Distribuição no Brasil: RJ, RS.

Distribuição no RS: Aparados da Serra, Serra da Rocinha (Sehnem 1953); São Francisco de Paula (Sehnem 1955).

Ptychomnion fruticetorum Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6: 125. 1898.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1953, 1955); Bom Jesus, Serra da Rocinha; São Francisco de Paula, Itaimbezinho (Sehnm 1969).

Ptychomitriaceae

Ptychomitrium sellowianum (Müll. Hal.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1872-73: 104. 1874.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Serra dos Tapes, Cascata (Brotherus 1900, como *Glyphomitrium sellowianum*); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, como *Glyphomitrium sellowianum*, 1929; Brotherus 1924b; Cao *et al.* 2006); Canoas (Brotherus 1924b); São Salvador (Luisier 1941; Sehnm 1955); São Francisco de Paula; São Leopoldo (Sehnm 1955); Bom Jesus, Rio Tainhas; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); São Leopoldo, Morro da Pedreira; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnm 1969); Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Nova Petrópolis; São José dos Ausentes; São Leopoldo (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Ptychomitrium vaginatum Besch., Mem. Soc. Sci. Nat. Cherbourg 21: 262. 1877.

Distribuição no Brasil: CE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a; Brotherus 1900, como *Glyphomitrium vaginatum*, 1924b); São Francisco de Paula (Sehnm 1955); Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Montenegro, São Salvador (Salvador do Sul); Porto Alegre; São Francisco de Paula; São Lourenço do Sul; Vacaria, Rio dos Touros (Sehnm 1969); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Racopilaceae

Racopilum tomentosum (Sw. ex Hedw.) Brid., Bryol. Univ. 2: 719. 1827.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: (Hornschuch 1840; Lindman 1906); Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Silveira Martins; Piratini (Brotherus 1900); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1924b); São Leopoldo (Luisier 1941); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, 1969); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Gravataí, Itacolumi; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha São Pedro; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Arroio Kruse, Morro da Pedreira, Vila Gonzaga; Vacaria, Rio dos Touros (Sehnm 1969); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai (Lemos-Michel 1999); Nova Petrópolis, Tenente Portela (Yano 1984b); Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008).

Rhachithecaceae

Uleastrum palmicola (Müll. Hal.) R.H. Zander, Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci. 32: 277. 1993.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: Gramado (Peralta *et al.* 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Rhacocarpaceae

Rhacocarpus purpurascens (Müll. Hal.) Paris, Index Bryol. Suppl.: 292. 1900.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Rhacocarpus humboldtii*, *R. rivularis*); Bom Jesus, Aparados da Serra, Rio dos Touros; Cambará do Sul, Fortaleza (Sehnem 1976, como *Rhacocarpus humboldtii*, *R. rivularis*).

Rhizogoniaceae

Hymenodon aeruginosus (Hook. f. & Wilson) Müll. Hal., Bot. Zeitg 5: 804. 1847.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900); Rio Grande (Lindman 1906); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b); São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941; Sehnem 1955); São Leopoldo (Sehnem 1955, 1969); Bom Jesus, Rio Tainhas; Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula, Serra de Faxinal, Taimbezinho; São Leopoldo, Capão do Frade, Fazenda São Borja; Vacaria, Passo do Socorro (Sehnem 1969); Santa Cruz do Sul (Yano 1986).

Pyrrhobryum spiniforme (Hedw.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 174. 1869.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, MT, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Canoas (Canoas) (Brotherus 1900); Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Rhizogonium spiniforme*); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Rhizogonium spiniforme*); São Leopoldo, São Borja (Luisier 1941, como *Rhizogonium spiniforme*); Canela (Backes 1983, como *Rhizogonium spiniforme*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus, Rio Tainhas; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula, Serra do Faxinal, Taimbezinho; São Leopoldo, Fazenda São Borja; Vacaria Passo do Socorro, Rio dos Touros (Sehnem 1969, como *Rhizogonium spiniforme*; Lemos-Michel 1999); Cambará do Sul; Montenegro; São Francisco de Paula (Yano 1986);

Rigodiaceae

Rigodium toxarion (Schwägr.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1876-77. 244. 1878.

Distribuição no Brasil: ES, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo) (Brotherus 1900, como *Hypnum kunerti*); Forromeco (São Vendelino); Santo Ângelo (Müller 1901a, como *Rigodium araucarieti* var. *catenulatum*); São Salvador (Salvador do Sul) (Luisier 1941); São Francisco de Paula, São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Rigodium araucarieti*); Bom Jesus, Arroio das Capoeiras; Cambará do Sul, Fortaleza; Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo (Derrubadas); Dois Irmãos, Morro Reuter (Morro Reuter); Forromeco (São Vendelino); Gramado; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Júlio de Castilhos, Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul, Pinheiral; Santo Ângelo; São Francisco de Paula, Rio Tainhas, Taimbé; São Leopoldo, Quilombo; Vacaria, Rio dos Touros (Sehnem 1976, como *Rigodium araucarieti*, *R. araucarieti* var. *catenulatum*, *R. hamirameum*, *R. pallidum*, *R. penicilliferum*, *R. pertenuae*; Lemos-Michel 1999); Ex-colônia Santo Ângelo (Santo Ângelo); Forromeco (São Vendelino) (Zomlefer 1991); Jaquirana, Fazenda Boa Vista (Zomlefer 1993).

Rutenbergiaceae

Pseudocryphaea domingensis (Spreng.) W.R. Buck, Bryologist 83(4): 455. 1980(1981).

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, BA, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnem 1955, como *Pseudocryphaea flagellifera*); Santo Cristo (Sehnem 1970, como *Pseudocryphaea flagellifera*).

Sematophyllaceae

Acroporium catharinense Sehnem, Pesquisas, Bot. 32: 148-149. 1978.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; São Leopoldo (Sehnem 1978).

Acroporium estrellae (Müll. Hal.) W.R. Buck & Schäfer-Verw., Bolm. Mus. Paraense Emílio Goeldi, Bot. 7: 646. 1991(1993).

Distribuição no Brasil: AL, BA, CE, DF, GO, MG, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Acroporium sehnemii*); Montenegro, Linha Campestre, Feitoria (Bartram 1952 como *Acroporium sehnemii*); Bom Jesus, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho, Serra do Faxinal, Taimbé; São Leopoldo, Feitoria; Vacaria, Passo do Socorro; (Sehnem 1978 como *Acroporium sehnemii*); Montenegro, Linha Campestre; Canela; Parque Nacional de Aparados da Serra (Buck & Schäfer-Verwimp 1991).

Acroporium pungens (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 436. 1925.

Distribuição no Brasil: AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, PA, RO, RJ, RR, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Novo Hamburgo, Lomba Grande (Yano & Bordin 2006).

Aptychopsis pungifolia (Hampe) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 411. 1925.

Distribuição no Brasil: RS, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros; Lavras do Sul, Rincão do Inferno; Santa Cruz do Sul, Bela Vista; São Francisco de Paula, Fazenda Englert; São Leopoldo, Morro do Chapéu (Sehnem 1978).

Colobodontium vulpinum (Mont.) S.P. Churchill & W.R. Buck in Churchill & Linares C., Bibliot. Jose Jeronimo Triana 12: 759. 1995.

Distribuição no Brasil: AM, BA, PA, RO, RR, RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul (Yano & Bordin 2006; Bordin & Yano 2009a).

Donnellia commutata (Müll. Hal.) W.R. Buck, Bryologist 91(2): 134. 1988.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, PA, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Donnellia lagenifera (Mitt.) W.R. Buck, Bryologist 91(2): 134. 1988.

Distribuição no Brasil: DF, MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha (Sehnem 1978, como *Meiothecium lageniferum*).

Heterophyllum flexiles (Renauld & Cardot) Thériot & P. Varde, Revue Bryol. n. ser. 3: 10. 1930.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio dos Touros (Sehnem 1978, como *Acanthocladium breviflagellosum*).

Meiothecium boryanum (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 469. 1869.

Distribuição no Brasil: AM, DF, GO, PA, RJ, RS.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Pterogonidium pulchellum (Hook.) Müll. Hal. ex Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. 1(3): 1100. 1908.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, PA, PE, RJ, RO, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Pterogoniopsis cylindrica Müll. Hal., Linnaea 42: 436-437. 1879.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Porto Alegre, Glória; Santa Cruz do Sul, Boa Vista (Sehnem 1978; Vital & Visnadi 2000).

Sematophyllum adnatum (Michx.) E. Britton, Bryologist 5(4): 65. 1902.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MT, PA, PE, RJ, RS, SP, TO.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Gramado; São Sepé (Lemos-Michel 1999); Arabita; Marcelino Ramos; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008).

Sematophyllum beyrichii (Hornsch.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 432. 1925.

Distribuição no Brasil: BA, ES, PR, PE, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé; Santa Cruz do Sul, Boa Vista (Sehnen 1978).

Sematophyllum calamicola (Müll. Hal.) O. Yano, J. Hattori Bot. Lab. 66: 389. 1989.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnen 1955); Dois Irmãos (Sehnen 1978, como *Rhaphidorrhynchium calamicola*).

Sematophyllum campicola (Broth.) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 432. 1925.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Cerro Largo; Novo Hamburgo, São João do Deserto; Sant'Ana da Boa Vista, Fazenda Passo da Chácara; São Francisco de Paula; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sehnen 1976).

Sematophyllum cyparissoides (Hornsch.) R.S. Williams, J. Washington Acad. Sci. 20: 474. 1930.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnen 1955, como *Rhaphidostegium cyparissoides*); Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnen 1978, como *Rhaphidostegium cyparissoides*).

Sematophyllum galipense (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 480. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, CE, DF, ES, PE, RJ, SP, PA, RO, RR, MT, GO, MG, PR, RS, SC, TO.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Brotherus 1900, como *Rhaphidostegium galipense*); Cachoeira do Sul (Lindman 1906, como *Rhaphidostegium galipense*); São Leopoldo (Sehnen 1955); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cachoeira do Sul; Cerro Largo; Montenegro, Horto Florestal, Linha São Pedro (Sehnen 1978); Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Porto Alegre; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel; São Leopoldo (Lemos-Michel 1999); Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a);

Sematophyllum leucostomum (Hampe) W.R. Buck, Nova Hedwigia 66(1-2): 242. 1998.

Distribuição no Brasil: RJ, MG, RS, SC.

Distribuição no RS: Bom Jesus; São Francisco de Paula; Taquara; Vacaria (Sehnen 1978, como *Sematophyllum robusticaule*).

Sematophyllum lithophilum (Hornsch.) Ångstr., Öfvers K. VetenskAkad. Förh. 33(4): 42. 1876.

Distribuição no Brasil: AC, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Gramado; São Francisco de Paula; São Luiz das Missões (São Luiz Gonçalves); Taquara; Vacaria (Sehnen 1978, como *Sematophyllum amnigenum*).

Sematophyllum reitzii Bartr., J. Washington Acad. Sci. 42(6): 182. 1952.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1978).

Sematophyllum subdepressum (Hampe) Broth. in Engler & Prantl, Natürl. Pflanzenfam. ed. 2, 11: 433. 1925.

Distribuição no Brasil: GO, MT, RJ, RS, SC, SP, PR.

Distribuição no RS: Silveira Martins (Brotherus 1900, como *Rhaphidostegium panduraefolium*); São Francisco de Paula (Bartram 1952); São Francisco de Paula, São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955, como *Sematophyllum panduraefolium*); São Francisco de Paula, Taimbé (Sehnm 1978); Bom Jesus, Arroio das Caopeiras, Rio dos Touros; Caxias do Sul, Vila Oliva; Erval Seco, Rio Guarita; Lavras do Sul, Rincão do Inferno; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre, Linha São Pedro, Tupandi (Tupandi); São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho, Taimbé; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca); Taquara, Pituva; Vacaria, Fazenda do Cedro, Passo do Socorro; Vera Cruz (Sehnm 1978, como *Sematophyllum panduraefolium*, *S. riparioides*); Silveira Martins; São Francisco de Paula (Buck 1998).

Sematophyllum subpinnatum (Brid.) E. Britton, Bryologist 21(2): 28. 1918 (1919).

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP, TO.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Morro da Pedreira; Taquara, Pituva (Sehnm 1978, como *Sematophyllum caespitosum*); Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Canoas; Colônia Nova Württemberg (atual município de Panambi); Dois Irmãos; Erechim; Gravataí; Lavras do Sul; Montenegro; Planalto, Parque Estadual de Nonoai; Porto Alegre; Salvador do Sul; Santa Cruz do Sul; Santo Ângelo; São Francisco de Paula, Taimbé; São Leopoldo, Morro da Pedreira, São Salvador (Salvador do Sul); Taquara (Lemos-Michel 1999, como *Sematophyllum casepitosum*); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a);

Sematophyllum subsimplex (Hedw.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 494. 1869.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, MA, MG, MS, MT, PA, PB, PE, PI, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SE, SP, TO.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1978, como *Rhaphidostegium subsimplex*); Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Rondinha, Parque Florestal Estadual de Rondinha; São Francisco de Paula; São Leopoldo (Lemos-Michel 1999); Arabita; Mariano Mouro (Peralta & Athayde Filho 2008); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Sematophyllum succedaneum (Hook. f. & Wilson) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 484. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Gramado; Montenegro, Arroio Kruse, Linha Campestre, Linha São Pedro; Santa Cruz do Sul; São Leopoldo (Sehnem 1978); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Sematophyllum swartzii (Schwägr.) W.H. Welch & H.A. Crum, *Bryologist* 62(3): 176. 1959.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Barracão, Parque Estadual do Espigão Alto; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados, Itaimbezinho; Canela, Floresta Nacional de Canela; Passo Fundo, Floresta Nacional de Passo Fundo; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Wijkia flagellifera (Broth.) H.A. Crum, *Bryologist* 74(2): 172. 1971.

Distribuição no Brasil: BA, ES, MG, PE, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, como *Acanthocladium flagelliferum*); Gravataí; Vacaria; Gramado; Instituto Nacional do Pinho, Taimbé; Santa Cruz do Sul; Montenegro, Capão da Lagoa (Sehnem 1978, como *Acanthocladium flagelliferum*); Montenegro, Gramado, Dois Irmãos (Sehnem 1978, como *Acanthocladium piliferum*); Montenegro; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula (Buck 1986).

Sphagnaceae

Sphagnum capillifolium (Ehrh.) Hedw. var. ***capillifolium***, *Fund. Musc.* 2: 86. 1782.

Distribuição no Brasil: AM, BA, ES, MG, MS, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São José dos Ausentes (Yano & Bordin 2006).

Sphagnum capillifolium (Ehrh.) Hedw. var. ***tenerum*** (Sull. & Lesq. ex Sull.) H.A. Crum, *Contr. Univ. Michigan Herb.* 11: 90. 1975.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955, como *Sphagnum purpuratum*; Yano 1981a, como *Sphagnum tenerum*).

Sphagnum cucullatum Warnst., *Bot. Centralbl.* 76: 416-417. 1898.

Distribuição no Brasil: SC, PR, RS.

Distribuição no RS: Hamburger Berg (Novo Hamburgo) (Brotherus 1900); São Leopoldo (Vattimo 1970; Warnstorf 1898, 1911; Lindman 1906); Hamburger Berg (Novo Hamburgo); São Leopoldo (Luisier 1912).

Sphagnum cuspidatum Ehrh. ex Hoffm. var. ***cuspidatum***, *Deutschl. Flora* 2: 22. 1796.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Yano *et al.* 1985).

Sphagnum erythrocalyx Hampe var. ***erythrocalyx***, *Syn. Musc.* 1: 92. 1848.

Distribuição no Brasil: AP, BA, GO, MG, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo (Sehnm 1955, como *Sphagnum macroporum*).

Sphagnum gracilescens Hampe ex Müll. Hal. var. ***gracilescens***, Bot. Zeitg 20: 733. 1862.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1955).

Sphagnum griseum Warnst., Bot. Centralbl. 76: 390. 1898.

Distribuição no Brasil: PR, RS.

Distribuição no RS: Cachoeira do Sul (Brotherus 1900; Luisier 1912; Ule 1899; Vattimo 1968, 1978; Warnstorf 1898, 1911; Lindman 1906); São Leopoldo (Sehnm 1955; Vattimo 1968).

Sphagnum magellanicum Brid., Musc. Rec. 2(1): 24. 1798.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, MG, MS, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: (Ule 1899, como *Sphagnum weddelianum*); São Leopoldo (Sehnm 1955).

Sphagnum microcuspidatum H.A. Crum, J. Hattori Bot. Lab. 63: 78. 1987.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Taimbé (Crum 1987).

Sphagnum multiporosum H.A. Crum, J. Hattori Bot. Lab. 63: 78. 1987.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Tainhas (Crum 1987).

Sphagnum palustre L., Sp. Plant. ed. 2: 1106. 1753.

Distribuição no Brasil: AP, AM, BA, CE, ES, GO, MG, MS, RR, RO, PA, PB, PE, PR, RJ, RS, SC, SE, SP.

Distribuição no RS: (Luisier 1912; Vattimo 1968, 1970; Warnstorf 1897, todos como *Sphagnum brachybolax*; Warnstorf 1911, como *Sphagnum heterophyllum*); Cambará do Sul (Yano *et al.* 1985).

Sphagnum parcoramosum H.A. Crum, J. Hattori Bot. Lab. 63: 87. 1987.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Fortaleza (Crum 1987).

Sphagnum perichaetiale Hampe var. ***perichaetiale***, Linnaea 20: 66. 1847.

Distribuição no Brasil: AM, BA, DF, ES, GO, MG, MS, PA, RO, RJ, RS, SC, TO.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Itaimbezinho (Yano & Bordin 2006).

Sphagnum recurvum P. Beauv. var. ***recurvum***, Prodr. Acthéogam.: 88. 1805.

Distribuição no Brasil: BA, MG, MS, MT, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: (Lindman 1906); Porto Alegre (Warnstorf 1911, como *Sphagnum pulchricoma*; Vattimo 1968); São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1955); Canoas (Vattimo 1968); Cambará do Sul, Itaimbezinho (Yano *et al.* 1985).

Sphagnum recurvum P. Beauv. var. ***amblyphyllum*** (Russ.) Warnst., Bot. Gaz. 15: 219. 1890.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SC.

Distribuição no RS: Canoas (Brotherus 1900).

Sphagnum sehnemii H.A. Crum, J. Hattori Bot. Lab. 63: 97. 1987.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Potreiro Novo (Crum 1987).

Sphagnum subsecundum Nees, Deutschl. Flora Cryptog. 2(17): 3. 1819.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, DF, ES, GO, PR, RR, MG, MS, MT, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnem 1955); Cambará do Sul; Santa Vitória do Palmar; São Lourenço, São Francisco de Paula (Yano *et al.* 1985).

Sphagnum uleanum Müll. Hal., Flora 70: 416. 1887.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Cambará do Sul, Aparados da Serra (Schäfer-Verwimp 1998).

Splachnaceae

Tetraplodon itatiaiae Müll. Hal., Bull. Herb. Boissier 6: 25. 1898.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS.

Distribuição no RS: Gramado (Sehnem 1976).

Tetraplodon tomentosus Sehnem, Pesquisas, Bot. 30: 42. 1976.

Distribuição no Brasil: RS.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula, Serra do Faxinal (Sehnem 1976).

Stereophyllaceae

Entodontopsis nitens (Mitt.) W.R. Buck & Ireland, Nova Hedwigia 41: 104. 1985.

Distribuição no Brasil: AC, AL, BA, GO, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RS, SP.

Distribuição no RS: São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnem 1955, 1970, como *Stereophyllum obtusum*).

Eulacophyllum cultelliforme (Sull.) W.R. Buck & Ireland, Nova Hedwigia 41: 108. 1985.

Distribuição no Brasil: AM, BA, CE, ES, MG, MS, MT, PB, PE, PR, RJ, RS, SE, SP, TO.

Distribuição no RS: Arabita (Peralta & Athayde Filho 2008).

Pilosium chlorophyllum (Hornsch.) Müll. Hal., Flora 83: 340. 1897.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, GO, FM, MS, MT, PA, PE, RJ, RO, RR, RS, SP, TO.

Distribuição no RS: Arabiba (Peralta & Athayde Filho 2008).

Stereophyllum radiculosum (Hook.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 542. 1869.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MG, MS, MT, PA, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Leopoldo, Capão da Lagoa (Sehnm 1970).

Thuidiaceae

Pelekium minutulum (Hedw.) Touw, J. Hattori Bot. Lab. 90: 204. 2001.

Distribuição no Brasil: DF, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta Elsenau (Panambi) (Brotherus 1924b, como *Thuidium minutulum*); Erechim (Bizot & Piovano 1953, como *Thuidium minutulum*); São Francisco de Paula, Taimbé; São Luiz das Missões, Bossoroca (Bossoroca) (Sehnm 1976, como *Thuidium minutulum*); Barracão, Parque Estadual de Espigão Alto; Bom Jesus; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados; Canela, Floresta Nacional de Canela, Parque das Sequóias; Esmeralda, Estação Ecológica de Aracuri; Gramado; Nonoai, Parque Estadual de Nonoai; Nova Petrópolis; São Francisco de Paula, Veraneio Hampel (Lemos-Michel 1999, como *Cyrto-hypnum minutulum*).

Thuidiopsis furfurosa (Hook. f. & Wilson) M. Fleisch., Musci Fl. Buitenzorg 4: 1497. 1922 (1923).

Distribuição no Brasil: BA, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Canoas; São Leopoldo (Brotherus 1900, como *Thuidium filarium*); Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929; Brotherus 1900, 1924b, como *Thuidium filarium*); São Leopoldo, Fazenda São Borja, Pareci Novo (Pareci Novo) (Luisier 1941, como *Thuidium filarium*); Cerro Largo; São Salvador (Salvador do Sul) (Sehnm 1953, 1955); Caxias do Sul, Vila Oliva; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho; São Leopoldo, Morro da Pedreira (Sehnm 1976, como *Thuidium filarium*).

Thuidium brasiliense Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 579. 1869.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Serra da Rocinha; Cambará do Sul, Fortaleza dos Aparados, Parque Nacional dos Aparados da Serra; Caxias do Sul, Vila Oliva; Gramado; Panambi; São Francisco de Paula, Instituto Nacional do Pinho, Santa Teresa, Taimbé; Vacaria, Passo do Socorro, Rio dos Touros (Sehnm 1976; Lemos-Michel 1999).

Thuidium delicatulum (Hedw.) Bruch & Schimp. in Bruch et al., Bryol. Eur. 5(49/51): 164. 1852.

Distribuição no Brasil: AL, AM, GO, MG, MT, PA, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Caxias do Sul, Ana Rech-Faxinal, Centro (Yano & Bordin 2006; Bordin & Yano 2009a).

Thuidium pinnatulum Lindb. in Ångstr., Öfvers. K. VetenskAkad. Förh. 33(4): 46. 1876.

Distribuição no Brasil: MG, PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Piratini, Ex-colônia Santo Ângelo (Brotherus 1900); Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul), Linha Campestre; São Francisco de Paula (Sehnm 1976).

Thuidium pseudoprotensum (Müll. Hal.) Mitt., J. Linn. Soc. Bot. 12: 578. 1869.

Distribuição no Brasil: ES, MG, PR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: São Francisco de Paula (Sehnm 1955, como *Thuidium araucariae*); Bom Jesus; Caxias do Sul; Montenegro; Vacaria (Sehnm 1976, como *Thuidium subdelicatulum*).

Thuidium subgranulatum (Geh. & Hampe) Kindb., Enum. Bryin. Exot.: 104. 1891.

Distribuição no Brasil: PR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Santa Cruz do Sul, Boa Vista (Sehnm 1976).

Thuidium tamariscinum (Hedw.) Bruch & Schimp. in Bruch *et al.*, Bryol. Eur. 5(49-51): 1563. 1852.

Distribuição no Brasil: MG, RJ, RS, SP.

Distribuição no RS: Montenegro, Linha São Pedro; São Francisco de Paula (Sehnm 1976).

Thuidium tomentosum Besch., Mém. Soc. Sci. Nat. Cherbourg 16: 237. 1872.

Distribuição no Brasil: BA, ES, GO, MS, MT, PE, PR, RJ, RR, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Fazenda do Cilho; Flores da Cunha; Novo Hamburgo, Lomba Grande (Yano & Bordin 2006); Caxias do Sul, Centro urbano (Bordin & Yano 2009a).

Thuidium urceolatum Lorentz, Moosstudien: 167. 1864.

Distribuição no Brasil: AM, BA, MG, PR, RR, RJ, RS, SC, SP.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Rio Tainhas; Montenegro, Estação São Salvador (Salvador do Sul); Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula, Santa Teresa; Tupandi (Sehnm 1976).

Táxons com nome ou distribuição duvidosa no Rio Grande do Sul

Os táxons listados a seguir em ordem alfabética são colocados como duvidosos, pois foram relatados por Yano (1981a, 1989, 1995 e 2006), porém não foi possível localizar a referência original para que fosse feita a distribuição geográfica no Rio Grande do Sul.

Fabronia ciliaris var. ***wrightii*** (Sull.) W.R. Buck, Brittonia 35(3): 249. 1983.

Distribuição no Brasil: PR, RJ, RS.

Fissidens vitreo-limbatus Müll. Hal., Hedwigia 36: 86. 1897.

Distribuição no Brasil: RS, SC.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b, 1929).

Fissidens widgrenii Paris, Index Bryol.: 489. 1896.

Distribuição no Brasil: MG, RS.

Distribuição no RS: Bom Jesus, Arroio das Capoeiras, Rio dos Touros (Sehnm 1972).

Leucobryum martianum (Hornsch.) Hampe, Linnaea 17: 317. 1843.

Distribuição no Brasil: AC, AL, AM, AP, BA, CE, DF, ES, MA, MG, MS, MT, PA, PE, PR, RJ, RO, RR, RS, SC, SE, SP, TO.

Rhodobryum aubertii (Schwägr.) Thériot, Recueil Publ. Soc. Havraise Etud. Div. 89(2): 128. 1922.

Distribuição no Brasil: BA, MG, RJ, RS.

Os táxons listados a seguir foram citados por Bauer (1905a, b, 1929), Müller (1901b), Luisier (1941) e Warnstorf (1916), como ocorrentes no Rio Grande do Sul, no entanto estes nomes são duvidosos uma vez que não são considerados nomes válidos e também não foram encontrados como sinônimos de outros táxons, além disso, alguns não constam no *Index Muscorum*.

Ångstroemia beyrichii Hampe (não consta no Index Muscorum).

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b).

Ångstroemia flexibilis Müll. Hal., Gen. Musc. Frond.: 324. 1900. *nom. nud.*

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b).

Ångstroemia trematodontopsis Müll. Hal., Gen. Musc. Frond.: 324. 1900. *nom. nud.*

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b).

Bryum brasiliense Hampe var. ***minus*** Herzog in Luisier, Broteria Cienc. Nat. 10: 121. 1941. *nom. nud.*

Distribuição no RS: São Leopoldo, Feitoria (Luisier 1941).

Bryum cespiticio-torquescens Müll. Hal. in Paris, Index Bryol. Suppl.1: 58. 1900. *nom. nud.*

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b).

Bryum spinosum Warnst., Hedwigia 57: 100. 35. 1915. *hom. illeg.*

Distribuição no RS: s.l. (Warnstorf 1916).

Leskea reineckii Broth. in Bauer, Verh. Zool. Bot. Ges. Wien 55: 577. 1905.

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, 1929).

Leskea reineckii Broth. var. ***minus*** Broth. in Bauer, Verh. Zool. Bot. Ges. Wien 55: 577. 1905. *nom. nud.*

Distribuição no RS: Porto Alegre (Bauer 1905a, b).

Leucobryum lineafolium Müll. Hal., Gen. Musc. Frond.: 82. 1900. *nom. nud.*

Distribuição no RS: s.l. (Müller 1901b).

Papillaria subpachygastrella Broth. var. ***minor*** Broth. (não consta no Index Muscorum).

Distribuição no RS: Canoas (Bauer 1905a).

Tabela 1: Lista de sinônimos citados e respectivos nomes aceitos.

ANTHOCEROTOPHYTA

Anthoceros fissifrons (Steph.) O. Yano = *Anthoceros punctatus* L.

Anthoceros planus Steph. = *Phaeoceros carolinianus* (Michx.) Prosk.
Aspiromitus fissifrons Steph. = *Anthoceros punctatus* L.
Aspiromitus hispidus Steph. = *Anthoceros punctatus* L.
Phaeoceros bulbiculosus (Brotero) Prosk. = *Phymatoceros bulbiculosus*
 (Brotero) Stotler, Doyle & Crand.-Stotler

MARCHANTIOPHYTA

Acrolejeunea polycarpa Spruce ex Steph. = *Schiffneriolejeunea polycarpa*
 (Nees) Gradst.
Aneura amazonica Spruce = *Riccardia amazonica* (Spruce) Schiffn. ex Gradst.
 & Hekking
Aneura regnellii Ångstr. = *Riccardia regnellii* (Ångstr.) K.G. Hell
Aneura sckwaneckeii Steph. = *Riccardia schwaneckeii* (Steph.) Pagán
Anthoceros multifidus L. = *Riccardia multifida* (L.) S.F. Gray
Archilejeunea parviflora (Nees) Schiffn. var. *florentissima* (Spruce) Gradst. &
 Buskes = *Archilejeunea auberiana* (Mont.) A. Evans
Bazzania chimborazensis Spruce = *Bazzania hookeri* (Lindenb.) Trevis.
Bryolejeunea diffusa Sw. = *Bryopteris diffusa* (Sw.) Nees in Gottsche et al.
Bryolejeunea tenuicaulis Spruce = *Bryopteris trinitensis* (Lehm. & Lindenb.)
 Lehm. & Lindenb.
Chiloscyphus martianus (Nees) J. Engel & R.M. Schust. = *Lophocolea martiana*
 Nees subsp. *bidentula* (Nees) Gradst. in Gradstein & Costa
Fimbriaria lindmanii Steph. = *Asterella venosa* (Lehm. & Lindenb.) A. Evans
Fossombronia angulosa (Jac Dicks.) Raddi, *Jungerm. Etrusca*: 29. 1818. =
Jungermannia angulosa Dicks., Fasc. Pl. Cryptog. Brit., I: 7. 1785. (a proposta
 para conservação do nome *Jungermannia angulosa* Dicks. foi feita por Stotler
 et al. (2005) e o aceite da conservação foi publicado por Klazenga (2008).
Frullania caroliniana Sull. = *Frullania caulisequa* (Nees) Nees in Gottsche et al.
Frullania divergens Lehm. & Lindenb. = *Frullania brasiliensis* Raddi
Frullania sehnemii Luisier & Herzog = *Frullania ericoides* (Nees) Mont.
Frullania squarrosa Gottsche var. *ericoides* (Nees) Schiffn. = *Frullania ericoides*
 (Nees) Mont.
Frullania squarrosa Gottsche = *Frullania ericoides* (Nees) Mont.
Frullania subcylindrica Steph. = *Frullania brasiliensis* Raddi
Kurzia verrucosa (Steph.) Grolle = *Kurzia capillaris* (Sw.) Grolle var. *verrucosa*
 (Steph.) Pócs
Lejeunea villaumei (Steph.) Grolle = *Lejeunea capensis* Gottsche in Gottsche
 et al.
Lepidozia brasiliensis Steph. = *Kurzia brasiliensis* (Steph.) Grolle
Lophocolea coadunata (Sw.) Mont. = *Lophocolea bidentata* (L.) Dumort.
Metzgeria angusta Steph. = *Metzgeria albinea* Spruce var. *angusta* (Steph.)
 D.P. Costa & Gradst.
Metzgeria decipiens (C. Massal.) Schiffn. = *Metzgeria ciliata* Raddi
Metzgeria jackii Steph. = *Metzgeria convoluta* Steph.
Myriocoleopsis puiggari Schiffn. = *Myriocoleopsis fluviatilis* (Steph.) E. Reiner &
 Gradst.

- Notoscyphus lindmanii* (Steph.) Schiffn. = *Clasmatocolea vermicularis* (Lehm.) Grolle
Odontolejeunea sieberiana (Gottsche) Schiffn. = *Odontolejeunea lunulata* (F. Weber) Schiffn. in Engler & Prantl
Plagiochila compressula Lindenb. = *Plagiochila bifaria* (Sw.) Lindenb.
Plagiochila jamesoni Taylor = *Plagiochila ensiformis* Taylor
Plagiochila kunertiana Steph. var. *brevifolia* Schiffn. = *Plagiochila patentissima* Lindenb.
Plagiochila confertifolia J. Taylor = *Plagiochila raddiana* Lindenb.
Radula cordovana Jack ex Steph. = *Radula mexicana* Lindenb.
Radula macrostachya Lindenb. & Gottsche = *Radula javanica* Gottsche
Radula mollis Lindenb. & Gottsche = *Radula quadrata* Gottsche
Radula montana Steph. = *Radula sinuata* Gottsche ex Steph.
Radula ramulina Taylor = *Radula voluta* Taylor ex Gottsche
Riccia austinii Steph. = *Riccia lamellosa* Raddi
Riccia flavispora Steph. = *Riccia grandis* Nees
Riccia grandisquama Steph. = *Riccia lamellosa* Raddi
Riccia natans var. *brasiliensis* Mont. = *Ricciocarpos natans* (L.) Corda in Opiz
Taxilejeunea iheringii Steph. = *Taxilejeunea obtusangula* (Spruce) A. Evans
Telaranea apiahyna (Steph.) Fulford = *Telaranea nematodes* (Gottsche ex Austin) M. Howe
Telaranea sejuncta var. *brevisetata* (Herzog) Fulford = *Telaranea nematodes* (Gottsche ex Austin) M. Howe
Trichocolea uleana Steph. = *Trichocolea tomentosa* (Sw.) Gottsche

BRYOPHYTA

- Acanthocladium breviflagellosum* Broth. = *Heterophyllum flexiles* (Renauld & Cardot) Thériot & P. Varde
Acanthocladium flagelliferum (Broth.) Broth. = *Wijkia flagellifera* (Broth.) H.A. Crum
Acanthocladium piliferum Sehnem = *Wijkia flagellifera* (Broth.) H.A. Crum
Acrocryphaea julacea (Dozy & Molk.) A. Jaeger = *Schoenobryum concavifolium* (Griff.) Gangulee
Acrocryphaea rubricaulis (Mitt.) A. Jaeger = *Schoenobryum rubricaulis* (Mitt.) Manuel
Acroporium sehnemii E.B. Bartram = *Acroporium estrellae* (Müll. Hal.) W.R. Buck & Schäfer-Verw.
Aerobryopsis martinicensis (Broth.) Spessard-Schueth = *Pseudotrachypus martinicensis* (Broth.) W.R. Buck
Anacolia subsessilis (Taylor) Broth. = *Anacolia laevisphaera* (Taylor) Flow. in Grout
Ångstroemia crinalis (Geh. & Hampe) Müll. Hal. = *Dicranella crinalis* Geh. & Hampe in Hampe & Geheeb
Ångstroemia glaziovii Hampe = *Dicranella glaziovii* (Hampe) Hampe
Ångstroemia pabstiana Müll. Hal. = *Dicranella pabstiana* (Müll. Hal.) Mitt.
Ångstroemia strumulosa Hampe = *Dicranella strumulosa* (Hampe) Mitt.

- Ångstroemia subsulcata* Hampe = *Dicranella subsulcata* (Hampe) Hampe
Ångstroemia vaginata Müll. Hal. = *Dicranella vaginata* (Hook.) Cardot
Astomum latifolium Broth. = *Tortella fruchartii* (Müll. Hal.) R.H. Zander
Atrichum androgynum var. *oerstedianum* (Müll. Hal.) Nyholm = *Atrichum androgynum* (Müll. Hal.) A. Jaeger
Aulacomium palustre var. *marginatum* (Ångstr.) Herzog = *Aulacomnium palustre* (Hedw.) Schwägr. var. *andinum* (Herzog) Wijk & Margad.
Barbula muricola Müll. Hal. = *Tortula muralis* Hedw.
Brachymenium exile (Dozy & Molk.) Bosch & Lac. = *Gemmabryum exile* (Dozy & Molk.) J.R. Spence & H.P. Ramsay
Brachythecium asperulum (Hampe) A. Jaeger = *Brachythecium plumosum* (Hedw.) Schimp. in Bruch et al.
Brachythecium stereopoma (Mitt.) A. Jaeger = *Brachythecium ruderales* (Brid.) W.R. Buck
Breutelia rivalis (Müll. Hal.) Paris = *Breutelia subdisticha* (Hampe) A. Jaeger
Breutelia ulei (Müll. Hal.) Paris = *Breutelia subtomentosa* (Hampe) A. Jaeger
Bruchia uleana Müll. Hal. ex G. Roth = *Bruchia aurea* Besch.
Bryohumbertia filifolia (Hornsch.) J.-P. Frahm = *Campylopus filifolius* (Hornsch.) Mitt.
Bryum apiculatum Schwägr. = *Gemmabryum apiculatum* (Schwägr.) J.R. Spence & H.P. Ramsay
Bryum beyrichianum (Hornsch.) Müll. Hal. = *Gemmabryum apiculatum* (Schwägr.) J.R. Spence & H.P. Ramsay
Bryum corrugatum Hampe = *Bryum argenteum* Hedw.
Bryum densifolium Brid. = *Rosulabryum densifolium* (Brid.) Ochyra in Ochyra
Bryum huillense Welw. & Duby = *Rosulabryum huillense* (Welw. & Duby) Ochyra
Bryum nitens Hook. = *Gemmabryum apiculatum* (Schwägr.) J.R. Spence & H.P. Ramsay
Bryum lindmanianum Broth. = *Gemmabryum apiculatum* (Schwägr.) J.R. Spence & H.P. Ramsay
Bryum roseolum Müll. Hal. = *Rhodobryum roseolum* (Müll. Hal.) Paris
Bryum rufo-nitens Hampe = *Ptychostomum capillare* (Hedw.) Holyoak & Pedersen
Bryum subapiculatum Hampe = *Gemmabryum subapiculatum* (Hampe) J.R. Spence & H.P. Ramsay
Campylopus cacti (Müll. Hal.) Paris = *Campylopus dichrostis* (Müll. Hal.) Paris
Campylopus controversus (Hampe) A. Jaeger = *Campylopus thwaitesii* (Mitt.) A. Jaeger
Campylopus introflexus (Hedw.) Brid. = *Campylopus trachyblepharon* (Müll. Hal.) Mitt.
Campylopus introflexus var. *genuinus* Giac. = *Campylopus trachyblepharon* (Müll. Hal.) Mitt.
Campylopus subintroflexus Kindb. = *Campylopus trachyblepharon* (Müll. Hal.) Mitt.
Catharinea riograndensis Broth. = *Atrichum androgynum* (Müll. Hal.) A. Jaeger

- Cryphaea blumenauianum* Hampe = *Schoenobryum blumenauianum* (Hampe) Manuel
- Cryphaea caldensis* Ångstr. = *Cryphaea jamesonii* Taylor
- Cryphaea kunertii* Müll. Hal. = *Schoenobryum kunertii* (Müll. Hal.) Manuel
- Cryphaea malmei* Broth. = *Cryphaea rhacomitrioides* Müll. Hal.
- Cryphidium orbifolia* Besch. = *Cryphidium leucocoleum* (Mitt.) A. Jaeger
- Cyrto-hypnum minutulum* (Hedw.) W.R. Buck & H.A. Crum = *Pelekium minutulum* (Hedw.) Touw
- Dicranum clarinerve* Müll. Hal. = *Sclerodontium clarinerve* (Müll. Hal.) H.A. Crum
- Dimerodontium brasiliensis* Müll. Hal. ex Broth. = *Myrinia brasiliensis* (Hampe) Schimp.
- Ectropothecium rutilans* (Brid.) Mitt. = *Vesicularia vesicularis* (Schwägr.) Broth. var. *vesicularis*
- Eriopus setigerus* Mitt. = *Calyptrochaeta setigera* (Mitt.) W.R. Buck
- Eucatagonium politum* Hook. f. & Wilson = *Catagonium emarginatum* Lin
- Eustichia brotheri* Besch. ex Broth. = *Eustichia longirostris* (Brid.) Brid.
- Eustichia ulei* (Müll. Hal.) Paris = *Eustichia longirostris* (Brid.) Brid.
- Fabronia polycarpa* Hook. = *Fabronia ciliaris* (Brid.) Brid. var. *polycarpa* (Hook.) W.R. Buck
- Felipponea montevidensis* (Müll. Hal.) Broth. = *Pterogoniadelphus assimilis* (Müll. Hal.) Ochyra & Ziglstra
- Fissidens acutangulus* Broth. = *Fissidens acacioides* Schrad. var. *immersus* (Mitt.) Pursell
- Fissidens brevicaulis* Broth. = *Fissidens fontanus* (Bach. Pyl.) Steud.
- Fissidens debilis* Schwägr. = *Fissidens fontanus* (Bach. Pyl.) Steud.
- Fissidens diplopus* Mitt. = *Fissidens lagenarius* var. *muriculatus* (Mitt.) Pursell
- Fissidens faucium* Müll. Hal. = *Fissidens wallisii* Müll. Hal.
- Fissidens julianus* (Savi ex DC.) Schimp. = *Fissidens fontanus* (Bach. Pyl.) Steud.
- Fissidens longifalcatus* Müll. Hal. = *Fissidens flabellatus* Hornsch. in C. Mart.
- Fissidens luteo-limbatus* Broth. = *Fissidens weirii* Mitt. var. *weirii*
- Fissidens luteo-viridis* Lindb. ex. Ångstr. = *Fissidens curvatus* Hornsch.
- Fissidens malmei* Broth. = *Fissidens anguste-limbatus* Mitt. var. *anguste-limbatus*
- Fissidens obtusatus* Hampe = *Fissidens asplenioides* Hedw.
- Fissidens regnellii* Broth. = *Fissidens acacioides* Schrad. var. *immersus* (Mitt.) Pursell
- Fissidens schwakeanus* Broth. = *Fissidens flaccidus* Mitt.
- Fissidens substissotheca* Broth. = *Fissidens acacioides* Schrad. var. *acacioides*
- Floribundaria laxifolia* (Müll. Hal.) Broth. = *Floribundaria plumaria* (Hampe) M. Fleisch. = *Floribundaria flaccida* (Mitt.) Broth.
- Floribundaria usneoides* (Broth.) Broth. = *Floribundaria flaccida* (Mitt.) Broth.
- Forsstroemia subcoronata* (Besch.) Paris = *Forsstroemia trichomitria* (Hedw.) Lindb.
- Forsstroemia ulei* (Müll. Hal.) Broth. = *Forsstroemia trichomitria* (Hedw.) Lindb.

- Funaria calvescens* Schwägr. = *Funaria hygrometrica* Hedw. var. *calvescens* (Schwägr.) Kindb.
Funaria riparia Lindb. = *Entosthodon bonplandii* (Hook.) Mitt.
Glyphomitrium sellowianum (Müll. Hal.) Mitt. = *Ptychomitrium sellowianum* (Müll. Hal.) A. Jaeger
Glyphomitrium vaginatum (Besch.) Broth. = *Ptychomitrium vaginatum* Besch.
Haplocladium riograndense Müll. Hal. = *Haplocladium microphyllum* (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl
Helicodontium tenuirostre Schwägr. = *Helicodontium capillare* (Hedw.) A. Jaeger
Hookeria hornschurchiana Hampe = *Thamniopsis langsdorffii* (Hook.) W.R. Buck
Hookeria langsdorffii Hook. = *Thamniopsis langsdorffii* (Hook.) W.R. Buck
Hookeria leucomitria Müll. Hal. = *Cyclodictyon leucomitrium* (Müll. Hal.) Broth.
Hookeria rhynchostegioides Broth. = *Hookeriopsis rhynchostegioides* (Broth.) Broth.
Hookeriopsis asprella (Hampe) Broth. = *Trachyxiphium aduncum* (Mitt.) W.R. Buck
Hookeriopsis drepanophylla (Geh & Hampe) Broth. = *Brymela fluminensis* (Hampe) W.R. Buck
Hookeriopsis heterophylla Sehnem = *Thamniopsis langsdorffii* (Hook.) W.R. Buck
Hookeriopsis hydrophila (Müll. Hal.) Broth. = *Thamniopsis langsdorffii* (Hook.) W.R. Buck
Hookeriopsis hypnacea (Müll. Hal.) A. Jaeger = *Trachyxiphium guadalupense* (Brid.) W.R. Buck
Hookeriopsis incurva (Hornsch.) Broth. = *Thamniopsis incurva* (Hornsch.) W.R. Buck
Hookeriopsis langsdorffii (Hook.) A. Jaeger = *Thamniopsis langsdorffii* (Hook.) W.R. Buck
Hookeriopsis minutiretis (Müll. Hal.) Broth. = *Thamniopsis langsdorffii* (Hook.) W.R. Buck
Hookeriopsis rhynchostegioides (Broth.) Broth. = *Thamniopsis langsdorffii* (Hook.) W.R. Buck
Hookeriopsis stenodictyon Sehnem = *Thamniopsis stenodictyon* (Sehnem) Oliveira-e-Silva & O. Yano
Hookeriopsis variabilis (Hornsch. ex Mitt.) A. Jaeger = *Trachyxiphium variabile* (Mitt.) W.R. Buck
Hygrohypnum circinatum Herzog = *Mittenothamnium circinatum* (Herzog) Ochyra
Hymenostomum breutelii (Müll. Hal.) Kindb. = *Weissia breutelii* Müll. Hal.
Hymenostomum riograndense Broth. = *Weissia riograndense* (Broth.) R.H. Zander
Hymenostomum striatum Geh. & Hampe = *Weissia glaziouii* R.H. Zander
Hyophila tortula (Schwägr.) Hampe = *Hyophila involuta* (Hook.) A. Jaeger
Hypnum aquaticum (Hedw.) Jolycl. = *Platyhypnidium aquaticum* (A. Jaeger) M. Fleisch.

- Hypnum malmei* Broth. = *Rhynchostegium malmei* (Broth.) Paris
Hypnum kunerti Broth. = *Rigodium toxarion* (Schwägr.) A. Jaeger
Hypopterygium incrassatolimbatum Müll. Hal. = *Hypopterygium tamarisci* (Sw.) Brid. ex Müll. Hal.
Hypopterygium monoicum Hampe = *Hypopterygium tamarisci* (Sw.) Brid. ex Müll. Hal.
Isopterygium angustirete (Broth.) Broth. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium brachyneuron (Müll. Hal.) Mitt. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium brachyneuroides Broth. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium curvicolle (Müll. Hal.) Mitt. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium curvicolle (Müll. Hal.) Mitt. var. *majus* Broth. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium flaviuscullum (Müll. Hal.) Broth. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium gracillimum (Rehmann) Broth. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium laxum (A. Jaeger) Broth. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Isopterygium longisetum Broth. = *Isopterygium tenerifolium* Mitt.
Isopterygium meteoriaceum (Müll. Hal.) Paris = *Isopterygium tenerifolium* Mitt.
Isopterygium micans (Sw.) Kindb. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
Lepidopilum laxirete Müll. Hal. = *Lepidopilum brevipes* Mitt.
Lepidopilum macrophyllum Sehnem = *Lepidopilum muelleri* (Hampe) Mitt.
Lepidopilum pycnodictyon Müll. Hal. = *Lepidopilum subsubulatum* Geh. & Hampe in Hampe
Lepidopilum stenodictyum Sehnem = *Lepidopilum subsubulatum* Geh. & Hampe in Hampe
Lepidopilum subaurifolium Geh. & Hampe = *Lepidopilum subsubulatum* Geh. & Hampe in Hampe
Leptodontium viticulosoides var. *panamense* (Lorentz) R.H. Zander =
Leptodontium viticulosoides (P. Beauv.) Wijk & Margad. var. *sulphureum* (Lorentz) R.H. Zander
Leucobryum araucarietorum Müll. Hal. = *Leucobryum clavatum* Hampe var. *clavatum*
Lindigia capillacea (Hornsch.) Hampe = *Aerolindigia capillacea* (Hornsch.) M. Menzel
Macrocoma filiforme (Hook. & Grev.) Grout = *Macrocoma orthotrichoides* (Raddi) Wijk & Margad.
Macromitrium brasiliense Mitt. = *Macrocoma brasiliense* (Mitt.) Vitt
Macromitrium didymodon Schwägr. = *Macromitrium richardii* Schwägr.
Macromitrium filiforme (Hook. & Grev.) Schwägr. = *Macrocoma orthotrichoides* (Raddi) Wijk & Margad.
Macromitrium perserratum Bartr. = *Macromitrium argutum* Hampe
Macromitrium quinquefarium Hornsch. = *Cardotiella quinquefaria* (Hornsch.) Vitt
Meiothecium lageniferum Mitt. = *Donnellia lagenifera* (Mitt.) W.R. Buck
Meteoriopsis piligera (Müll. Hal.) Broth. = *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel
Meteoriopsis decurrens (Broth.) Broth. = *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel

- Meteoriopsis implanata* (Mitt.) Broth. = *Zelometeorium ambiguum* (Hornsch. in Mart.) Manuel
- Meteoriopsis patula* (Hedw.) Broth. = *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel
- Meteoriopsis perpatula* Broth. = *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel
- Meteoriopsis recurvifolia* (Hornsch.) Broth. = *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel
- Meteoriopsis remotifolia* (Müll. Hal.) Broth. = *Meteoridium remotifolium* (Müll. Hal.) Manuel
- Meteoriopsis rugulosa* (Ångstr.) Broth. = *Meteoridium remotifolium* (Müll. Hal.) Manuel
- Meteoriopsis widgreniana* (Ångstr. ex Müll. Hal.) Broth. = *Zelometeorium ambiguum* (Hornsch. in Mart.) Manuel
- Meteorium patulum* Hedw. = *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel
- Meteorium widgrenianum* (Müll. Hal.) Broth. = *Zelometeorium ambiguum* (Hornsch.) Manuel
- Microdus exiguus* (Schwägr.) Besch. = *Dicranella exigua* Mitt.
- Microthamnium diminutivum* (Hampe) A. Jaeger = *Chryso-hypnum diminutivum* (Hampe) W.R. Buck
- Microthamnium macrodontium* (Hornsch.) Mitt. = *Mittenothamnium macrodontium* (Hornsch.) Cardot
- Microthamnium reptans* (Hedw.) Mitt. = *Mittenothamnium reptans* (Hedw.) Cardot
- Microthamnium subcampaniforme* (Geh. & Hampe) Kindb. = *Mittenothamnium subcampaniforme* (Geh. & Hampe) Cardot
- Microthamnium antustiretre* Broth. = *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt.
- Microthamnium versipoma* A. Jaeger = *Mittenothamnium versipoma* (Hampe) Cardot
- Mielichhoferia uleana* Müll. Hal. = *Mielichhoferia ulei* Müll. Hal.
- Mnium rostratum* Schrad. = *Plagiomnium rhynchophorum* (Hook.) T.J. Kop.
- Mnium rostratum* var. *americanum* Hampe = *Plagiomnium rhynchophorum* (Hook.) T.J. Kop.
- Mittenothamnium diminutivum* (Hampe) E. Britton = *Chryso-hypnum diminutivum* (Hampe) W.R. Buck
- Mittenothamnium elegantulum* (Hook.) Cardot = *Chryso-hypnum elegantulum* (Hook.) Hampe
- Neckera brevinervis* Broth. = *Neckera villae-ricae* Besch.
- Neckera missionum* Sehnem = *Neckera scabridens* Müll. Hal.
- Neckera undulata* Hedw. = *Neckeropsis undulata* (Hedw.) Reichardt
- Neckeropsis brevinervis* Broth. = *Neckera villae-ricae* Besch.
- Neckeropsis pabstiana* (Müll. Hal.) Broth. = *Neckeropsis disticha* (Hedw.) Kindb.
- Neckeropsis serrophila* Müll. Hal. var. *chlorina* (Müll. Hal.) Broth. = *Neckera villae-ricae* Besch.
- Neckeropsis villae-ricae* (Besch.) Broth. = *Neckera villae-ricae* Besch.
- Orthostichopsis aeruginosa* (Müll. Hal.) Broth. = *Orthostichopsis tenuis* (A. Jaeger) Broth. in Engler & Prantl

- Orthostichopsis tijucae* (Müll. Hal.) Broth. = *Orthostichopsis tenuis* (A. Jaeger) Broth. in Engler & Prantl
- Orthostichopsis uleana* (Müll. Hal.) Broth. = *Orthostichopsis tenuis* (A. Jaeger) Broth. in Engler & Prantl
- Oxyrrhynchium clinocarpum* (Taylor) Broth. = *Eurhynchium clinocarpum* (Taylor) Paris
- Papillaria appressa* (Müll. Hal.) Ångstr. = *Meteorium nigrescens* (Hedw.) Dozy & Molk.
- Papillaria deppei* (Hornsch. ex Müll. Hal.) A. Jaeger = *Meteorium deppei* (Müll. Hal.) Mitt.
- Papillaria henschenii* Müll. Hal. ex Ångstr. = *Meteoridium remotifolium* (Müll. Hal.) Manuel
- Papillaria laxifolia* Müll. Hal. = *Floribundaria plumaria* (Hampe) Fleisch. = *Floribundaria flaccida* (Mitt.) Broth.
- Papillaria nigrescens* (Sw. ex Hedw.) A. Jaeger = *Meteorium nigrescens* (Hedw.) Dozy & Molk.
- Papillaria squamata* Müll. Hal. = *Cryptopapillaria penicillata* (Dozy & Molk.) M. Menzel
- Philonotis gardneri* (Müll. Hal.) A. Jaeger = *Philonotis uncinata* (Schwägr.) Brid. var. *uncinata*
- Philonotis glaucescens* (Hornsch.) Broth. = *Philonotis uncinata* (Schwägr.) Brid. var. *uncinata*
- Philonotis riograndensis* Broth. = *Philonotis uncinata* (Schwägr.) Brid. var. *uncinata*
- Philonotis uncinata* var. *gardneri* (Müll. Hal.) Dism. = *Philonotis gardneri* (Müll. Hal.) A. Jaeger = *Philonotis uncinata* (Schwägr.) Brid. var. *uncinata*
- Pilopogon gracilis* (Hook.) Brid. = *Pilopogon guadaloupensis* (Brid.) J.-P. Frahm
- Pilotrichella araucarieti* Müll. Hal. = *Pilotrichella flexilis* (Hedw.) Ångstr.
- Pilotrichella auricularis* (Müll. Hal.) Broth. = *Orthostichella auricularis* Müll. Hal.
- Pilotrichella mucronatula* (Müll. Hal.) Broth. = *Orthostichella pachygastrella* (Müll. Hal. ex Ångstr.) B.H. Allen
- Pilotrichella nudiramulosa* Müll. Hal. = *Pilotrichella flexilis* (Hedw.) Ångstr. f. *nudiramulosa* (Müll. Hal.) B.H. Allen & Magill
- Pilotrichella pachygastrella* Müll. Hal. ex Ångstr. = *Orthostichella pachygastrella* (Müll. Hal. ex Ångstr.) B.H. Allen
- Pilotrichella pentasticha* (Brid.) Wijk & Margad. = *Orthostichella pentasticha* (Brid.) W.R. Buck
- Pilotrichella squarrolosa* Müll. Hal. var. *crassicaulis* Müll. Hal. = *Pilotrichella squarrolosa* Müll. Hal.
- Pilotrichella subpachygastrella* Broth. = *Orthostichella pachygastrella* (Müll. Hal. ex Ångstr.) B.H. Allen
- Pilotrichella versicolor* (Müll. Hal.) A. Jaeger = *Orthostichella versicolor* (Müll. Hal.) B.H. Allen & W.R. Buck
- Plagiothecium lepidopiladelphus* Müll. Hal. = *Plagiothecium novo-granatense* (Hampe) Mitt.

- Pleurochaete luteola* Besch. = *Pleurochaete squarrosa* (Brid.) Lind. var. *luteola* (Besch.) R.H. Zander
- Polytrichadelphus semiangulatus* (Brid.) Mitt. = *Polytrichadelphus pseudopolytrichum* (Raddi) G.L. Smith
- Polytrichastrum formosum* (Hedw.) G.L. Smith = *Polytrichum commune* L. ex Hedw.
- Polytrichum aristiflorum* Mitt. = *Polytrichum juniperinum* Willd. ex Hedw. var. *juniperinum*
- Polytrichum brasiliense* Hampe = *Polytrichum angustifolium* Mitt.
- Polytrichum gardneri* Müll. Hal. = *Pogonatum pensilvanicum* (Hedw.) P. Beauv.
- Polytrichum juniperinum* Willd. ex Hedw. var. *paulense* (Geh. & Hampe) Herzog = *Polytrichum juniperinum* Willd. ex Hedw. var. *juniperinum*
- Porothamnium ramosissimum* (Hampe) M. Fleisch. = *Porotrichum lancifrons* (Hampe) Mitt.
- Porothamnium flagelliferum* (Hampe) Mitt. = *Porotrichum mutabile* Hampe
- Porotrichum insularum* Mitt. = *Porotrichum mutabile* Hampe
- Porotrichum palustre* Geh. & Hampe = *Porotrichum lancifrons* (Hampe) Mitt.
- Porotrichum patulum* Geh. & Hampe = *Porotrichum lancifrons* (Hampe) Mitt.
- Porotrichum plicatulum* Mitt. = *Porotrichum substriatum* (Hampe) Mitt.
- Porotrichum riograndense* Müll. Hal. = *Porotrichum lancifrons* (Hampe) Mitt.
- Porotrichum anastrephidioides* Müll. Hal. = *Porotrichum substriatum* (Hampe) Mitt.
- Porotrichum angustirameum* Müll. Hal. = *Porotrichodendron superbum* (Taylor) Broth. ex Herzog
- Porotrichum caesium* Mitt. = *Pinnatella caesia* (Mitt.) Broth. in Engler & Prantl
- Porotrichum fasciculatum* (Sw. ex Hedw.) Mitt. = *Thamnobryum fasciculatum* (Hedw.) Sastre
- Porotrichum flavidum* Müll. Hal. = *Porotrichodendron flavidulum* (Müll. Hal.) Broth. in Engler & Prantl
- Prionodon caldensis* Broth. = *Prionodon densus* (Hedw.) Müll. Hal.
- Prionodon kunertii* Müll. Hal. = *Prionodon densus* (Hedw.) Müll. Hal.
- Prionodon ulei* Müll. Hal. = *Prionodon densus* (Hedw.) Müll. Hal.
- Pseudocryphaea flagellifera* (Brid.) E. Britton = *Pseudocryphaea domingensis* (Spreng.) W.R. Buck
- Pseudosymblepharis schimperiana* (Paris) H.A. Crum = *Chionoloma schimperiana* (Paris) M. Menzel
- Puiggariella aurifolia* (Mitt.) Broth. = *Puiggariopsis aurifolia* (Mitt.) M. Menzel
- Rhacocarpus humboldtii* (Hook.) Lindb. = *Rhacocarpus purpurascens* (Müll. Hal.) Paris
- Rhacocarpus rivularis* (Müll. Hal.) Paris = *Rhacocarpus purpurascens* (Müll. Hal.) Paris
- Rhaphidorrhynchium calamicola* (Müll. Hal.) Broth. = *Sematophyllum calamicola* (Müll. Hal.) O. Yano
- Rhaphidostegium cyparissoides* (Hornsch.) Broth. = *Sematophyllum cyparissoides* (Hornsch.) R.S. Williams

- Rhaphidostegium galipense* (Müll. Hal.) Renauld & Cardot = *Sematophyllum galipense* (Müll. Hal.) Mitt.
- Rhaphidostegium panduraefolium* Broth. = *Sematophyllum subdepressum* (Hampe) Broth.
- Rhaphidostegium subsimplex* (Hedw.) Besch. = *Sematophyllum subsimplex* (Hedw.) Mitt.
- Rhizogonium spiniforme* (Hedw.) Bruch = *Pyrrhobryum spiniforme* (Hedw.) Mitt.
- Rigodium araucarieti* Müll. Hal. = *Rigodium toxarion* (Schwägr.) A. Jaeger
- Rigodium araucarieti* var. *catenulatum* Müll. Hal. = *Rigodium toxarion* (Schwägr.) A. Jaeger
- Rigodium hamirameum* Müll. Hal. = *Rigodium toxarion* (Schwägr.) A. Jaeger
- Rigodium pallidum* Sehnem = *Rigodium toxarion* (Schwägr.) A. Jaeger
- Rigodium penicilliferum* Müll. Hal. = *Rigodium toxarion* (Schwägr.) A. Jaeger
- Rigodium pertenuae* Müll. Hal. = *Rigodium toxarion* (Schwägr.) A. Jaeger
- Rigodium riparium* Sehnem = *Helicodontium complanatum* Broth.
- Schlotheimia julacea* Hornsch. = *Schlotheimia rugifolia* (Hook.) Schwägr.
- Schlotheimia martiana* Hornsch. = *Schlotheimia rugifolia* (Hook.) Schwägr.
- Schlotheimia merkelii* Hornsch. = *Schlotheimia rugifolia* (Hook.) Schwägr.
- Schlotheimia ottonis* Schwägr. = *Schlotheimia torquata* (Hedw.) Brid.
- Schlotheimia sprengelii* Hornsch. = *Schlotheimia torquata* (Hedw.) Brid.
- Schlotheimia torquata* (Sw. ex Hedw.) Brid. = *Schlotheimia torquata* (Hedw.) Brid.
- Sciaromium lonchocormum* Paris = *Vittia pachyloma* (Mont.) Ochyra
- Sematophyllum amnigenum* (Broth.) Broth. = *Sematophyllum lithophilum* (Hornsch.) Ångstr.
- Sematophyllum caespitosum* (Hedw.) Mitt. = *Sematophyllum subpinnatum* (Brid.) E. Britton
- Sematophyllum panduraefolium* (Broth.) Broth. = *Sematophyllum subdepressum* (Hampe) Broth. in Engler & Prantl
- Sematophyllum riparioides* E.B. Bartram = *Sematophyllum subdepressum* (Hampe) Broth. in Engler & Prantl
- Sematophyllum robusticaule* (Broth.) Sehnem = *Sematophyllum leucostomum* (Hampe) W.R. Buck
- Sphagnum brachybolax* Warnst. = *Sphagnum palustre* L.
- Sphagnum heterophyllum* Warnst. = *Sphagnum palustre* L.
- Sphagnum macroporum* Warnst. = *Sphagnum erythrocalyx* Hampe var. *erythrocalyx*
- Sphagnum pulchricoma* Müll. Hal. = *Sphagnum recurvum* P. Beauv. var. *recurvum*
- Sphagnum purpuratum* Müll. Hal. ex Warnst. = *Sphagnum capillifolium* (Ehrh.) Hedw. var. *tenerum* (Sull. & Lesq. ex Sull.) H.A. Crum
- Sphagnum weddelianum* Besch. ex Warnst. = *Sphagnum magellanicum* Brid.
- Squamidium gracilescens* Hampe ex Müll. Hal. = *Squamidium brasiliense* (Hornsch.) Broth. in Engler & Prantl
- Squamidium nitidum* (Sull.) Broth. = *Squamidium brasiliense* (Hornsch.) Broth. in Engler & Prantl

Squamidium pilotrichelloides Sehnem = *Orthostichopsis pilotrichelloides* (Sehnem) B.H. Allen & Crosby
Squamidium rotundifolium (Mitt.) Broth. = *Squamidium macrocarpum* (Spruce ex Mitt.) Broth. in Engler & Prantl
Squamidium serricolum (Müll. Hal.) Broth. = *Squamidium brasiliense* (Hornsch.) Broth. in Engler & Prantl
Squamidium turgidum (Müll. Hal.) Broth. = *Squamidium macrocarpum* (Spruce ex Mitt.) Broth. in Engler & Prantl
Stereohypnum thelistegum (Müll. Hal.) Fleisch. = *Chryso-hypnum diminutivum* (Hampe) W.R. Buck
Stereophyllum obtusum Mitt. = *Entodontopsis nitens* (Mitt.) W.R. Buck & Ireland
Syrrhopodon argenteus Broth. = *Syrrhopodon prolifer* var. *acanthoneuron* (Müll. Hal.) Müll. Hal.
Syrrhopodon capillaceus Hampe = *Syrrhopodon prolifer* var. *tenuifolius* (Sull.) Reese
Syrrhopodon spininervis Lindb. = *Syrrhopodon gaudichaudii* Mont.
Thuidium araucariae Müll. Hal. = *Thuidium pseudoprotensum* (Müll. Hal.) Mitt.
Thuidium austro-serpen (Müll. Hal.) Kindb. = *Haplocladium microphyllum* (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl
Thuidium filarium Mitt. = *Thuidiopsis furfurosa* (Hook. f. & Wilson) M. Fleisch.
Thuidium laterculi (Müll. Hal.) Kindb. = *Haplocladium microphyllum* (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl
Thuidium minutulum (Hedw.) Schimp. = *Pelekium minutulum* (Hedw.) Touw
Thuidium molliculum Broth. = *Haplocladium microphyllum* (Hedw.) Broth. in Engler & Prantl
Thuidium subdelicatulum (Hampe) Broth. = *Thuidium pseudoprotensum* (Müll. Hal.) Mitt.
Tortella caespitosa (Schwägr.) Limpr. = *Tortella humilis* (Hedw.) Jennings
Tortula fragilis Taylor = *Syntrichia fragilis* (Taylor) Ochyra
Tortula muricola (Müll. Hal.) Mitt. = *Tortula muralis* Hedw.
Trematodon crispatisissimus Brid. = *Trematodon longicollis* var. *crispatisissimus* (Brid.) Brid.
Trematodon reflexus Müll. Hal. = *Trematodon longicollis* Michx. var. *longicollis*
Weissia viridula Hedw. ex Brid. = *Weissia controversa* Hedw.
Wijkia pilifera (Broth.) O. Yano = *Wijkia flagellifera* (Broth.) H.A. Crum
Zelometeorium recurvifolium (Hornsch.) Manuel = *Zelometeorium patulum* (Hedw.) Manuel

Tabela 2. Lista dos nomes dos municípios e localidades conforme citação original e respectivos nomes atualmente utilizados.

Cachoeira = Cachoeira do Sul
 Capão Seco = Pelotas
 Carazinho, Tapera = Tapera
 Colônia Nova Württemberg, Cruz Alta, Elsenau = Panambi

Colônia Silveira Martins in Val Veneta = Silveira Martins
 Colônia Württemberg = Panambi
 Cruz Alta Eisenau = Panambi
 Dois Irmãos, Cascata São Miguel = Ivoti
 Dois Irmãos, Morro Reuter = Morro Reuter
 Ex-colônia Santo Ângelo = Santo Ângelo
 Flores da Cunha, Otávio Rocha = Otávio Rocha
 Forromeco = São Vendelino
 Hamburger Berg = Novo Hamburgo
 Itacolumi = Gravataí
 Linha São Pedro, Pareci Novo = Pareci Novo
 Montenegro, Estação São Salvador = Salvador do Sul
 Montenegro, Pareci Novo = Pareci Novo
 Montenegro, São Salvador = Salvador do Sul
 Morro Itacolumi, Rio dos Sinos = Gravataí
 Nova Württemberg = Panambi
 Novo Hamburgo, Estância Velha = Estância Velha
 Rincão dos Vallo = Cruz Alta
 Porto Alegre, Parque Saint Hilaire = Viamão
 São Francisco de Paula, Jaquirana = Jaquirana
 São Leopoldo, Portão = Portão
 São Leopoldo, São Salvador = Salvador do Sul
 São Luiz das Missões = São Luiz Gonzaga
 São Luiz das Missões, Bossoroca = Bossoroca
 São Salvador = Salvador do Sul
 Sepé = São Sepé
 Tenente Portela, Parque Estadual do Turvo = Derrubadas
 Vila Scharlau = São Leopoldo

Referências bibliográficas

- AHMED, J. & FRAHM, J.-P. 2002. New records of *Campylopus extinctus* J.-P. Frahm (Musci, Dicranaceae) from SE-Brazil. *Tropical Bryology* 22: 47-48.
- ALLEN, B.H. & CROSBY, M.R. 1986. Revision of the genus *Squamidium* (Musci: Meteoriaceae). *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 61: 423-476.
- ALLEN, B.H. & MAGILL, R.E. 2007. A revision of *Orthostichella* (Neckeraceae). *The Bryologist* 110(1): 1-45.
- ÅNGSTR., J. 1876. Primae lineae muscorum cognoscendorum, qui ad Caldas Brasília sunt collecti. I. Musci frondose et Sphagna. II. Hepaticae. *Öfversigt af Kugl Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar* 33: 3-55; 33: 77-92.
- ATWOOD, J. 2007. *A taxonomic revision of Schlotheimia subgenus Stegotheca*. Dissertação de Mestrado, University of Missouri. Saint Louis.
- BACKES, A. 1983. Dinâmica do pinheiro brasileiro. *Iheringia, série Botânica*, 30: 49-84.
- BARTRAM, E.B. 1952. New mosses from southern Brazil. *Journal of the Washington Academy of Sciences* 42(6): 178-182.
- BASTOS, C.J.P. & VILLAS BÔAS-BASTOS, S.B. 2008a. Musgos acrocárpicos e cladocárpicos (Bryophyta) da Reserva Ecológica da Michelin, Igrapiúna, Bahia, Brasil. *Sitientibus, série Ciências Biológicas* 8(3-4): 275-279.

- BASTOS, C.J.P. & VILLAS BÔAS-BASTOS, S.B. 2008b. Hepáticas (Marchantiophyta) da Reserva Ecológica da Michelin, Igrapiúna, Bahia, Brasil. *Sitientibus, série Ciências Biológicas* 8(3-4): 280-293.
- BAUER, E. 1905a. Laub- und Lebermoose von Porto Alegre. Verzeichnis der von ed. M. Reineck und Jos Czermak 1897-1899 in Brasilien gesammelten Bryophyten. *Verhandlungen Zoo-botanische Gesellschaft in Wien* 55: 575-580.
- BAUER, E. 1905b. Musci Alegrensens. Enumération de mousses et d'hépatiques récoltées par M. et Martin Reineck et M. Josef Czermak en 1897-1899 au Brésil, par E. Bauer (Smichow. Prague). *Revue Bryologique* 32: 11.
- BAUER, E. 1929. Musci Alegrensens récoltées par Ed.-M. Reineck et M.J. Czermack en 1897-1899. *Revue Bryologique* 2: 44-46.
- BISCHLER, H. 1969. Le genre *Drepanolejeunea* Steph. en Amérique Centrale et Méridionale - II. *Revue Bryologique et Lichénologique* 35 (1-4): 95-134.
- BISCHLER, H. 1967. Le genre *Leptolejeunea* (Spruce) Steph. en Amérique. *Nova Hedwigia* 17: 265-350.
- BISCHLER, H. 1979. *Plagiochasma* Lehm. et Lindenb. III. Les taxa d'Asie et d'Océanie. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 45: 25-79.
- BISCHLER-CAUSSE, H., GRADSTEIN, S.R., JOVET-AST, S., LONG, D.G. & ALLEN, N.S. 2005. Marchantiidae. *Flora Neotropica, Monograph* 97: 214-218.
- BIZOT, M. & PIOVANO, G.I.M.C. 1953. Musi brasiliense. *Dusenya* 4(5, 6): 443-452.
- BORDIN, J. & YANO, O. 2009a. Briófitas do centro urbano de Caxias do Sul, Rio Grande do Sul, Brasil. *Hoehnea* 36(1): 7-71.
- BORDIN, J. & YANO, O. 2009b. Novas ocorrências de antóceros e hepáticas para o Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 32(2): 189-211.
- BORDIN, J. & YANO, O. 2009c. Novas ocorrências de musgos (Bryophyta) para o Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 32(3): 455-477.
- BRIDSON, G.D.R. & SMITH, E.R. 1991. *Botânico-Periodicum-Huntianum/Supplementum*. Hunt Institute for Botanical Documentation, Pittsburg, 1068 p.
- BROTHERUS, V.F. 1900. Dei Laubmoose du Ersten Regnellschen Expedition. *Bihang till Kungl Svenska Vetenskaps Akademiens Handlingar* 26(7): 1-65.
- BROTHERUS, V.F. 1924a. Musci (Laubmoose) 1. Hälfte. In: A. Engler & K. Prantl. *Die Natürlichen Pflanzenfamilien* 10: 1- 478. Dunker & Humblot, Berlin.
- BROTHERUS, V.F. 1924b. Musci (Laubmoose). In: Ergebnisse der botanischen Expedition der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften nach Südbrasilien 1901, herausgegeben von Prof. ver. V. Schiffner. *Denkschriften der Akademie der Wissenschaften* 83: 25-358.
- BROTHERUS, V.F. 1925. Musci (Laubmoose) 2. Hälfte. In: A. Engler & K. Prantl. *Die Natürlichen Pflanzenfamilien* 11: 1- 542.
- BRUGGEMAN-NANNENGA, M.A. & PURSELL, R.A. 1990. The *Fissidens radicans* complex (Section *Amblyothallia*) in the neotropics and paleotropics. *The Bryologist* 93(3): 332-340.
- BRUGGEMAN-NANNENGA, M.A., PURSELL, R.A. & IWATSUKI, Z. 1994. A re-evaluation of *Fissidens* subgenus *Serridium* section *Amblyothallia*. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 77: 255-271.
- BRUMMITT, R.K. & POWELL, C.E. (eds). 1992. *Authors of plant names*. Royal Botanic Gardens, Kew, 732 p.
- BUCK, W.R. 1986. *Wijkia* (Sematophyllaceae) in the New World. *Hikobia* 9: 297-303.
- BUCK, W.R. 1998. Pleurocarpous Mosses of the West Indies. *Memoirs of The New York Botanical Garden* 82: 1-400.
- BUCK, W.R. & GOFFINET, B. 2000. *Morphology and classification of mosses*. In: A.J. Shaw & B. Goffinet (eds.). *Bryophyte Biology*. Cambridge University Press, Cambridge. pp. 71-123.

- BUCK, W.R. & SCHÄFER-VERWIMP, A. 1991. A reassessment of *Schraderobryum* (Sematophyllaceae). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Botânica* 7: 645-654.
- BUENO, R.M. 1984. *Gêneros de Jungermanniales (excl. Lejeuneaceae) no Rio Grande do Sul, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- BUENO, R.M. 1986. O gênero *Balantiopsis* Mitt. (Hepaticopsida) no Brasil. *Rickia* 13: 29-33.
- CÂMARA, P.E.A.S. & MAGILL, R.E. 2009. A review of *Dimerodontium* (Fabroniaceae). *The Bryologist* 112(2): 301-307.
- CAO, T., ZUO, B., GUO, S-L., HYVÖNEN, J. & VIRTANEN, V. 2006. New synonyms and combinations in the genus *Ptychomitrium* (Bryopsida: Ptychomitriaceae). *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 100: 41-52.
- CASTLE, H. 1962. A revision of the genus *Radula*. Part. 2. Subgenus *Acroradula*. Section 7. Ligulatae. *Revue Bryologique et Lichénologique* 31(3-4): 139-151.
- CASTLE, H. 1964. A revision of the genus *Radula*. Part. 2. Subgenus *Acroradula*. Section 9. Densifoliae. *Revue Bryologique et Lichénologique* 33(3-4): 328-398.
- CHURCHILL, S.P. 1988. *A revision of the moss genus Lepidopilum (Callicostaceae)*. Tese de Doutorado. The City University of New York, New York. 293 p.
- COSTA, D.P. 1999. *Metzgeriaceae (Metzgeriales, Hepatophyta) no Brasil*. Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- COSTA, D.P. 2008. Metzgeriaceae (Hepaticae). *Flora Neotropica, Monograph* 102: 1-169.
- COSTA, D.P. & GRADSTEIN, S.R. 2000. On status of *Metzgeria angusta* Steph., a poorly known neotropical taxon. *The Bryologist* 103(4): 757-759.
- CRANDALL-STOTLER, B. & STOTLER, R.E. 2000. *Morfology and classification of the Marchantiophyta*. In: A. J. Shaw & B. Goffinet (eds.). *Bryophyte Biology*. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 21-70.
- CROSBY, M.R., ALLEN, B.H. & MAGILL, R.E. 1985. A revision of the moss genus *Hypnella*. *The Bryologist* 88(2): 121-129.
- CRUM, H.A. 1986. Sphagnaceae. In: G.S. Mogensen, ed. *Illustrated moss flora of arctic North America and Greenland*. 2. Meddel. Grønland, *Bioscience* 18: 1-61.
- CRUM, H.A. 1987. New species of *Sphagnum* from South America. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 63:77-97.
- DISMIER, M.G. 1884. Revision des *Philonotis* de l'Amerique. *Mémoires Société Botanique de France* 17(2): 1-37 pp.
- ENGEL, J.J. 1978. A taxonomic and phytogeographic study of Brunswick Peninsula (Strait of Magellan). Hepaticae and Anthocerotae. *Fieldiana Botany* 41: 1-310.
- ENGEL, J.J. 1980. A monograph of *Clasmatocolea* (Hepaticae). *Fieldiana Botany, new series* 3: 1-229.
- EVANS, A.W. 1925. The Labate species of *Symphyogyna*. *Transaction of the Connecticut of Academy Arts of Science* 27: 1-50.
- FARIAS, H.C. 1982. *A família Polytrichaceae no Rio Grande do Sul, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- FARIAS, H.C. 1984. A família Polytrichaceae no Rio Grande do Sul, Brasil. I. Taxonomia. *Iheringia, série Botânica* 32: 77-89.
- FARIAS, H.C. 1987. A família Polytrichaceae no Rio Grande do Sul, Brasil II: Anatomia do gametófito. *Iheringia, série Botânica* 36: 75-82.
- FRAHM, J.-P. 1975. Conspectus der Mittel-und Südamerikanischer *Campylopus*-Arten (Dicranaceae). *Bryophytorum Bibliotheca* 5: 3-143.
- FULFORD, M.H. 1963. Manual of the leafy Hepaticae of Latin America - Part I. *Memoirs of The New York Botanical Garden* 11(1):1-172.

- FULFORD, M.H. 1966. Manual of the leafy Hepaticae of Latin America - Part 2. *Memoirs of The New York Botanical Garden* 11(2):173-276.
- FULFORD, M.H. 1976. Manual of the Leafy Hepaticae of Latin America Part IV. *Memoirs of The New York Botanical Garden* 11(4): 420-485.
- FRAHM, J.-P. 1979. Die *Campylopus*-Arten Brasiliens. *Revue Bryologique et Lichénologique* 45(2): 127-178.
- FRAHM, J.-P. 1991. Dicranaceae: Campylopodioideae, Paraleucobryoideae. *Flora Neotropica, Monograph* 54: 1-238.
- GIACOMINI, V. 1955. Sull autonomia specifica e sul ciclo di forme di *Campylopus polytrichoides* De Not. *Atti dele Istituto Botanico della Università e Labratorio Crittogamico di Pavia* 13(1): 1-41.
- GIANCOTTI, C. & VITAL, D.M. 1989. Flora briofítica da reserva biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, São Paulo: 1- Lejeuneaceae (Hepaticopsida). *Acta Botanica Brasilica* 3(2 supl.): 169-177.
- GRADSTEIN, S.R. 1994. Lejeuneaceae: Ptychantheae, Brachiolejeuneae. *Flora Neotropica, Monograph* 62: 1-216.
- GRADSTEIN, S.R. & BUSKES, G.M.C. 1985. A revision of Neotropical *Archilejeunea* (Spruce) Schiffn. *Beiheft zur Nova Hedwigia* 80: 89-112.
- GRADSTEIN, S.R. & COSTA, D.P. 2003. The Hepaticae and Anthocerotae of Brazil. *Memoirs of The New York Botanical Garden* 87: 1- 318.
- GRADSTEIN, S.R. & SIPMAN, H.J.M. 1978: Taxonomy and World Distribution of *Campylopus introflexus* and *C. pilifer* (= *C. polytrichoides*): a New Synthesis. *The Bryologist* 81(1): 114-121.
- GRIFFIN III, D.G. 1974. The genus *Prionodon* (Musci) in Brazil. *Rickia* 6: 9-19.
- GROLLE, R. 1956. Revision der *Clasmatocolea* Arten. *Revue Bryologique et Lichénologique* 25: 288-303.
- GROLLE, R. 1963. Über *Kurzia* v. Martens. *Revue Bryologique et Lichénologique* 32(1-4): 166-180.
- GROLLE, R. 1989. Über *Asterella* subg. *Brachyblepharis* in Lateinamerika. *Wissenschaftliche Zeitschrift der Friedrich-Schiller-Universität Jena/Thüringen. Mathematische naturwissenschaftliche Reihe* 38: 231–239.
- HAMPE, E. 1879. Enumeration muscorum hactenus in provinciis Brasiliensibus Rio de Janeiro et São Paulo detectorum. *Videnskabelingen Meddelelser fra Dansk naturhistorisk Forening i Kjøbenhavn* 26: 73-164.
- HÄSSEL DE MENÉNDEZ, G.G. 1961. Las espécies Argentinas del género *Symphyogyna*. *Boletim de la Sociedad Argentina de Botánica* 9: 293-260.
- HÄSSEL DE MENÉNDEZ, G.G. 1962. Estudio de las Anthocerotales y Marchantiales de la Argentina. *Opera Lilloana* 7:1-297.
- HEDENÄS, L. 2003. Amblystegiaceae (Musci). *Flora Neotropica, Monograph* 89: 1-107.
- HEINRICHS, J. 2002. A taxonomic revision of *Plagiochila* sect. *Hylacoites*, sect. *Adiantoides* and Sect. *Fuscoluteae* in the Neotropics with a preliminary subdivision of Neotropical Plagiochilaceae into nine lineages. *Bryophytorum Bibliotheca* 58: 1-184.
- HELL, K.G. 1967. *Briófitas talosas dos arredores da cidade de São Paulo (Brasil)*. Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo. 225p.
- HELL, K.G. 1969. Briófitas talosas dos arredores da cidade de São Paulo (Brasil). *Boletim de Botânica da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade de São Paulo* 335(25): 11-87.
- HERZOG, T. 1937. Neue Hepaticae aus Südamerika. *Broteria* 6(33): 17-23.
- HERZOG, T. 1949. Miscellanea Bryologica 1. Neotropica. *Memoranda Societatis pro Fauna et Flora Fennica* 25: 43-72.
- HIRAI, R.Y., YANO, O. & RIBAS, M.E.G. 1998. Musgos da mata residual do Centro Politécnico (Capão da Educação Física), Curitiba, Paraná, Brasil. *Boletim do Instituto de Botânica* 11: 81-118.

- HORNSCHUCH, C.F. 1840. *Musci*. In Martius. Flora Brasiliensis enumeratio plantarum in Brasilia hactenus detectarum quas suis aliorumque botanicorum studies descriptas et methodo naturali digestas partion icone illustratas. Vol. 1(2): 1-712, Bryophyta 1-100.
- IRELAND, R.R. & BUCK, W.R. 2009. Some Latin American genera of Hypnaceae (Musci). *Smithsonian Contributions to Botany* 93: 1-97.
- JIMÉNEZ, J., ROS, R.M., CANO, M.J. & GUERRA, J. 2005. A new evaluation of the genus *Trichostomopsis* (Pottiaceae, Bryopsida). *Botanical Journal of the Linnean Society* 147: 117-127.
- JOVET-AST, S. 1991. *Riccia* (Hépatiques, Marchantiales) d'Amérique Latine. Taxons du sous-genre *Riccia*. Cryptogamie, *Bryologie et Lichénologie* 12:189-370.
- KLAZENGA, N. 2008. Report of the Nomenclatural Committee for Bryophyta: 9. *Taxon* 57(2): 639-640.
- KRUIJER, J.D. 2002. Hypopterygiaceae of the world. *Blumea, suppl.* 13: 1-388.
- KRUIJT R.C. & GRADSTEIN S.R. 1986. Studies on Lejeuneaceae subfam. Ptychanthoideae X. On *Brachiolejeunea phyllorhiza* (Nees) Kruijt & Gradstein comb. nov. (Hepaticae). *Nova Hedwigia* 43: 299-309.
- KUWAHARA, Y. 1986. The Metzgeriaceae of the Neotropics. *Bryophytorum Bibliotheca* 28: 1- 254.
- LEMOS-MICHEL, E. 1980. O gênero *Frullania* (Hepaticopsida) no Rio Grande do Sul, Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- LEMOS-MICHEL, E. 1983. *Frullania* (Jungermanniales, Hepaticopsida) no Rio Grande do Sul. *Revista Brasileira de Botânica* 6(2): 115-123.
- LEMOS-MICHEL, E. 1999. Briófitas Epífitas sobre *Araucaria angustifolia* (Bert.) Kuntze no Rio Grande do Sul, Brasil. Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- LEMOS-MICHEL, E. 2001. *Hepáticas Epífitas sobre o pinheiro-brasileiro no Rio Grande do Sul*. Editora da Universidade, Porto Alegre, 191 p.
- LEMOS-MICHEL, E. & BUENO, R.M. 1992. O gênero *Bazzania* S.F. Gray (Hepaticae) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Hoehnea* 19 (1-2): 143-149.
- LEMOS-MICHEL, E. & YANO, O. 1998. O gênero *Bryopteris* (Hepatophyta) no Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 12(1): 5-24.
- LEWINSKY, J. 1984. *Orthotrichum* Hedw. in South America 1. Introduction and taxonomic revision of taxa with immersed stomata. *Lindbergia* 10: 65-94.
- LEWINSKY, J. 1987. *Orthotrichum* (Orthotrichaceae) in South America 2. Taxonomic revision of taxa with superficial stomata. *Memoirs of The New York Botanical Garden* 45: 326-370.
- LIN, S. 1983. A taxonomic revision of Phyllogoniaceae (Bryopsida) Part I. *Journal Taiwan Museum* 36(2): 37-86.
- LINDMAN, C.A.M. 1906. *A vegetação no Rio Grande do Sul*. Typographia da Livraria Universal, Porto Alegre.
- LORSCHUITTER, M.L. 1973. Hepáticas folhosas primitivas, novas para o Rio Grande do Sul. *Iheringia, série Botânica* 17: 3-17.
- LORSCHUITTER-BAPTISTA, M.L. 1977. Flora Ilustrada do Rio Grande do Sul. XIII. Lejeuneaceae. *Boletim do Instituto de Ciências Biológicas, Série Botânica* 36(5): 1-139.
- LUISIER, A. 1912. Esboço de Sphagnologia Brasileira. *Broteria, série Botânica* 10: 141-172.
- LUISIER, A. 1941. Contribuições para o conhecimento da flora briológica do Brasil. *Broteria, série Ciências Naturais* 10(3): 114-132.
- LUIZI-PONZO, A.P. 1995. *Morfologia de esporos da família Dicranaceae (Bryopsida - Bryophyta)*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro/Museu Nacional, Rio de Janeiro.
- LÜTH, M. & SCHÄFER-VERWIMP, A. 2004. Additions to the Bryophyte Flora of the Neotropics. *Tropical Bryology* 25: 7-17.
- MANUEL, M.G. 1977. A monograph of the genus *Zelometeorium* Manuel, gen. nov. (Bryopsida: Meteoriaceae). *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 43: 107-126.

- MARINHO, M.G.V. 1987. *Bryopsida na reserva florestal do IBDF João Pessoa, Paraíba, Brasil*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Pernambuco, Recife. 224p.
- MATTERI, C.M. 1973. Revision de las Hypopterygiaceae (Musci) Austrosudamericanas. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 15(2-3): 229-250.
- MONTAGNE, C. 1839. Cryptogame brasiilienses seu Plantae cellulares quas initinere per Brasilian à celeb. Auguste de Saint-Hilaire collectas recensuit observationibusque nonnullis illustravit. *Annales des Sciences naturelles, Botanique* 11-12: 42-55.
- MÜLLER, C. 1897. Symbolae ad Bryologiam Australiae I. *Hedwigia* 36: 331-365.
- MÜLLER, C. 1900. Symbolae ad bryologian Brasiliae et regionum vicinarum. *Hedwigia* 39: 235-289.
- MÜLLER, C. 1901a. Symbolae ad bryologian Brasiliae et regionum vicinarum. *Hedwigia* 40: 55-99.
- MÜLLER, C. 1901b. *Genera Muscorum Frondosorum*. Leipzig.: 1-VII+1-474.
- MUÑOZ, J. 1999. A revision of *Grimmia* (Musci, Grimmiaceae) in the Americas 1: Latin America. *Annales of the Missouri Botanical Garden* 86: 118-191.
- OCHI, H. 1974. Some Bryaceous "Old World" mosses, also distributed in the New World. *The Journal of the Faculty of University* 29(2): 49:154.
- OCHI, H. 1980. A revision of the Neotropical Bryoideae, Musci (First Part). *Journal of the Faculty of Education of Tottori University* 29(2): 45-154.
- OCHI, H. 1981. A revision of the Neotropical Bryoideae, Musci (Second Part). *Journal of the Faculty of Education of Tottori University* 30: 21-55.
- OCHYRA, R. 1999. New combinations in neotropical mosses. *Fragmenta Floristica et Geobotanica* 44: 255-259.
- OLIVEIRA, P. L. 1973. Espécies do gênero *Radula* Dumortier ocorrentes no Rio Grande do Sul, Brasil (Hepáticas). *Iheringia, série Botânica* 18: 48-53.
- OLIVEIRA-E-SILVA, M.I.M.N. & YANO, O. 2000. Musgos de Mangaratiba e Angra dos Reis, Rio de Janeiro, Brasil. *Boletim do Instituto de Botânica* 14: 1-137.
- PERALTA, D.F. 2009. *Polytrichaceae (Polytrichales, Bryophyta) do Brasil*. Tese de Doutorado. Insituto de Botânica, São Paulo. 170p.
- PERALTA, D.F. & ATHAYDE FILHO, F.P. 2008. Briófitas corticícolas de mata ciliar ao longo do Rio Uruguai, antes do alagamento da área pela Barragem de Itá, entre Santa Catarina e Rio Grande do Sul, Brasil. *Hoehnea* 35(3): 411-418.
- PERALTA, D.F. & VITAL, D.M. 2006. Archidiaceae (Archidiales) do Brasil. *Boletim do Instituto de Botânica* 18: 17-32.
- PERALTA, D.F. & YANO, O. 2009. On the occurrence of *Notoligotrichum minimum* (Cardot) G.L. Smith and *Oligotrichum canaliculatum* (J.D. Hook. & Arnott) Mitt. (Polytrichaceae) in Brazil. *Tropical Bryology (submitted)*.
- PERALTA, D.F., BORDIN, J. & YANO, O. 2008. Novas ocorrências de briófitas nos estados brasileiros. *Hoehnea* 35(1): 123-158.
- PIOVANO, G. 1958. Muschi Santacatarinensi. *Sellowia* 10(9): 87-115.
- PROSKAUER, J. 1957[1958]. *Nachtrag zur Familie Anthocerotaceae*. In: K. Müller, [Die Lebermoose Europas, Vol. II] Dr. L. Rabenhorst's Kryptogamen-Flora von Deutschland, pp. 1303-1319. Österreich und der Schweiz, 3 Auflage, VI. Band, 2 Abteilung. Geest & Portig, Leipzig.
- PURSELL, R.A. 1987. A Taxonomic Revision of *Fissidens* Subgenus *Octodiceras* (Fissidentaceae). *Memoirs of The New York Botanical Garden* 45: 639-660.
- PURSELL, R.A. 1994. Taxonomic Notes on Neotropical *Fissidens*. *The Bryologist* 97(3): 253-271.
- PURSELL, R.A. 2007. Fissidentaceae. *Flora Neotropica, Monograph* 101: 1-278.
- PURSELL, R.A. & VITAL, D.M. 1986. Distribution adumbrations of *Fissidens* in the Neotropics. *The Bryologist* 89(4): 300-301.

- PURSELL, R.A., BRUGGEMAN-NANNENGA, M.A & ALLEN, B.H. 1988. A taxonomic revision of *Fissidens* subgenus *Sarawakia* (Bryopsida: Fissidentaceae). *The Bryologist* 91(3): 202–213.
- PUTZKE, J. *Briófitas (Lato Senso) no Rio Grande do Sul*. Disponível em <http://br.geocities.com/jrputzkebr/briofita.html>. Acesso em 07. ago. 2009.
- RAO, P. 2001. Monographic studies on *Cryphaea* (Bryopsida). *Bryobrothera* 7: 1-112.
- REESE, W.D. 1993. Calymperaceae. *Flora Neotropica, Monograph* 58:1-102.
- REINER-DREHWALD, M.E. 1994. El género *Radula* (Radulaceae, Hepaticae) en el Noreste de Argentina. *Tropical Bryology* 9: 5-22.
- REINER-DREHWALD, M.E. & SCHÄFER-VERWIMP, A. 2008. On *Inflatolejeunea*, *Lejeunea* species with eplicate perianths and *Lejeunea talamancensis* sp. nov. from Costa Rica (Lejeuneaceae). *Nova Hedwigia* 87(3-4): 387-420.
- ROTH, G. 1911. Die aussereuropäischen Laubmoose: 1: 1-272.
- RUSHING, A.G. 1986. A revision of the genus *Bruchia* Schwägr. (Musci). *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 60: 35-83.
- SASTRE-DE-JESUS, I. 1987. *A revision of the Neckeraceae Schimp. and the Thamnobryaceae Margad. & Dur. in the Neotropics*. Tese de Doutorado, City University New York, New York.
- SCHÄFER-VERWIMP, A. 1996. New or interesting records of Brazilian Bryophytes, V. *Candollea* 51(2): 283-302.
- SCHÄFER-VERWIMP, A. 1998. Zur Kenntnis der *Sphagnum*. Flora Brasiliens mit Beschreibung von *Sphagnum crumii* sp. nov. und *Sphagnum delamboyense* sp. nov. *Nova Hedwigia* 67(3-4): 409-419.
- SCHÄFER-VERWIMP, A. & GIANCOTTI, C. 1993. New or interesting records of Brazilian bryophytes, IV. *Hikobia* 11: 285-292.
- SCHÄFER-VERWIMP, A. & VITAL, D.M. 1989. New or interesting records of Brazilian bryophytes. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 66: 25 – 31.
- SCHIFFNER, V. 1908. Über einige südamerikanische Riccien. *Österreichischen Botanischen Zeitschrift*, Wien 58(12): 462-466.
- SCHIFFNER, V. & ARNELL, S. 1964. Ergebnisse der Botanischen Expedition der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften nach Südbrasilien 1901. II. Band. (Thallophyta und Bryophyta). Hepaticae. *Österreichische Akademie der Wissenschaften Mathematisch-Naturwissenschaftliche Klasse, Kenkschriften* 111: 1-156, Taf. I-XIV. (Supplemented by S. Arnell after the death of V. Schiffner).
- SEHNEM, A. 1953. Bryologia riograndensis. I. Elementos austral-antárticos da flora briológica do Rio Grande do Sul. In: *Anais Botânicos do Herbário "Barbosa Rodrigues"*. Itajaí 5: 95-106.
- SEHNEM, A. 1955. Vegetationsbild der Laubmoose von Rio Grande do Sul, Brasilien. *Mitteilungen der Thüringischen Botanischen Gesellschaft* 1(2-3): 208-221.
- SEHNEM, A. 1969. Musgos Sul-Brasileiros. I. *Pesquisas, Botânica* 27: 1-36.
- SEHNEM, A. 1970. Musgos Sul-brasileiros II. *Pesquisas, Botânica* 28: 1- 106.
- SEHNEM, A. 1972. Musgos Sul-Brasileiros III. *Pesquisas, Botânica* 29: 1-70.
- SEHNEM, A. 1976. Musgos Sul-Brasileiros IV. *Pesquisas, Botânica* 30: 1-79.
- SEHNEM, A. 1978. Musgos Sul-Brasileiros V. *Pesquisas, Botânica* 32: 1-170.
- SEHNEM, A. 1979. Musgos Sul-Brasileiros VI. *Pesquisas, Botânica* 33: 1-149.
- SEHNEM, A. 1980. Musgos Sul-Brasileiros VII. *Pesquisas, Botânica* 34: 1-121.
- SILVA, M.P. & PÓRTO, K.C. 2009. Effect of fragmentation on the community structure of epixylic bryophytes in Atlantic forest remnants in the Northeast of Brazil. *Biodiversity and Conservation* 18: 317-337.
- SMITH, G.L. 1976. Neotropical Polytrichaceae 5. *The Bryologist* 79(4): 518-520.
- SO, M.L. 2005. *Porella* (Porellaceae, Marchantiophyta) in Latin America. *New Zealand Journal of Botany* 43: 301-321.

- SPRUCE, R. 1889. Hepaticae novae americanae tropical et aliae, a Ricardo Spruce descriptae 2. *Bulletin de la Société Botanique de France* 36(suppl.): 188-224.
- STARK, L.R. 1987. A taxonomic monograph of *Forsstroemia* Lindb. (Bryopsida: Leptodontaceae). *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 63: 133-218.
- STEPHANI, F. 1896. Hepaticarum Species novae IX. *Hedwigia* 35: 73-140.
- STEPHANI, F. 1897. Die Lebermoose der I. Regnellschen Expedition nach Südamerika. Mit einer geographischen Einleitung von C. A. M. Lindman. *Bihang till K. svenska VetenskapsAkademiens Handlingar* 23 Af. 3(2): 1-36.
- STEPHANI, F. 1898. Species Hepaticarum. *Bulletin of the Herbarium Boissier* 8(1-4): 309-343.
- STEPHANI, F. 1899. Species Hepaticarum. *Bulletin of the Herbarium Boissier* 7(1-2): 84-110, 198-225, 381-407, 655-695, 727-764, 927-956.
- STEPHANI, F. 1900. Beiträge zur Lebermoosflora Westpatagoniens und des südlichen Chile. *Bihang till K. svenska VetenskapsAkademiens Handlingar* 26 Af. 3(6): 1-69.
- STEPHANI, F. 1909. Species Hepaticarum. *Bulletin of the Herbarium Boissier* 9: 1-99, 517-693.
- STEPHANI, F. 1910. *Madotheca in Species Hepaticarum*, Vol. 6: 243-315. Genève et Bale.
- STEPHANI, F. 1911. Botanische Ergebnisse der schwedischen Expedition nach Patagonia und der Feuerlande 1907-1909. II Die Lebermoose. *Bihang till K. svenska VetenskapsAkademiens Handlingar* 46(9): 1-92.
- STEPHANI, F. 1913. *Species Hepaticarum* 5: 178-480.
- STEPHANI, F. 1914. *Species Hepaticarum* 5: 481-705.
- STEPHANI, F. 1915. *Species Hepaticarum* 5: 706-848.
- STEPHANI, F. 1916. *Species Hepaticarum* 5: 849-1006.
- STOTLER, R.E. 1970. The genus *Frullania* subgenus *Frullania* in Latin America. *Nova Hedwigia* 18:397-555.
- STOTLER, R.E. & CRANDALL-STOTLER, B. 1974. A monograph of the genus *Bryopteris* (Swartz) Nees von Esenbeek. *Bryophytorum Bibliotheca* 3:1-159.
- STOTLER, R.E. & CRANDALL-STOTLER, B. 2005. A revised classification of the Anthocerotophyta and a checklist of the hornworts of North America, North of Mexico. *The Bryologist* 108(1): 16-26.
- STOTLER, R., CARGILL, C.D., BRAY, J.Jr. & CRANDALL-STOTLER, B. 2005. Proposal to conserve the names *Fossombronia caespitiformis* and *Jungermannia angulosa* with conserved types (Marchantiophyta: Fossombroniaceae). *Taxon* 54(2): 546-548.
- TEEUWEN, M. 1989. A revision of the genus *Odontolejeunea* (Spruce) Schiffn. (Lejeuneaceae, Hepaticae). *Nova Hedwigia* 48(1-2): 1-32.
- THÉRIOT, I. 1935(1936). Contribution a la flore bryologique du Chili. *Revista Chilena de Historia Natural* 39: 16-21.
- TIXIER, P. 1991. Bryophyta exótica - 9. Quelques Lejeuneaceae (Hepatiques) nouvelles pour l'Amérique du Sud. *Candollea* 46: 267-302.
- ULE, H. 1899. *Die Verbreitung der Torfmoose und Moore in Brasilien*. In: Engler Systematik, Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie. Botanische.
- WARNSTORF, C. 1898. Beiträge zum Kenntniss exotischen und europäischer Torfmoose. *Botanische Centralblatt* 76(12): 385-390.
- WARNSTORF, C. 1911. Sphagnales-Sphagnaceae. *Das Pflanzenreich* 51: 5-546.
- WARNSTORF, C. 1916. Bryophyta nova europaea et exotica. *Hedwigia* 57: 62-131.
- WELCH, W.H. 1960. *A monograph of the Fontinalaceae*. The Hague, Martinus Nijhoff. 1-57.
- VALENTE, E.B., PÔRTO, K.C., VILLAS BÔAS-BASTOS, S.B. & BASTOS, C.J.P. 2009. Musgos (Bryophyta) de um fragmento de Mata Atlântica na Serra da Jibóia, município de Santa Terezinha, BA, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 23(2): 369-375.
- VAN SLAGEREN, M.W.S.J.M. 1985. *A taxonomic monograph of the genera Brachiolejeunea and Frullanoides (Hepaticae) with a SEM analysis of the sporophyte in the Ptychanthoideae*. 309 p.

- VAN SLAGEREN, M.W.S.J.M. & GRADSTEIN, S.R. 1981. Studies on Lejeuneaceae subfam. Ptychanthoideae. VII. Paraphyllia in *Brachyolejeunea laxifolia* (Tayl.) Schiffn. *Journal of Bryology* 11: 463-466.
- VATTIMO, I. 1968. Notas Fitogeográficas I: Lista das espécies sul-americanas de Sphagnaceae (Bryophyta, Musci). *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro* 12 (3): 97-103.
- VATTIMO, I. 1970. Notas Fitogeográficas II: Localidades sul-americanas de Sphagnaceae (Bryophyta, Musci). *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro* 13 (5-6): 161-165.
- VAZ, T.F. & COSTA, D.P. 2006a. Os gêneros *Brymela*, *Callicostella*, *Crossomitrium*, *Cyclodictyon*, *Hookeriopsis*, *Hypnella* e *Trachyxiphium* (Pilotrichaceae, Bryophyta) no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 20(4): 955-973.
- VAZ, T.F. & COSTA, D.P. 2006b. Os gêneros *Lepidopilidium*, *Lepidopilum*, *Pilotrichum* e *Thamniopsis* (Pilotrichaceae, Bryophyta) no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 20(4): 975-993.
- VAZ-IMBASSAHY, T.F. & COSTA, D.P. 2009. New combinations and new synonyms in Pilotrichaceae (Bryophyta). II. *Nova Hedwigia* 88(3-4): 465-474.
- VIANNA, E.C. 1970. Marchantiales e Anthocerotales coletadas no Rio Grande do Sul, *Iheringia*, série Botânica 14: 45-54.
- VIANNA, E.C. 1971. Considerações sobre algumas hepáticas de Gramado, Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia*, série Botânica 15: 3-17.
- VIANNA, E.C. 1976. *Marchantiales (Hepaticopsida) coletadas no Rio Grande do Sul*. Tese de Livre Docência, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- VIANNA, E.C. 1981a. *Sphaerocarpos mucilloi*, a new hepatic from Brazil. *Lindbergia* 7(1): 58-60.
- VIANNA, E.C. 1981b. Sobre a ocorrência nova de *Monoclea* Hook. (Hepaticae) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia*, série Botânica 26:165-167.
- VIANNA, E.C. 1981c. O gênero *Riccia* (Marchantiales) no Rio Grande do Sul, Brasil. I Subgen. *Ricciella* e *Thallocarpus*. *Rickia* 9: 71-80.
- VIANNA, E.C. 1985. Flora Ilustrada do Rio Grande do Sul. 15. Marchantiales. *Boletim do Instituto de Biociências* 38: 1-213.
- VIANNA, E.C. 1988. Données additionnelles sur *Riccia jovet-astiae* E.C. Vianna, espèce brésilienne (Rio Grande do Sul). *Cryptogamie, Bryologie et Lichénologie* 9(1): 73-75.
- VIANNA, E.C. 1990. Dados adicionais sobre *Riccia fruchartii* Steph. *Iheringia*, série Botânica 40:127-130.
- VITAL, D.M. 1980. *Erpodiaceae (Musci) do Brasil*. Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- VITAL, D.M. & VISNADI, S.R. 2000. New records and notes on Brazilian bryophytes. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 88: 279-285.
- YAMADA, K. 1981. Notes on the type specimens of *Radula* taxa from Latin America (2). *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 49: 385-398.
- YANO, O. 1975. *Leucobryaceae (Bryopsida) do Estado de São Paulo*. Dissertação de Mestrado. Escola Paulista de Medicina, São Paulo.
- YANO, O. 1981a. A checklist of Brazilian Mosses. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 50: 279-456.
- YANO, O. 1981b. Aytoniaceae (Marchantiophytales, Hepaticopsida) no Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 4(2): 89-94.
- YANO, O. 1981c. Distribuição de *Ricciocarpus natans* (L.) Corda (Marchantiales, Hepaticopsida) no Brasil. *Rickia* 9: 1-5.
- YANO, O. 1984a. Checklist of Brazilian liverworts and hornworts. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 56: 481-548.
- YANO, O. 1984b. Contribuição ao inventário dos Musci brasileiros: 3. Racopilaceae (Bryopsida, Isobryales). *Revista Brasileira de Botânica* 7: 57-63.

- YANO, O. 1986. Contribuição ao inventário dos Musci brasileiros: 5. Rhizogoniaceae (Bryopsida). *Rickia* 13: 49-60.
- YANO, O. 1987. *Grimmia laevigata*, a new record for Brazil. *Memoirs of The New York Botanical Garden* 45: 289-291.
- YANO, O. 1989. An additional checklist of Brazilian bryophytes. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 66: 371-434.
- YANO, O. 1990. Estudos de Briófitas do Brasil. Plagiomniaceae (Bryopsida). *Revista Brasileira de Botânica* 13: 103-108.
- YANO, O. 1992a. Novas localidades de musgos nos estados do Brasil. *Acta Amazonica* 22(2): 197-218.
- YANO, O. 1992b. *Leucobryaceae (Bryopsida) do Brasil*. Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- YANO, O. 1995. A new additional annotated checklist of Brazilian bryophytes. *The Journal of the Hattori Botanical Laboratory* 78: 137-182.
- YANO, O. 2004. Novas ocorrências de briófitas para vários estados do Brasil. *Acta Amazonica* 34: 559-576.
- YANO, O. 2006a. Novas adições ao catálogo de briófitas brasileiras. *Boletim do Instituto de Botânica* 17: 1-142.
- YANO, O. 2006b. Novas adições as briófitas brasileiras. *Boletim do Instituto de Botânica* 18: 229-233.
- YANO, O. 2008. Catálogo de antóceros e hepáticas brasileiros: literatura original, basônimo, localidade-tipo e distribuição geográfica. *Boletim do Instituto de Botânica* 19: 1-110.
- YANO, O. & BORDIN, J. 2006. Novas ocorrências de briófitas para o Rio Grande do Sul, Brasil. *Boletim do Instituto de Botânica* 18: 111-122.
- YANO, O. & LUIZI-PONZO, A.P. 2006. *Chonecolea doellingeri* (Chonecoleaceae, Hepaticae), taxonomia e distribuição geográfica no Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 20(4): 783-788.
- YANO, O. & MELLO, Z.R. 1989. Estudos de Briófitas do Brasil: 6. Phyllogoniaceae (Bryopsida). *Acta Botanica Brasílica* 3(suppl.): 119-129.
- YANO, O. & PERALTA, D.F. 2008a. Tipos Nomenclaturais de Briófitas do Herbarium Anchieta (Paca), Rio Grande do Sul, Brasil. *Pesquisas, Botânica* 59: 7-70.
- YANO, O. & PERALTA, D.F. 2008b. Briófitas do Espírito Santo existentes no Herbário Científico do Estado "Maria Eneyda P. Kauffmann Fidalgo", Instituto de Botânica, São Paulo, Brasil. *Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão*, Nova Série 24: 5-100.
- YANO, O., PIRANI, J.R. & SANTOS, D.P. 1985. O gênero *Sphagnum* (Bryopsida) nas regiões Sul e Sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 8: 55-80.
- ZANDER, R.H. 1972. Revision of the genus *Leptodontium* (Musci) in the New World. *The Bryologist* 75(3): 213-280.
- ZOMLEFER, W.B. 1991. Identification of types and original material for some epithets of *Rigodium* Kunze ex Schwägr. (Musci: Rigodiaceae). *Journal of Bryology* 16: 397-402.
- ZOMLEFER, W.B. 1993. A revision of *Rigodium* (Musci: Rigodiaceae). *The Bryologist* 96(1): 1-72.
- ZOMLEFER, W.B. & BUCK, W.R. 1990. A reassessment of four *Rigodium* types. *The Bryologist* 93(3): 303-308.

Índice de gênero

Acanthocoleus.....	51	Amblystegium	71
Acaulon	129	Anacolia	72
Acrolejeunea	51	Anastrophyllum	51
Acroporium	137	Ångstroemia.....	146
Adelothecium.....	71	Anoplolejeunea	51
Aerolindigia.....	74	Anthoceros.....	42

Aphanolejeunea	51	Erythrodonium	90
Aptychopsis	138	Eulacophyllum	143
Archidium	71	Eurhynchium	74
Archilejeunea	52	Eustichia	91
Asterella	43	Fabronia	91, 145
Atrichum	127	Fissidens	92, 145
Aulacomnium	72	Floribundaria	107
Aulacopilum	90	Fontinalis	96
Balantiopsis	44	Forsstroemia	105
Barbula	130	Fossombronia	46, 51
Bazzania	57	Frullania	47
Brachiolejeunea	52	Frullanoides	53
Brachymerium	79	Funaria	96
Brachythecium	74	Gemmabryum	80
Braunia	98	Grimmia	98
Breutelia	72	Groutiella	115
Bruchia	78	Haplocladium	105
Brymela	122	Haplohymenium	71
Bryopteris	44	Hedwigia	98
Bryum	79, 146	Hedwigidium	99
Callicostella	122	Helicodontium	111
Calypogeia	45	Helicophyllum	99
Calyptothecium	133	Hemiragis	124
Calyptrochaeta	84	Herbertus	47
Campylopus	85	Heterophyllum	138
Cardotiella	115	Holomitrium	88
Catagonium	83	Hookeria	99
Caudalejeunea	52	Hookeriopsis	124
Ceratolejeunea	52	Hymenodon	136
Cheilojejeunea	52	Hyophila	130
Chenia	130	Hypnella	124
Chionoloma	130	Hypnum	100
Chonecolea	45	Hypopterygium	103
Chryso-hypnum	99	Isopterygium	100
Clasmatocolea	46	Isotachis	44
Colobodontium	138	Jungermannia	51
Cololejeunea	53	Kurzia	57
Colura	53	Leiomela	73
Corsinia	46	Lejeunea	53
Cryphaea	83	Lepicolea	57
Cryphidium	84	Lepidopilidium	124
Cryptopapillaria	107	Lepidopilum	125
Ctenidium	100	Lepidozia	58
Cyclodictyon	123	Leptobryum	107
Dicranella	87	Leptodictyum	71
Dicranoloma	88	Leptodontium	130
Didymodon	130	Leptolejeunea	54
Dimerodontium	91	Lepyrodon	105
Ditrichum	89	Leskea	146
Donnellia	138	Leucobryum	106, 145, 146
Drepanolejeunea	53	Leucodon	107
Dumortiera	58	Leucolejeunea	55
Entodon	90	Lophocolea	46
Entodontopsis	143	Lopholejeunea	55
Entosthodon	96	Lopidium	103
Epipterygium	110	Lunularia	58
Eropodium	90	Macrocoma	116

Macromitrium.....	117	Porella	65
Marchantia	58	Porothamnium.....	113
Mastigolejeunea	55	Porotrichodendron.....	114
Meiothecium.....	138	Porotrichum.....	114
Meteoridium.....	74	Prionodon	133
Meteoropsis.....	108	Pseudocryphaea	137
Meteorium	108	Pseudotrachypus	110
Metzgeria	59	Pterobryon	134
Microcampylopus.....	88	Pterogonadelphus	107
Microlejeunea	55	Pterogonidium	138
Mielichhoferia	110	Pterogoniopsis	138
Mironia	131	Ptychomitrium	135
Mittenothamnium	101	Ptychomnion	134
Monoclea.....	62	Ptychostomum	81
Myrinia.....	112	Puiggariopsis	75
Myriocoleopsis.....	55	Pycnolejeunea	56
Neckera.....	112	Pyrrhobryum	136
Neckeropsis.....	113	Racopilum.....	135
Neesioscyphus	44	Radula	66
Neurolejeunea	56	Reboulia.....	43
Noteroclada	63	Rectolejeunea	56
Octoblepharum.....	115	Renaudia	134
Odontolejeunea	56	Rhacocarpus	136
Oligotrichum	128	Rhamphidium.....	89
Omphalanthus	56	Rhodobryum	81, 146
Orthodontium.....	115	Rhynchostegium	75
Orthostichella	103	Riccardia.....	42
Orthostichopsis.....	134	Riccia.....	67
Orthotrichum.....	118	Riccicarpos	70
Oxymitra.....	62	Rigodium.....	136
Palamocladium.....	75	Rosulabryum.....	82
Pallavicinia	62	Schiffneriolejeunea.....	56
Papillaria	109, 146	Schlotheimia	119
Pelekium	144	Schoenobryum	84
Phaeoceros	42	Sclerodontium.....	89
Philonotis.....	73	Sematophyllum	138
Phyllogonium.....	122	Sphaerocarpos.....	70
Phymatoceros	42	Sphagnum	141
Physcomitrium.....	97	Squamidium	76
Pilopogon	89	Stereophyllum	143
Pilosium.....	143	Stictolejeunea	56
Pilotrichella	104, 105	Strepsilejeunea	56
Pinnatella	113	Streptocalyptra	131
Plagiochasma.....	43	Streptopogon	131
Plagiochila.....	63	Symphyogyna	63
Plagiomnium.....	110	Syntrichia	131
Plagiothecium.....	127	Syrrophodon	82
Platygyriella.....	102	Targionia.....	70
Platyhypnidium	75	Taxilejeunea.....	57
Plaubelia	131	Taxiphyllum.....	102
Pleuridium	89	Telaranea	58
Pleurochaete	131	Tetraplodon.....	143
Pogonatum	128	Tetrapterum	132
Pohlia	111	Thamniopsis.....	126
Polytrichadelphus	128	Thamnobryum	115
Polytrichastrum.....	155	Thuidiopsis.....	144
Polytrichum.....	128	Thuidium	144

Tortella	132
Tortula	132
Trachyiphium	126
Trematodon	78
Trichocolea	70
Trichostomum	132
Uleastrum	136

Vesicularia	102
Vittia	71
Weissia	133
Wijkia	141
Zelometeorium	77
Zygodon	121

ESTRUTURA DE MANGUEZAIS EM DIFERENTES ESTÁGIOS SUCESSIONAIS NO ESTUÁRIO DO RIO PIAUÍ, SERGIPE-BRASIL

Ricardo V. Kilca¹
Malcon do P. Costa²
Roselaine R. Zanini³
Fabricio A. Carvalho⁴
Adnilton F. da Costa⁵

Abstract

A comparative study of three mangrove forests was held in Piauí river estuary, south coast of Sergipe State, Brazil. The forests represented the following successional stages: initial (P), intermediate (P2) and advanced (P3). Plots of 500 m² were set up in each forest, and all trees with DBH \geq 1.59cm were sampled and measured. The differences between forests tree communities and its main populations were analyzed through mean tests, including several structures parameters. A linear regression analysis was applied to the main populations to test the occurrence of allometric patterns, and made inferences about their growth aspects. The results showed that the densities of individuals and richness of species decreased, while height, diameter and basal area of trees increased significantly according to successional stages. Species richness were higher in P1 (4 spp.), followed by P2 (2 spp.) and P3 (1 spp.). However, only *Laguncularia racemosa* (P1) and *Rizophora mangle* (P2 e P3) were the most important species in forest structures. *Laguncularia racemosa* tended to invest more in height growth in a mangrove initial stage, while *R. mangle* invested more in radial growth in a mangrove advanced stage. The studied forest mangroves in Piauí presented structural aspects similar to those founded throughout mangroves with similar ages along Northeastern and Southeastern coast of Brazil.

Key-words: Mangroves, secondary succession, Sergipe coast.

Resumo

Um estudo comparativo entre três florestas de mangue foi realizado no estuário do rio Piauí, sul do litoral de Sergipe. As florestas representaram os estágios, inicial (P1), intermediário (P2) e avançado (P3) de sucessão. Em cada floresta

¹ Mestre em Ecologia e Conservação de Recursos Naturais (UFU), PPG em Estatística e Modelagem Quantitativa – UFSM.

² Mestre em Ciências Florestais (UFLA), PPG em Engenharia Florestal - UFSM

³ Doutora em Epidemiologia (UFLA), PPG em Estatística e Modelagem Quantitativa – UFSM.

⁴ Doutor em Ecologia (UnB), Analista Ambiental do Instituto Estadual do Ambiente do Estado do Rio de Janeiro (INEA), Superintendência IX-X (Supsul), Campos dos Goytacazes - RJ.

⁵ Mestre em Ecologia (UnB), Instituto Amuirandê, Aracaju - SE.

Endereço para correspondência: PPG-Estatística e Modelagem Quantitativa, CCNE, Prédio 13, sala 1205A. Universidade Federal de Santa Maria, Cidade Universitária – Camobi, km 9, CEP 97105-900, Fone(55) 3220 8612, e-mail: rvkilka@gmail.com.

foram instaladas parcelas de 500m² onde todos os indivíduos arbóreos com DAP \geq 1,59cm foram amostrados e mensurados. Foram avaliadas as diferenças na comunidade e das principais populações arbóreas entre as três florestas utilizando testes de diferenças de médias para os atributos estruturais. Uma análise de regressão linear foi empregada para verificar a existência de padrões alométricos nas principais espécies e inferir sobre suas características de crescimento. Os resultados revelaram que a densidade de indivíduos e riqueza de espécies diminuíram e a altura, o diâmetro dos caules e a área basal aumentaram significativamente com o avanço do estágio de sucessão do manguezal. A riqueza de espécies foi maior na P1 (4 spp.), seguido da P2 (2 spp.) e P3 (1 spp.). Entretanto, apenas *Laguncularia racemosa* (P1) e *Rizophora mangle* (P2 e P3) apareceram como espécies mais importantes na estrutura das comunidades. *Laguncularia racemosa* tendeu a investir mais em crescimento em altura no mangue em estágio inicial ao passo que *R. mangle* investiu mais em crescimento radial no mangue em estágio tardio de desenvolvimento. Os mangues do rio Piauí possuíram características estruturais em comum com outros mangues de idades similares da região litorânea nordeste e sudeste do Brasil.

Palavras-chave: Manguezais, sucessão secundária, litoral Sergipe.

Introdução

Estuário é um corpo de água costeiro semi-fechado, com uma livre ligação com oceano aberto, no interior do qual a água do mar é diluída pela água doce proveniente da drenagem continental (Kjerfve, 1989). Nos trópicos, a região costeira de transição entre o ambiente terrestre e marinho é caracterizada pela predominância de florestas de mangue (Richards, 1952; Rodrigues, 1975). Neste ambiente de transição, os manguezais apresentam elevada complexidade estrutural e funcional em resposta às condições do ambiente inundável, salgado, redutor, anóxico, e pelas alterações geomorfológicas (Schaeffer-Novelli, 2002). A importância dos manguezais na região litorânea deve-se aos diversos serviços ambientais realizados como filtros biológicos, habitat para espécies produtoras e exportadoras de detritos, controladores da hidrodinâmica, erosão, e estabilizadores da linha costeira. Como fontes de produtos naturais renováveis, atuam na manutenção da produção pesqueira, fonte de lenha e carvão, extração de tanino, produção de mel e base para diversos produtos manufaturados (FAO, 2003).

Ao longo do litoral brasileiro, existem algumas centenas de estuários com dimensões variando desde poucos até centenas de quilômetros. Os estuários localizados entre os estados do Amapá e Santa Catarina distinguem-se por apresentar, em geral, uma estreita faixa de florestas de mangue (Cintrón & Schaeffer-Novelli, 1985). A caracterização estrutural da vegetação de mangue constitui uma valiosa ferramenta para o entendimento da resposta desses ecossistemas às condições ambientais existentes, às pressões antrópicas, bem como aos estudos e ações que levam à conservação do ambiente (Schaeffer-Novelli & Cintrón, 1986). Lugo *et al.* (1981) citam a importância de realizar estudos em manguezais alterados, pois demonstram a

capacidade de regeneração desses ecossistemas frente à impactos e que, conseqüentemente, poderão nortear a formulação de projetos de recuperação desses ecossistemas. A análise de mangues alterados e em diferentes estágios sucessionais de desenvolvimento pode fornecer importantes pistas sobre a sucessão secundária pós-distúrbio.

No Brasil, a vegetação de mangue é considerada como Área de Preservação Permanente e diversos dispositivos constitucionais (Constituição Federal e Constituições Estaduais) e infra-constitucionais (leis, decretos, resoluções, instruções normativas) impõe uma série de ordenações do uso e/ou de ações em áreas de manguezais (Schaeffer-Novelli, 2002). Entretanto, os manguezais encontram-se seriamente ameaçados em várias regiões do Brasil (Lacerda, 1999) e um grande empecilho para o desenvolvimento de uma correta política de conservação, recuperação e/ou utilização sustentável dos recursos dos manguezais esbarra justamente na grande carência de estudos e informações científicas acerca desses ecossistemas. São raros, por exemplo, os estudos que avaliam as mudanças na vegetação de mangue frente aos impactos/perturbações naturais e/ou antrópicas (ver Panitz & Porto Filho, 1995; Soares, 1999; Souza & Sampaio, 2001; Soares *et al.*, 2003, Bernini & Resende, 2004; Silva *et al.*, 2005).

Os manguezais remanescentes do estado do Sergipe apresentam uma das maiores áreas dessa vegetação na região nordeste (Lacerda, 1999). De acordo com o Ministério do Meio Ambiente, o estuário do rio Piauí comporta uma das Áreas Prioritárias para Conservação da Biodiversidade, denominada Complexo estuarino Piauí - Fundo Real (MMA, 2002). Conforme os registros disponíveis, ainda são raros os inventários biológicos nessa região (MMA, 2002), principalmente sobre a estrutura dos manguezais existentes, o que impede um melhor esclarecimento sobre o potencial desses ecossistemas para a biodiversidade regional dentro das políticas de conservação existentes. Portanto, esse estudo foi elaborado com objetivo de fornecer informações sobre a estrutura das espécies nos manguezais e algumas características acerca da sucessão desses ecossistemas no estuário do rio Piauí, uma das mais importantes áreas para conservação da biodiversidade do estado do Sergipe.

Material e métodos

Área de estudo – O estuário do rio Piauí, localiza-se no extremo sul da região fisiográfica do litoral do Sergipe (11°26' S e 37°23'O). O clima da região é do tipo megatérmico úmido a sub-úmido (Aw, segundo a classificação de Köppen), com temperatura média no ano de 27,7°C, precipitação pluviométrica média anual de 1.561,7mm e período chuvoso de fevereiro a agosto. O relevo está representado por planícies flúvio-marinhas e solos Areno-quartzosos marinhos e solos indiscriminados de mangues, fixando vegetação de Mata Atlântica e vegetação de mangue (SEPLANTEC/SUPES, 2000). As três áreas de mangue inventariadas neste estudo localizam-se nas margens do rio Piauí, entre as localidades de Terra Caída, no município de Indiaroba e Porto dos Cavalos, no município de Estância (Figura 1).

Conforme Franco (1983), as margens do rio Piauí apresentam o manguezal como a vegetação predominante, podendo atingir grande porte (15-20 m). O autor registrou que uma porção significativa de áreas de mangue foram bastante exploradas no passado para a fabricação de lápis. Nas áreas de interflúvio do rio Piauí ocorre também vegetação de campo de várzea, campo e mata de restinga, vegetação de praia e dunas, mata perenifolia ou mata atlântica e vegetação de cerrado sentido restrito (Franco 1983).

As três parcelas sofrem influência diária da maré, que cobre diariamente os solos das florestas. As amostragens da vegetação foram realizadas no período de baixa-mar (~11:00 até ~16:00). Os mangues de diferentes idades foram escolhidos de acordo com suas diferenças fisionômicas, principalmente quanto ao porte das florestas, e assim caracterizados:

Parcela 1 (P1) - porção de vegetação de mangue com elevada densidade de indivíduos de pequeno porte. Essa vegetação teve histórico de corte raso e foi denominado de mangue em estágio inicial de regeneração. O substrato da floresta foi predominante de textura arenosa. Localizada em Terra Caída, margem esquerda do rio Piauí (Figuras 1 e 2);

Parcela 2 (P2) - porção de vegetação de mangue com indivíduos de maior porte que em P1. Apresentou histórico de trechos da vegetação que sofreram diferentes intensidades de corte e, portanto, foi denominada de mangue em estágio intermediário de regeneração. O substrato predominante da floresta foi de lama argilosa. Localizada em Porto dos Cavalos (Figura 1 e 2).

Parcela 3 (P3) - porção de vegetação de mangue com os indivíduos de maior porte. Não foram encontrados registros de perturbação antrópica nesse manguezal, entretanto, seu porte não é maior do que os manguezais considerados em estágio maduro no estuário (R.V. Kilca, obs. pess.). Assim, esse manguezal foi denominado de mangue em estágio avançado de sucessão. O substrato predominante foi argiloso. Localizada distante 10 m da Parcela 2, em Porto dos Cavalos (Figuras 1 e 2).

Segundo a classificação de Cintrón *et al.* (1980), as florestas de mangue estudadas são do tipo fisiográfico ribeirinho, o qual margeia rios e canais de maré e exibe melhor desenvolvimento estrutural, quando comparado aos outros tipos fisiográficos (franja e bacia).

Delineamento amostral da vegetação – Foram instaladas cinco parcelas de 10m X 10 m em cada uma dos três fragmentos de mangues com diferentes idades. No interior de cada sub-parcela foram medidas todas as espécies arbóreas com circunferências dos caules maior que 5 cm (ou DAP \geq 1,59) a uma altura de 1,30 m do nível do sedimento, exceto para a *Rizophora mangle* que teve medidas de seus caules tomadas a 1m acima da inserção do rizóforo mais alto (quando presente). As plantas com múltiplos caules tiveram seus caules contabilizados no cálculo de área basal. As alturas totais das plantas foram estimadas visualmente. Os nomes botânicos das espécies arbóreas e suas respectivas famílias seguiram a classificação taxonômica conforme APG (APG II, 2003).

Delineamento Estatístico – Para a caracterização estrutural das espécies em cada floresta de mangue foram calculados os seguintes atributos fitossociológicos (conforme Müller-Dombois & Ellenberg, 1974): densidade absoluta (DA: ind./ha), densidade relativa por espécie (DR: %), frequência absoluta por espécie (FA: %), área basal por espécie (AB: $m^2 \cdot ha^{-1}$) e o índice do valor de importância por espécie (VI: %). Esses atributos forneceram as informações gerais sobre as populações mais importantes em cada um dos estágios de desenvolvimento do manguezal. Uma estimativa integrada do porte de todos os indivíduos amostrados em cada um dos três manguezais foi apresentada através de gráficos de dispersão com valores de $Altura \times DAP$.

Outros atributos foram calculados para cada comunidade como um todo: altura (m), diâmetro dos caules (cm) e área basal total (AB estimada em $m^2 \cdot ha^{-1}$). Os dois primeiros atributos tiveram seus valores médios comparados entre os três estandes através do teste ANOVA de um fator, seguido do teste de Tukey, para o atributo altura (dados paramétricos) e do teste Kruskal-Wallis, para DAP (dados não-paramétricos). No caso em que foi necessário comparar esses mesmos atributos apenas entre dois sítios, foi utilizado o teste t (Student) para amostras independentes (para altura) ou o teste U de Mann-Whitney (para DAP).

As espécies consideradas mais importantes no processo de sucessão tiveram avaliados seus aspectos de crescimentos. A relação dos valores de altura e DAP dos indivíduos amostrados foram analisadas através de análise de regressão com os valores originais dos dois atributos (dados logaritmizados e normalizados não demonstraram mudanças significativas na análise). Os dados permitiram inferir se as espécies investem mais em crescimento em altura (longitudinal), em radial (DAP) ou uniforme (altura e DAP) nas diferentes idades dos mangues. Foram realizados testes de adequação dos modelos gerados por meio de análises de linearidade dos parâmetros (teste *F*), de normalidade (teste Kolmogorov-Smirnov), de homocedasticidade (análise de dispersão dos resíduos) e autocorrelação dos resíduos (teste de Durbin-Watson). As análises de regressão entre o diâmetro e a altura das plantas foram realizadas a partir de modelos de regressão linear simples e não lineares, de acordo com o comportamento das variáveis. Foram utilizados os modelos não lineares de crescimento de Huxley (1924) e a regressão logística (Sterck & Bongers, 1998). Para todos os testes estatísticos foi considerado um nível de significância de 5%. Todas as análises e gráficos foram elaborados nos softwares Statistica v.6.0[®] (Statsoft, 2001) e R v.2.9.2 (Crawley, 2007).

Resultados

A análise das três parcelas de mesmo tamanho amostral revelou que a densidade de plantas tende a decrescer com o aumento da idade do mangue. O decréscimo na densidade foi comprovado tanto pelos valores absolutos obtidos por parcela ($500m^2$) como pela média das densidades por unidade amostral ($100m^2$). Entretanto, não foi considerado significativo o decréscimo médio entre a P2 e a P3 (Tabela 1). Por outro lado, a média de altura das plantas foi significativamente maior na floresta madura (P3) em relação às duas

florestas em estágios secundários (P1 e P2). A área basal estimada também aumentou com a idade do manguezal (Tabela 1). Da mesma forma, foi registrado o aumento significativo da mediana para os atributos diâmetros dos caules (DAP) na P3 em relação as P2 e P1. (Tabela 1). Embora tenha sido registrado um maior valor na média para altura e na mediana para o DAP na P2 em relação à P1, essa diferença não foi significativa estatisticamente (Tabela 1).

O mangue em estágio sucessional mais jovem (P1), apresentou o maior número de espécies, com *Laguncularia racemosa* (L.) C.F. Gaertn., *Avicennia germinans* (L.) L., *A. schaueriana* Stapf & Leechm. ex Moldenke e *Rizophora mangle* L.. O mangue em estágio sucessional intermediário (P2), apresentou duas espécies (*L. racemosa* e *R. mangle*) e o mangue em estágio maduro (P3) apresentou monodominância de *Rizophora mangle* (Tabela 2). Os parâmetros fitossociológicos dessas espécies diferiram entre as três idades de mangues. No mangue de idade mais jovem e sobre solos arenosos, a espécie *Laguncularia racemosa* ocorreu em todas as subunidades amostrais e teve um total de 173 indivíduos amostrados, que representou 97% da densidade total da parcela (DR). A dominância relativa dessa espécie também foi elevada (DoR= 94,75%) e, finalmente, apresentou-se como maior valor de importância (82,68%) da comunidade. A área basal de *L. racemosa*, estimada, foi igualmente a mais elevada ($4,18\text{m}^2.\text{ha}^{-1}$) e sua estimativa de densidade por hectare ficou em torno de 3.540 indivíduos. A espécie *Avicennia schaueriana* ocorreu com dois indivíduos, sendo a segunda mais importante do estande (VI= 8,84%) devido, principalmente aos elevados valores de diâmetro dos caules dos indivíduos amostrados (DoR= 3,17%; AB= $0,14\text{m}^2.\text{ha}^{-1}$). A estimativa de densidade por hectare para esta espécie ficou em torno de 40 indivíduos. *Avicennia germinans* e *R. mangle* foram as espécies que apresentaram apenas um indivíduo e, conseqüentemente os menores valores fitossociológicos do estande. A primeira espécie obteve maior VI que a segunda pelo fato de apresentar indivíduos de maior porte (AB= $0,08\text{m}^2.\text{ha}^{-1}$). Estimou-se uma densidade de 20 ind./ha para as duas espécies nos mangues em estágio inicial de sucessão (Tabela 2). Não foram amostrados indivíduos mortos em pé na parcela 1. O gráfico de dispersão dos indivíduos amostrados na P1, conforme seus valores de DAP e altura, permitiram observar que a maioria dos indivíduos de *L. racemosa* apresentaram baixo porte (a maioria abaixo de 3,5m de altura e 6cm de DAP), sendo o maior diâmetro atingido igual a 12 cm (Figura 3A). A segunda mais importante da comunidade, *A. schaueriana*, demonstrou indivíduos com elevado porte (três dos cinco indivíduos com DAP > 6cm e altura > 4m) juntamente com *A. germinans*, que também atingiu elevado porte (DAP = 8cm e altura = 4m.) (Figura 3A).

No mangue em estágio intermediário de sucessão, situado em solos argilosos, ocorreram duas espécies. *Rizophora mangle* apresentou maior densidade ($n_{P2}= 63$, DR= 69%) e porte dos indivíduos (AB = $2,60\text{m}^2.\text{ha}^{-1}$, DoR= 56,7%) em relação à *L. racemosa* ($n_{P2}= 26$, DR= 28%; AB= $1,91\text{m}^2.\text{ha}^{-1}$; DoR= 41,71%). Assim, *R. mangle* possuiu também maior valor de importância na comunidade (VI= 56,8%) seguido de *L. racemosa* (VI= 38,2%). A estimativa

de número de indivíduos por hectare foi de 1260 ind. para *R. mangle* e 520 ind. para *L. racemosa* (Tabela 2). Foram amostrados apenas dois indivíduos mortos, com baixa importância para a comunidade (Tabela 2). Pode-se constatar também, que nessa parcela os indivíduos de *R. mangle* tenderam a apresentar indivíduos com maior porte que *L. racemosa* (Figura 3B). A primeira espécie apresentou a maior altura (com 8,3m) e *L. racemosa* o indivíduos com o maior diâmetro de caule (DAP > 15cm) (Figura 3B).

Por fim, o mangue em estágio sucessional mais avançado (P3), foi representado por apenas uma espécie, *Rizophora mangle* com 42 indivíduos amostrados que representou 93% do VI, 97,6% da DR e 99,64% da DoR. Embora com pouca densidade a área basal da espécie foi muito expressiva ($AB = 16,73 \text{ m}^2/\text{ha}^{-1}$), sendo a maior dentre os três estandes. Estimou-se que um hectare de mangue em estágio sucessional avançado possa ter 840 indivíduos (Tabela 2). Nessa comunidade foi amostrado apenas um indivíduo morto em pé (Tabela 2, Figura 3C). *Rizophora mangle* apresentou grande porte dos indivíduos, a maioria desses com altura maior que 8m e DAP maior que 10cm. Os maiores portes ficaram para indivíduos com 10m de altura e DAP > 16cm (Figura 3C).

As populações de *L. racemosa* diferiram significativamente quanto às médias de altura e DAP nos mangues em fase inicial e intermediário de sucessão, embora os valores médios tenham ficado no limite da rejeição dessa diferença (Tabela 3). Demonstrou-se que a altura foi o atributo que decresceu e o DAP foi o atributo que aumentou entre a P1 para a P2 (Tabela 3). As populações de *R. mangle* apresentaram maiores diferenças para os atributos altura e DAP, sendo o mangue em estágio avançado maduro com maiores valores médios nesses dois atributos que o mangue em estágio intermediário de sucessão (Tabela 3).

As diferentes idades de mangue também demonstraram que essas duas espécies apresentaram padrões de crescimentos específicos relacionados com o estágio de desenvolvimento do manguezal. As análises de regressão para AlturaxDAP das espécies foram altamente significativas. *Laguncularia racemosa* demonstrou que os valores dos coeficientes de determinação foram menores na P1 em relação à P2. Essas correlações menores deveram-se às maiores variações da relação AlturaxDAP nos indivíduos mais jovens, onde a população variou mais na altura do que no DAP. Devido a esse comportamento foi necessário o ajuste do modelo de regressão logística para melhorar a precisão das estimativas.

Pode-se estimar que a taxa de crescimento da altura em função do DAP para *L. racemosa* na P1 e interpretação da regressão logística, que o valor de 4,0485 relaciona-se a aproximadamente ao valor máximo de altura que a população alcançou no local, o valor de 0,8395 está relacionado ao ponto de inflexão da curva, ou seja, o ponto em que a taxa de aumento da altura com o diâmetro deixa de ser positiva para ficar negativa, e o valor de 2,1301 se relaciona com o aumento no crescimento em altura em relação ao diâmetro ($\text{Altura} = 4,0485 / \{1 + e^{[(0,8395 - \text{DAP})/2,1301]}\}$), Figura 4). Assim, o modelo ajustado explicou apenas 42% da variação da altura em função do DAP. Na

P2, pode-se notar melhor a distribuição dos valores de Altura e DAP para *L. racemosa* sem a concentração de valores nas classes menores. Houve, conseqüentemente, maior correlação entre as duas variáveis ($r = 0,75$) e o modelo gerado demonstrou um aumento exponencial na altura de 1,71787 unidades de DAP dos indivíduos elevadas a um expoente de 0,29977 (Altura = $1,71787 \times \text{DAP}^{0,29977}$). Assim, 68% da variação da altura foi explicada pelo aumento no DAP. Nesse sentido, pode-se inferir que o crescimento dessa espécie foi exponencial nesse estágio de desenvolvimento do bosque. Conforme esses resultados, estimou-se que *Laguncularia racemosa* apresentou um comportamento de investir rapidamente em crescimento em altura (longitudinal), mais do que em DAP, na fase inicial de regeneração do mangue. Já na fase intermediária de sucessão, o crescimento dessa espécie tende a ser uniforme para altura e DAP (crescimento longitudinal e radial).

A espécie *R. mangle* também apresentou diferentes padrões de crescimento nos estágios intermediário (P2) e avançado de sucessão (P3) dos manguezais. Na P2, o modelo demonstrou que houve um acréscimo de 0,34 m de altura a cada aumento de 1 cm de DAP (Altura = $1,87595 + 0,34299\text{DAP}$). Apenas 56% da variação da altura foi explicada pela variação do DAP. Este padrão representa também um crescimento contínuo e uniforme para a espécie. No mangue em estágio avançado de sucessão, *R. mangle* apresentou um aumento exponencial na altura de 0,79316 unidades de DAP dos indivíduos elevadas a um expoente de 0,3181 (Altura = $0,79316 \times \text{DAP}^{0,3181}$). O modelo demonstrou que 25% da variação da altura foi explicada pela variação do DAP. Esse padrão informa que a espécie tende a investir mais em DAP do que em altura nos manguezais mais antigos. Todos os modelos apresentados foram validados através das análises dos seus respectivos resíduos os quais apresentaram normalidade, correlação residual não significativa e homocedasticidade (dados não apresentados).

Discussão

As quatro espécies amostradas nesse trabalho são as principais representantes das florestas de mangue no estuário do rio Piauí: *Rhizophora mangle* (mangue vermelho ou gaitera), *Laguncularia racemosa* (mangue branco ou tinteira), *Avicennia germinans* (mangue preto) e *A. schaueriana* (mangue siriúba ou canoé) (Franco 1983). Além dessas, outras, menos freqüentes, que foram observadas em diferentes locais do estuário são também comuns para a região nordeste: *Dalbergia ecastophillum* (L.) Taubert. (cipó bugi) e *Annona glabra* L. (panã), *Conocarpus erectus* (mangue-de-botão) e *Hibiscus tiliaceus* (guaxuma) (Franco, 1983; Lacerda, 1999; Souza & Sampaio, 2001; Calado & Sousa, 2003; Maia *et al.*, 2005). Nas áreas mais freqüentes à inundação ocorrem *R. mangle* e *L. racemosa*, as demais espécies são típicas de áreas que sofrem menos intervenção da variação de alagamento (Schaefer-Novelli, 2002). Lacerda (1999) cita que as espécies amostradas nesse estudo apresentam seu limite norte o estado do Amapá e o limite sul o estado de Santa Catarina, com exceção de *A. germinans* com limite no estado do Rio de Janeiro. Segundo o autor, dentro da região de abrangência essas espécies são

as mais freqüentes do litoral brasileiro. A baixa diversidade de espécies vegetais amostradas reflete uma característica singular dos manguezais da região Atlântica, Caribenha e do Pacífico Leste (Ellinson *et al.*, 1999).

A riqueza de espécies foi maior no mangue em estágio inicial de regeneração (P1) e menor no mangue em estágio mais avançado de sucessão (P3), concordando com outros estudos que relacionam o distúrbio como fator principal para promover a diversidade em manguezais, e que mangues mais antigos tendem a serem monodominantes (Soares, 1999; Soares *et al.*, 2003).

Nos manguezais avaliados, as espécies apresentaram variações em suas estruturas populacionais seguindo o gradiente de idade das florestas, onde a densidade de indivíduos decresceu e o porte da floresta aumentou (altura, DAP e AB) com avanço da sucessão. Soares (1999) investigou 15 florestas de mangue em diferentes estágios sucessionais e níveis de perturbação na Lagoa da Tijuca no Rio de Janeiro e registrou que manguezais perturbados e em regeneração apresentaram maiores densidades e menores valores de área basal (AB), diâmetro dos caules (DAP) e altura em relação aos bosques mais preservados e em estágio sucessional mais avançado. De forma similar com o presente estudo, Soares (1999) constatou uma relação consistente entre a estrutura e a composição de espécies nos mangues. Mangues alterados e de pequeno porte foram representados por grande número de *L. racemosa* e bosques mais preservados e desenvolvidos apresentaram predominância de *R. mangle*. Souza & Sampaio (2001) compararam 15 florestas de mangues em quatro níveis de perturbação no complexo estuarino de Suape e constataram que a densidade tende a diminuir no sentido de mangues perturbados para mangues não-perturbados e o porte (Altura, AB, DAP) tende a aumentar no mesmo sentido. Bosques preservados de grande porte e com monodominância de *R. mangle* também foram registrados pelos autores, assim como mangues em fase inicial de regeneração e em regeneração avançada onde predominaram *L. racemosa* com maior densidade e valor de importância. Mangues no estado do Piauí (litoral norte) em três estágios distintos de conservação também demonstraram decréscimo na densidade e aumento na estatura das florestas no sentido maior-menor degradação onde as espécies mais representativas dessas condições foram *L. racemosa* e *R. mangle*, respectivamente (de Deus *et al.* 2003). Esses resultados também estabeleceram uma relação positiva com alguns estudos desenvolvidos em décadas passadas em mangues neotropicais. Lugo & Snedaker (1974), também consideraram que o tempo diminui a diversidade dos mangues devido à seleção do ambiente e tende a formar bosques monodominantes. De uma forma geral, mangues com maior freqüência de distúrbios, podem apresentar maior número de espécies e o predomínio do gênero *Laguncularia* e ausência de Rizophoraceae (Smith III, 1992).

As características estruturais gerais das três comunidades condizem com mangues com diferentes estágios sucessionais avaliados em outras regiões da costa brasileira. No estuário do Suape em Pernambuco, foram registradas florestas preservadas de mangue com 12 a 18m de altura e caules entre 19 e 34cm de DAP. Na mesma região, mangues em estágio inicial de

regeneração atingiram 2,2m de altura e 9cm de DAP máximo e mangues em estágios médios de sucessão apresentaram em torno de 6,5m de altura e 12 cm de DAP (Souza & Sampaio, 2001). Esses valores foram muito parecidos com os obtidos nos manguezais do rio Piauí, o que legitima as denominações empregadas.

Embora os dados obtidos nesse estudo concordem com outras pesquisas realizadas em mangues do litoral brasileiro, não se pode considerar esses resultados como padrões de regra entre as florestas de mangue. Outros estudos demonstraram características diversificadas, como a existência de manguezais em regeneração inicial com monodominância ou predominância de *R. mangle*, florestas bem desenvolvidas estruturalmente com monodominância de *L. racemosa* ou *A. schaueriana*, e uma variedade grande na riqueza de espécies em sítios com diferentes estágios de conservação (ver exemplos em Richards, 1952; Soares, 1999; Souza & Sampaio, 2001; Soares *et al.*, 2003; Olmos & Silva, 2003; Silva *et al.*, 2005). Essas mudanças estão relacionadas às condições de grau de perturbação, padrões de zonação e fatores físicos do ambiente onde ocorrem, indicando que as características sucessionais variam de acordo com os condicionantes bióticos e abióticos locais (Lugo & Snedaker, 1974; Schaffer-Novelli, 2002).

No presente estudo as análises de regressão através dos atributos AlturaxDAP revelaram que as duas espécies mais importantes ao longo da sucessão, *L. racemosa* e *R. mangle*, utilizam diferentes estratégias de crescimento de acordo com o estágio sucessional da floresta em que se encontram. *L. racemosa* apresentou, no mangue em estágio inicial de desenvolvimento, um crescimento mais longitudinal do que radial (maior crescimento em altura do que em DAP). No mangue em estágio intermediário de sucessão a espécie apresentou um crescimento mais uniforme (Figura 4). Nesse mesmo mangue, *R. mangle* também apresentou um crescimento uniforme porém, no mangue em estágio mais avançado a espécie demonstrou que tende a investir mais em crescimento radial do que longitudinal (Figura 4). Algumas informações sobre a biologia dessas espécies permitem entender sobre os comportamentos de crescimentos registrados. Ball (1980) e McKee (1995) consideram *L. racemosa* como uma espécie intolerante à sombra e dependente de sítios com solos mais férteis e estudos realizados no Brasil também concordam com essa hipótese (Soares, 1999; Menghini, 2004; Silva *et al.*, 2005; Silva *et al.*, 2007). Além disso, estudos demográficos indicam que *L. racemosa* apresenta uma elevada densidade em fases iniciais de regeneração de mangues (Soares, 1999) e alta taxa de mortalidade em ambientes de pouca luz (Menghini, 2004, Silva *et al.*, 2007). Portanto, a condição de elevada luminosidade no mangue em estágio inicial de desenvolvimento (P1) e menor luminosidade no mangue em sucessão intermediária (P2) pode ter sido fundamental para a predominância de *L. racemosa* e a sua estratégia de crescimento rápido nessas condições ambientais. Por outro lado, estudos mostram *R. mangle* como uma espécie tolerante à sombra (Ball, 1980, McKee, 1995), que geralmente atinge grande porte e bom desenvolvimento em florestas preservadas em solos lodosos (Soares, 1999). A condição ambiental

do mangue em estágio intermediário (P2) e avançado de sucessão (P3), favorece, portanto, o crescimento de *R. mangle*. A condição para que essa mesma espécie apresente um maior crescimento radial do que em altura na P3 pode estar relacionada com a possibilidade de que a floresta possa estar atingindo seu nível máximo de desenvolvimento, pois as florestas maduras na região geralmente atingem o máximo de 15-20 metros de altura, dependendo do sítio (Franco, 1983).

Este estudo de caso revelou algumas características das florestas de mangues no estuário do rio Piauí. A estrutura e alguns aspectos sucessionais dos mangues foram similares com registrados em outras florestas de mangues da região litorânea do nordeste e sudeste do Brasil, principalmente quanto à composição e dominância de uma espécie conforme o estágio de desenvolvimento do manguezal. Os impactos de corte da vegetação de manguezal alteram bruscamente tanto a estrutura das populações arbóreas como da comunidade como um todo. Assim, mangues em estágios secundários podem diferir significativamente dos manguezais em estágios maduros. A espécie *L. racemosa* apresentou grandes populações no mangue em estágio inicial onde os indivíduos demonstraram a tendência de crescimento rápido em altura, nos solos arenosos sujeitos à elevada luminosidade e alagamento diário. Por outro lado, *R. mangle* demonstrou maior densidade e desenvolvimento em mangues com idades mais avançadas de sucessão, onde há menor luminosidade disponível. O crescimento dessa espécie, quanto à altura e o DAP, demonstrou ser uniforme e constante em mangues em estágios intermediários, e investindo mais em DAP do que altura em mangues com idades avançadas. Os solos mais lodosos parecem beneficiar o desenvolvimento da espécie. Essas informações são de grande valia em programas de restauração de margens degradadas na região do estuário do rio Piauí. Entretanto, as florestas de mangue no estuário variam muito sua estrutura de acordo com as características físicas do ambiente (zonação), e por isso, a importância de mais estudos na região é fundamental para tirar conclusões seguras sobre a biologia das espécies e da estrutura das comunidades de mangues na região. Por se tratar de uma área de extrema importância para conservação da biodiversidade costeira (MMA, 2002), os estudos biológicos no estuário do rio Piauí devem ser incentivados. A parceria entre o governo, as universidades e o conjunto da sociedade vetor da atividade turística e de veraneio na região poderia resultar no desenvolvimento de programas, voltados principalmente para a população da localidade, que tenham o intuito de melhorar o conhecimento e a manutenção da biodiversidade local e regional.

Agradecimento

Ao Departamento de Estatística da Universidade Federal de Santa Maria por disponibilizar o software licenciado Statística v. 6.0 para as análises. Ao Dr. Luis Fernando Alberti por contribuir na elaboração do Abstract.

Referências

- APG (Angiosperm Phylogeny Group) II. 2003. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. *Bot. J.Linn.Soc.*, 141: 399-436.
- BALL, M.C. 1980. Patterns of secondary succession in a mangrove forest of south Florida. *Oecologia*, 44:226-235.
- BERNINI, E. & REZENDE, C.E. 2004. Estrutura da vegetação em florestas de mangue do estuário do rio Paraíba do Sul, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Bot. Bras.*, 18 (3): 491-502.
- CALADO, T.C.S. & E.C. SOUSA. 2003. *Crustáceos do Complexo Estuarino-lagunar Mundaú/Manguaba, Alagoas*. Maceió, Fapeal.
- CINTRÓN, G. & SCHAEFFER-NOVELLI, Y. 1985. Características y desarrollo estructural de los manglares de Norte e Sur America. *Cienc. Interam.*, 25(1-4): 4-15.
- CINTRÓN, G.; LUGO A.E & MARTINEZ, R. 1980. Structural and functional properties of mangrove forests. In: *Annals of the Symposium Signaling the Complexion of the Flora of Panama*. Panamá, University of Panama, p. 53-67.
- CRAWLEY, M. J. *The R book*. Chichester: J. Wiley, 2007. 950 p.
- DEUS, M.S.M.; SAMPAIO, E.V.S.B; RODRIGUES, S.M.C.B. & ANDRADE, V.C. 2003. Estrutura da vegetação lenhosa de três áreas de manguezal do Piauí com diferentes históricos de distúrbio. *Brasil Florestal*, 78: 53-60.
- ELLISON, A.; FARNSWORTH, E.J. & MERKT, R.E. 1999. Origins of mangrove ecosystems and the mangrove biodiversity anomaly. *Global Ecology and Biogeography*, 8: 95-115.
- FRANCO, E. 1983. Biogeografia do estado do Sergipe. Aracajú, SEGRASE.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2003. Status and trends in mangrove area extent worldwide. In: Wilkie, M.L. & Fortuna, S. (Eds). *Forest Resources Assessment Working*. Paper No. 63. Forest Resources Division. Rome, FAO. Disponível em: <http://www.fao.org/docrep/007/j1533e/j1533e00.htm#TopOfPage>. Acesso em 01 dez. 2008.
- HUXLEY, J. S. 1924. Constant differential growth-ratios and their significance. *Nature*, 114 (2877): 895-896.
- KJERFVE, B. 1989. Estuarine geomorphology and physical oceanography. In: Day, J.; HALL, C.; KEMP, M. & YANEZ-ARANCIBIA, A. (Eds). *Estuarine Ecology*. New York, Wiley, p. 47-78.
- LACERDA, L.D. 1999. Os manguezais do Brasil. In: VANNUCCI, M. (Ed.) *Os manguezais e nós: uma síntese de percepções*. São Paulo, Editora da USP, p. 185-196.
- LUGO, A.E. & SNEDAKER, S.C. 1974. The ecology of mangroves. *Ann. Rev. Ecol. Syst.*, 5: 39-64.
- LUGO, A.E.; CINTRÓN, G. & GOENAGA, C.1981. Mangrove ecosystems under stress. In: BARRET, G.W. & ROSENBERG, R. (Eds). *Stress effects on natural ecosystems*. Sussex, John Wiley and Sons, p. 129-153.
- MAIA, L.P.; LACERDA, L.D.; MONTEIRO, L.H.U. & SOUZA, G.M. 2005. *Estudo das áreas de manguezais do Nordeste do Brasil: Avaliação das áreas de manguezais dos Estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba e Pernambuco*. Fortaleza, LABOMAR/ISME. Disponível em: http://www.abccam.com.br/download/Atlas_mangues_NE_%FAltima_vers%E3o%5B1%5D.pdf. Acesso em 13 dez. 2008.
- McKEE, K.L. 1995. Interspecific variations in growth, biomass, partitioning, and defensive characteristics of neotropical mangrove seedlings: Response to light and nutrient availability. *Am. J. Bot.*, 82 (3): 299-307.
- MENGHINI, R.P. 2004. *Dinâmica da regeneração natural de bosques de mangue impactados na Ilha Barnabé, Baixada Santista, São Paulo, Brasil*. Tese (Doutorado em Oceanografia Biológica) - Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo.
- MMA (Ministério do Meio Ambiente). 2002. *Avaliação e Ações Prioritárias para Conservação da Biodiversidade das Zonas Costeira e Marinha*. Brasília, MMA/SBF.
- MÜLLER-DOMBOIS, D. & ELLENBERG, H. 1974. *Aims and methods in vegetation ecology*. New York, John Wiley and Sons.

- OLMOS, F. & SILVA, R.S. 2003. *Guará: ambiente, flora e fauna dos manguezais de Santos-Cubatão*. São Paulo, Ed. Empresa das Artes.
- PANITZ, C.M.N. & PORTO-FILHO, E. 1995. O manguezal do Rio Caveiras, Biguaçu, SC - Um estudo de caso: IV - Principais tensores e capacidade de recuperação do ecossistema. *Oecologia Brasiliensis*, 1(1):543-546.
- RICHARDS, P.W. 1952. *Tropical rain forest -an ecological study*. Cambridge, Cambridge Univ. Press.
- RODRIGUEZ, G. 1975. Some aspects of the ecology of tropical estuaries. In: GOLLEY, F.B.; MEDINA, E. (Eds.) *Tropical Ecological Systems: trends in terrestrial and aquatic research*. New York, Springer-Verlag, p. 313-333.
- SCHAEFFER-NOVELLI, Y. & CINTRÓN, G. 1986. *Guia para estudo de áreas de manguezal: estrutura, função e flora*. São Paulo, Caribbean Ecological Research.
- SCHAEFFER-NOVELLI, Y. 2002. *Manguezal, marisma e apicum*. Disponível em: http://www.anp.gov.br/guias_r8/perfuracao_r8/%C3%81reas_Priorit%C3%A1rias/manguezal_marisma_apicum.pdf. Acesso em 01 jun 2008.
- SEPLANTEC (Secretaria de estado do Planejamento e da Ciência e Tecnologia)/SUPES (Superintendência de Estudos e Pesquisas). 2000. *Informes Municipais: Aracaju*. Aracaju, SEPLANTEC.
- SILVA, M.A.B.; BERNINI, E. & CARMO, T.M.S. 2005. Características estruturais de bosques de mangue do estuário do rio São Mateus, ES, Brasil. *Acta Bot. Bras.*, 19(3): 465-471.
- SILVA, E.G.; BERNINI, E. & REZENDE, C.E. 2007. Dinâmica de Plântulas e indivíduos jovens no manguezal do estuário Paraíba do Sul. XII Congresso Latino-Americano de Ciências do Mar - XII COLACMAR. Disponível em: http://www.institutomilenioestuarios.com.br/pdfs/Paticipacao_Eventos/2_Resumos/18_Silva.pdf . Acesso em 02 jan 2009.
- SMITH III, T.J. 1992. Forest Structure. In: ROBERTSON, A.I. & ALONGI, A.M. (Eds.). *Coastal and Estuarine Studies: Tropical mangrove ecosystems*, v.41. Washington D.C., American Geophysical Union, p.101-136.
- SOARES, M.L.G. 1999. Estrutura vegetal e grau de perturbação dos manguezais da Lagoa da Tijuca, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. *Rev. Brasil. Biol.*, 59(3): 503-515.
- SOARES, M.L.G.; CHAVES, F.O.; CORRÊA, F.M. & SILVA JÚNIOR, C.M.G. 2003. Diversidade Estrutural de Bosques de Mangue e sua Relação com Distúrbios de Origem Antrópica: o caso da Baía de Guanabara (Rio de Janeiro). Anuário do Instituto de Geociências – UFRJ. Disponível em: <http://www.anuario.igeo.ufrj.br/>. Acesso em: 15 de dez. 2008.
- SOUZA, M.M. de A. & SAMPAIO, E.V.S.B. 2001. Variação temporal da estrutura dos bosques de mangue de Suape-PE após a construção do porto. *Acta bot. bras.*, 15 (1):1-12.
- STERCK, F.J. & BONGERS, F. 1998. Ontogenetic changes in size, allometry, and mechanical design of tropical rain forest trees. *American Journal of Botany*, 85: 266-272.
- STATSOFT. 2001. STATISTICA for Window - Computer programa manual. Versão 6.0 Tulsa, Statsoft Inc.

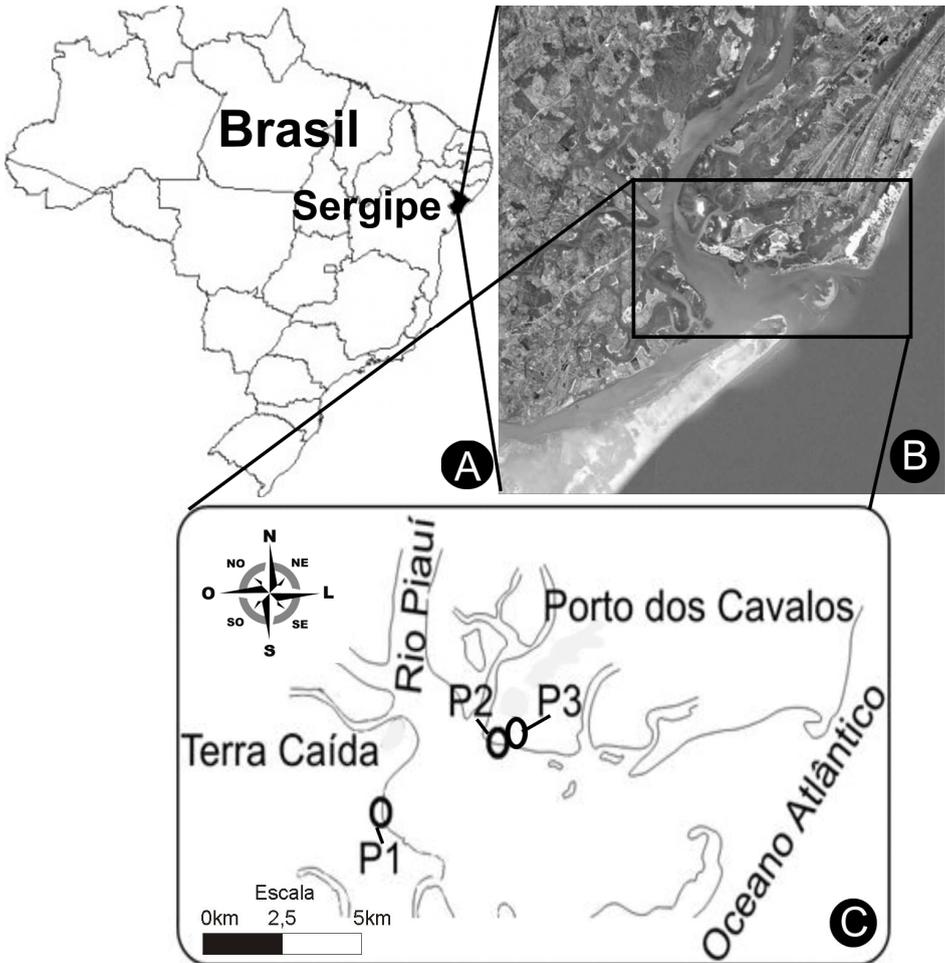


Figura 1. Localização do estado do Sergipe no Brasil (A) e imagem orbital do Complexo estuarino do rio Piauí no litoral sul do estado (B). No detalhe a localização das três áreas amostrais de mangues nas duas margens do rio Piauí (C), situadas em Porto dos Cavalos e Terra Caída. (Fonte da imagem orbital: <http://www.semarnh.se.gov.br/comitesbacias/uploads/img4843eb5b8bb3a.jpg>).

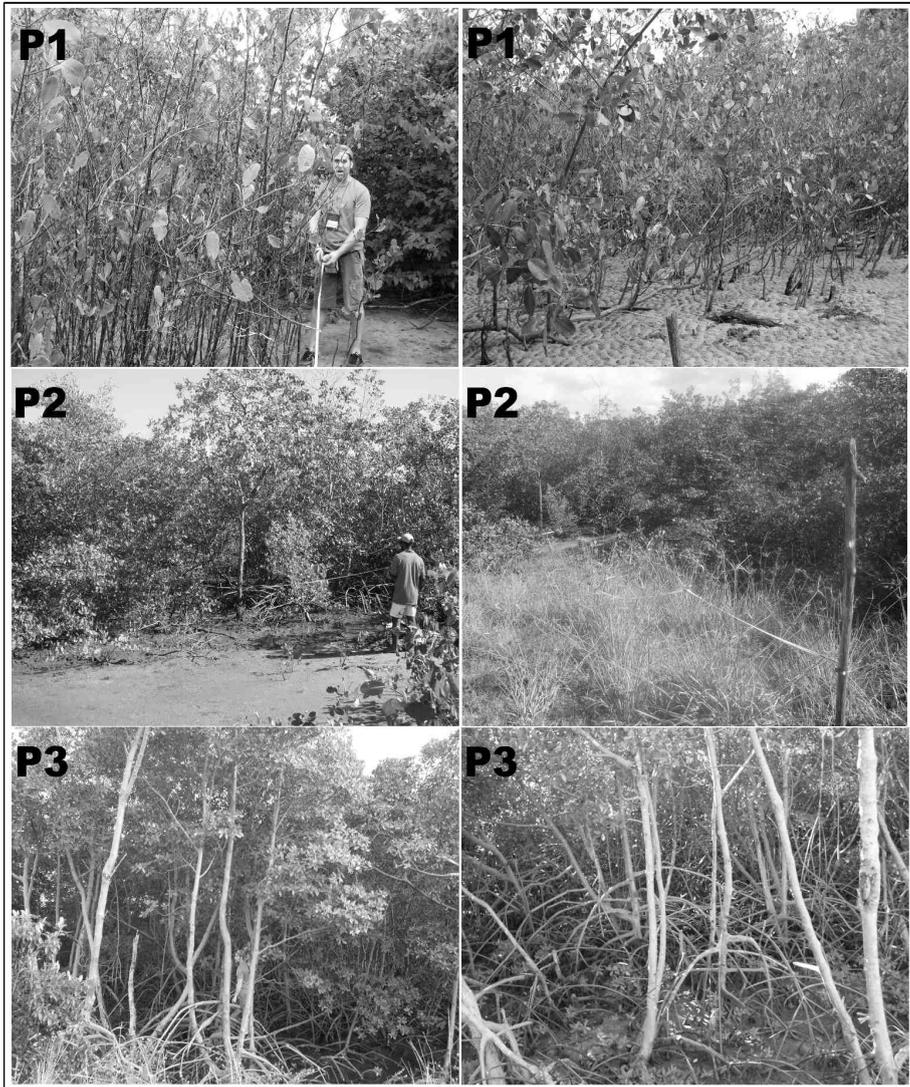


Figura 2. Parcelas instaladas em diferentes estágios sucessionais da vegetação de mangue nas margens do rio Piauí, Sergipe: P1 = mangue em estágio inicial de sucessão, P2 = mangue em estágio intermediário de sucessão e P3 = mangue em estágio avançado de sucessão (Fotografias de R.V. Kilca).

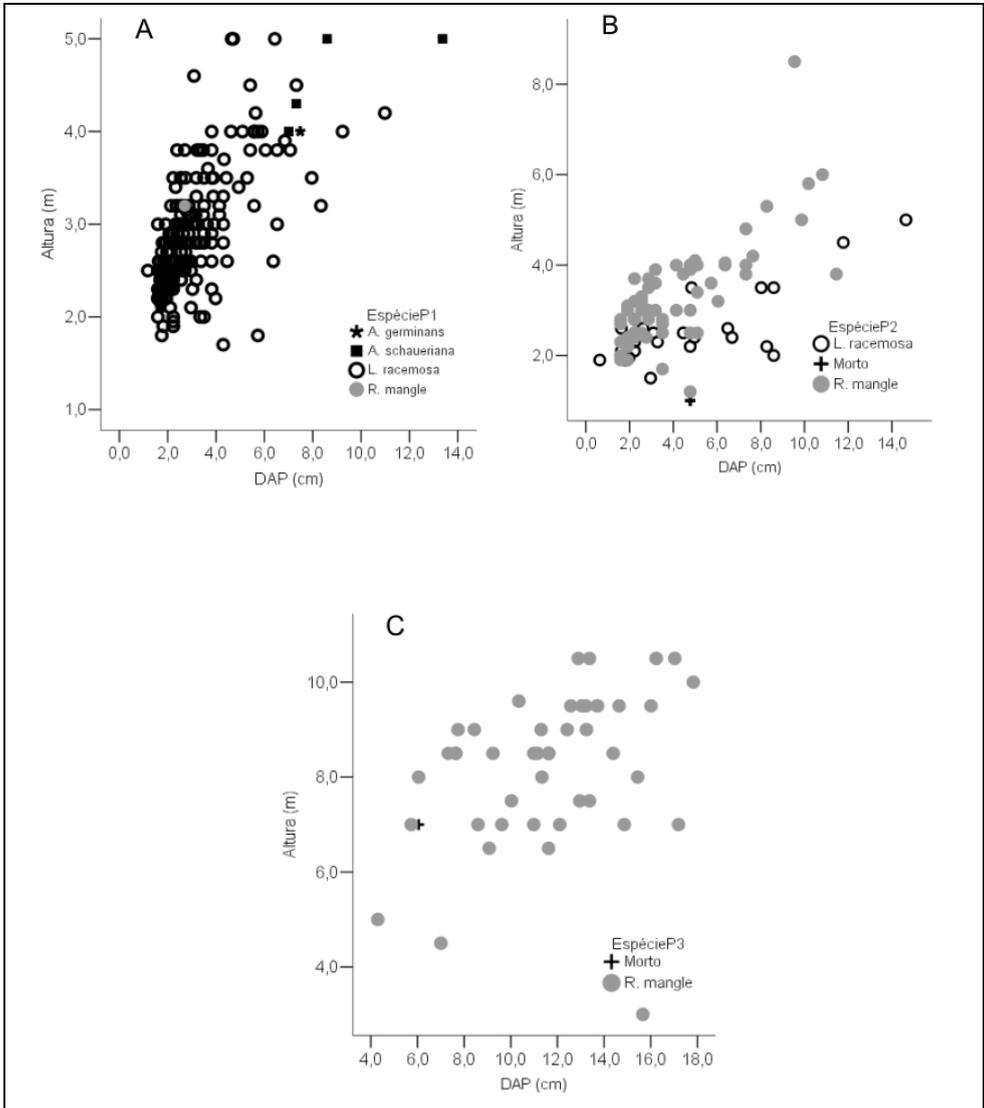


Figura 3. Diagramas de dispersão dos valores de altura (m) e DAP (cm) de todos os indivíduos amostrados nas três parcelas de mangues no estuário do rio Piauí, Sergipe. Mangue em estágio inicial de sucessão (A), mangue em estágio intermediário de sucessão (B) e mangue em estágio avançado de sucessão (C).

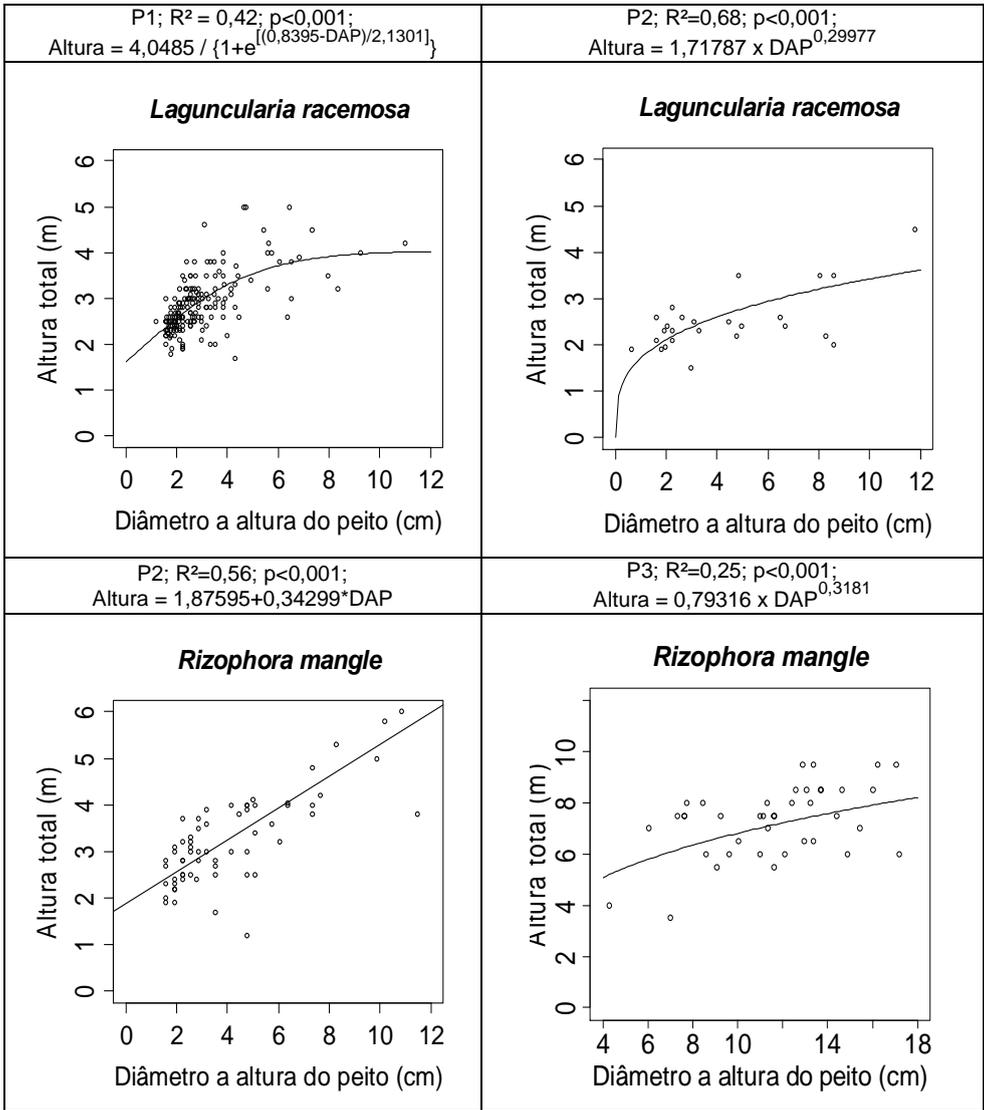


Figura 4. Regressão linear para as duas espécies mais importantes dos mangues inventariados no estuário do rio Piauí, Sergipe. Onde: P1 = mangue em estágio inicial de sucessão, P2 = mangue em estágio intermediário de sucessão e P3 = mangue em estágio avançado de sucessão. Os resultados dos testes de regressão: coeficiente de determinação (R^2), as probabilidades do teste F para confirmar a regressão e as equações dos modelos estimados para cada espécie foram apresentadas na parte superior dos gráficos.

Tabela 1. Características estruturais das três áreas de mangue em diferentes estágios sucessionais no estuário do rio Piauí, Sergipe.

Atributos*	n ¹	Parâmetros	Estatísticas
Densidade		A	
P1 ^a	177	35,4±14,9 ^a	F= 6,25; gl.= 2; p= 0,01. Tukey: a ≠ b, p< 0,05; a ≠ c, p= 0,01; a = b, p> 0,05
P2 ^b	91	14,4±13,5 ^b	
P3 ^c	43	8,75±1,5 ^c	
Altura		A	
P1 ^a	177	2,90±0,64 ^a	F= 676,38; gl.= 2; p< 0,001. Tukey: a = b, p> 0,05; a e b ≠ c, p< 0,01
P2 ^b	91	3,05±1,13 ^b	
P3 ^c	43	8,14±1,60 ^c	
DAP		B	
P1 ^a	177	2,54±2,53 ^a	KW= 107,5; p< 0,001 a ≠ b ≠ c, p< 0,01;
P2 ^b	91	3,18±7,63 ^b	
P3 ^c	43	11,61±11,43 ^c	
AB		C	
P1	177	4,421	
P2	91	4,596	
P3	43	16,79	

Densidade (ind./100m²); DAP (diâmetro do caule à 1,3m do solo medido em centímetros), área basal (valor estimado em metros/ha). Parâmetros: A= média±desvio-padrão; B= mediana±variância; C= valor absoluto (estimado para m².ha⁻¹). P1= mangue em estágio inicial de sucessão, P2= mangue em estágio médio de sucessão e P3= mangue em estágio avançado de sucessão. ¹n= número de indivíduos. F= Anova de um fator, seguido do teste de Tukey para a comparação das médias de densidade e altura. KW= Kruskal-Wallis para a comparação dos postos das parcelas no atributo DAP. A comparação de médias e postos par a par entre cada parcela foi representado pelas letras a, b e c (que correspondem as parcelas P1, P2 e P3, respectivamente) seguido do nível de significância do teste estatístico.

Tabela 2. Parâmetros fitossociológicos das espécies amostradas nas três áreas de mangue em diferentes estágios sucessionais no estuário do rio Piauí, Sergipe.

Espécies	n	FA	DA (ind.ha ⁻¹)	DR (%)	AB (m ² .ha ⁻¹)	DoR (%)	VI (%)
Parcela 1							
<i>Laguncularia racemosa</i>	173	100	3.540	97,74	4,184	94,75	82,68
<i>Avicennia schaueriana</i>	2	40	40	1,12	0,14	3,17	8,84
<i>Avicennia germinans</i>	1	20	20	0,56	0,08	1,81	4,49
<i>Rizophora mangle</i>	1	20	20	0,56	0,0114	0,25	3,97
Total	177		3540	100	4,421	100	100
Parcela 2							
<i>Rizophora mangle</i>	63	80	1260	69,23	2,608	56,74	56,80
<i>Lagunculariaracemosa</i>	26	80	520	28,57	1,917	41,71	38,24
Mortos	2	20	40	2,19	0,071	1,54	4,95
Total	91		1820	100	4,596	100	100
Parcela 3							
<i>Rizophora mangle</i>	42	100	840	97,67	16,73	99,64	93,55
Mortos	1	20	20	2,32	0,057	0,34	6,44
Total	43	120	880	100	16,79	100	100

n = numero de indivíduos; FA = frequência absoluta; FR = frequência relativa; DA = densidade absoluta estimada; DR = densidade relativa; AB = área basal; DoR = dominância relativa; VI = valor de importância. Parcela 1= mangue em estágio inicial de sucessão; Parcela 2= mangue em estágio médio de sucessão e Parcela 3= mangue em estágio avançado de sucessão.

Tabela 3. Resultados dos testes de diferenças de médias em duas variáveis estruturais para as principais espécies arbóreas amostradas nas três áreas de mangues em diferentes estágios sucessionais no estuário do rio Piauí, Sergipe.

Espécies	n	Altura* ($\bar{X} \pm s$)	DAP* (Md±Var)
<i>Laguncularia racemosa</i> P1	173	2,88±0,66	2,54±2,36
<i>Laguncularia racemosa</i> P2	26	2,59±0,80	3,18±12,27
Estatística		t = 2,061; gl.=197; p= 0,040	U= 1711,5; z= -1,96; p= 0,049
<i>Rizophora mangle</i> P2	63	3,29±0,95	3,18±6
<i>Rizophora mangle</i> P3	42	7,15±1,37	11,61±10,9
Estatística		t =-14,36; gl.=103; p< 0,001	U= 109,5; z= -7,93; p< 0,001

Média e desvio padrão da amostra ($\bar{X} \pm s$), DAP (diâmetro do caule à 1,3m do solo medido em centímetros) com os parâmetros de mediana e variância (Md ± Var). Teste *t* para amostras independentes e teste *U* de Mann-whitney.

ESTRUTURA POPULACIONAL DE *LYCHNOPHORA PINASTER* MART. EM UM TRECHO DE CAMPO RUPESTRE NO SUL DE MINAS GERAIS, BRASIL

Écio Souza Diniz¹

Ana Paula Pavanelli²

Flávio José Soares Júnior^{1,3}

Abstract

The species *Lychnophora pinaster* Mart. (Asteraceae), known as Arnica-mineira, is a plant widely used in popular medicine. Thus, in order to know the population structure of this species, was sampled a piece of Campo Rupestre in the Biological Reserve UNILAVRAS-Boqueirão, Ingaí, Minas Gerais. Therefore, were allocated 30 contiguous plots of 10 m x 10 m, with a total sample of 3,000 m². Individuals were evaluated for frequency, abundance, density, size classes (height and diameter) and spatial distribution. For size classes highlighted the smaller individuals of the population as the most abundant, indicating the regenerative potential of the plant and the predominance of vegetative propagation in the group. The highest abundances were found in plots 18 (78 ind.), One (73 ind.) and 28 (66 ind.). It was also observed a frequency equal to 96.7% in the distribution of individuals in relation to the plots. The species *L. pinaster* showed aggregated distribution pattern, with positive spatial autocorrelation for short distances, and patches of approximately 87 m. In this study, we could assume that abiotic factors, such as fire, must have been the main determinants of population structure of the species, which showed abundant even under harsh soil and weather condition.

Key-words: spatial distribution, size classes, population.

Resumo

A espécie *Lychnophora pinaster* Mart. (Asteraceae), conhecida como Arnica-mineira, é uma planta largamente utilizada na medicina popular. Assim, com o objetivo de conhecer a estrutura populacional desta espécie, amostrou-se um trecho do Campo Rupestre da Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingaí, Minas Gerais. Para tanto, foram alocadas 30 parcelas contíguas de 10x10 m, totalizando uma amostragem de 3.000 m². Os indivíduos foram avaliados quanto à frequência, abundância, densidade, classes de tamanho (altura e diâmetro) e distribuição espacial. Por classes de tamanho se destacaram os menores indivíduos da população como os mais abundantes, evidenciando o potencial regenerativo da planta e predominância de

¹ Centro Universitário de Lavras – UNILAVRAS, Rua Padre José Poggel, 506, CEP: 37200-000, Lavras - MG, Programa de Graduação em Ciências Biológicas (eciodiniz@yahoo.com.br).

² Programa de Pós – Graduação em Ecologia Aplicada UFLA, Departamento de Ecologia 37200-000 Lavras – MG (ana.pavanelli.bio@hotmail.com).

³ Docente dos Cursos Ciências Biológicas e Farmácia/Curador Herbário de Lavras – H. LUNA. (fjsoaresjunior@unilavras.edu.br / fjsoaresjunior@gmail.com).

propagação vegetativa no grupo. As maiores abundâncias foram encontradas nas parcelas 18 (78 ind.), um (73 ind.) e 28 (66 ind.). Foi constatada também uma frequência igual a 96,7% na distribuição dos indivíduos em relação às parcelas. A espécie *L. pinaster* apresentou padrão de distribuição agregado, com autocorrelação espacial positiva para curtas distâncias, e manchas de até aproximadamente 87 m. Neste estudo, foi possível presumir que fatores abióticos, como o fogo, devem ter sido os principais determinantes da estrutura populacional da espécie, que se mostrou abundante mesmo sob as condições pedoclimáticas severas a que são submetidas.

Palavras-chave: distribuição espacial, classes de tamanho, população.

Introdução

O Bioma Cerrado é predominante entre todos os tipos de vegetação existentes em Minas Gerais. Suas fisionomias se distribuem pelos planaltos de até 900 metros de altitude, dando lugar aos Campos Rupestres e aos de Altitude nos trechos mais elevados (Rodrigues & Carvalho, 2001). No alto das montanhas das regiões Sudeste, Centro-Oeste e Nordeste do Brasil, ocorrem os Campos Rupestres sobre solos rasos ou afloramentos rochosos (Harley, 1995), de quartzitos e arenitos (Oliveira-Filho & Fluminhan-Filho, 1999; Giulietti *et al.*, 2000), comumente caracterizados por apresentarem muitas espécies endêmicas.

O reconhecimento das particularidades florísticas e ecológicas de um ambiente, somente acontece diante dos estudos das populações e comunidades vegetais componentes, realizados ou estimulados por atividades técnicas e ou científicas. Deste modo, uma das formas de se compreender a estrutura e a dinâmica de uma população vegetal, conhecendo a maneira como os indivíduos desta espécie se distribuem em uma comunidade e a sua importância para o sistema, é através do estudo de Ecologia de Populações (Hay *et al.*, 2000). Afinal, os estudos de populações constituem ferramentas importantes para o fornecimento de informações básicas em nível específico, sobretudo acerca da variação no número de indivíduos na população (Harper, 1977).

A estrutura de uma população é, muitas vezes, resultado da ação combinada de fatores bióticos e abióticos sobre seus membros atuais e ancestrais, afetando o arranjo espacial e estrutura genética de seus componentes (Hutchings, 1997). Assim, ela é um parâmetro da forma como a mesma está explorando o ambiente (Oliveira *et al.*, 1989) e respondendo a perturbações em determinado local (Harper, 1977).

Segundo Ricklefs & Miller (2000), os indivíduos se distribuem através de três padrões espaciais: agregado, quando as progênies tendem a ficar próximas aos genitores; ao acaso, quando os indivíduos sofrem pressões diferentes ou têm a distribuição de progênies restringida; regular, quando há interação entre os indivíduos. A autocorrelação espacial é um fator de suma importância na análise de fenômenos dessa natureza, pois evidencia que as amostras de uma população, localizadas próximas umas das outras, têm maior tendência a serem similares (Dale, 1999). Portanto, o conhecimento destes

padrões é fundamental ao entendimento dos mecanismos que regem a grande diversidade da natureza (Bawa, 1992).

A espécie *Lychnophora pinaster* Mart., conhecida como “Arnica-Mineira” (Semir, 1991), é uma das espécies de destaque dos Campos sobre afloramentos de quartzitos (Campos Rupestres) de Minas Gerais, por ser amplamente utilizada nos tratamentos de ferimentos, contusões ou hematomas e de lesões por picadas de insetos (Souza *et al.*, 2003). No entanto, grande parte da exploração dos recursos genéticos das plantas medicinais ocorre por meio de processo extrativista do material silvestre, sem que haja qualquer propensão ao cultivo, mesmo que em pequenas escalas (Vieira, 1994).

Apesar dos investimentos nos últimos anos, ainda são poucos os estudos relacionados à estrutura populacional de plantas no cerrado (Hay *et al.*, 2000). Estes estudos são importantes para auxiliar na contenção da elevada fragmentação dos ambientes naturais, que reduz a área necessária à sobrevivência de muitas espécies neste Bioma (Davis *et al.*, 2000; Halffter & Arellano, 2002), considerado como um dos “hotspots” da biodiversidade (Matikosano *et al.*, 2008).

Assim, teve-se por objetivo, no presente estudo, conhecer a estrutura de uma população de *Lychnophora pinaster* em um trecho de Campo Rupestre em Ingaí, região Sul de Minas Gerais; entendendo que as informações aqui apresentadas possam subsidiar estudos futuros pro preservação deste patrimônio natural.

Matéria e métodos

Área de estudo

O presente estudo foi realizado em um trecho de Campo Rupestre na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão (ReBio Boqueirão) (figura 1), propriedade do Centro Universitário de Lavras - UNILAVRAS. Esta reserva está localizada no Município de Ingaí, Macrorregião Sul do Estado de Minas Gerais, nas coordenadas 21°14'59" sul e 44°59'27" oeste, a uma altitude aproximada de 1070 metros.

A ReBio Boqueirão faz parte da bacia de drenagem do Rio Grande, que, por possuir 86.800 km² e 1.930 km de extensão (CETEC, 1983), representa um enorme potencial gerador de energia para os municípios circundantes de Lavras. A Micro-Região do Alto Rio Grande é caracterizada por superfícies planas e onduladas de onde se sobressai a elevação do complexo Serra da Bocaina, com aproximadamente 1200 m de altitude e 90 km² de extensão (Rodrigues & Carvalho, 2001).

O clima da região de Lavras, município mais próximo a apresentar normais climatológicas, de acordo com o Sistema de Classificação Climática de Köppen, se enquadra no tipo Cwb (mesotérmico com verões chuvosos e invernos secos) (Eidt, 1968). A temperatura média anual é de 20,4°C, apresentando um aumento para 22,8°C nos meses mais quentes e precipitação média anual de 1460 mm (Dantas *et al.*, 2007). Dentre os solos ocorrentes neste mesmo município, nas partes mais elevadas dirigindo-se aos rios, podem-se encontrar solos Litólicos, Cambissolos, Podzólicos Vermelho-

Amarelos, Latossolos Vermelho-amarelos, Solos Hidromórficos e Solos Aluviais (Rodrigues & Carvalho, 2001).

A vegetação nativa da região é composta principalmente pelas fisionomias de Cerrado *Stricto Sensu*, Campos Cerrados, Florestas de Galeria e Ciliar e Campos Rupestres (Queiroz *et al.*, 1980). Já na ReBio Boqueirão destacam-se as fisionomias florestais ripárias e as savânicas, como o Cerrado *Stricto Sensu* e os Campos Rupestres. Encontram-se ainda em meio a essas áreas naturais, algumas severamente antropizadas, onde se observa a presença de pastagens constituídas por capim-braquiária (*Brachiaria* spp.) (Magalhães *et al.*, 2008).

Espécie estudada

A espécie *Lychnophora pinaster*, conhecida como “Arnica Mineira” (Semir, 1991) é uma espécie perenifólia que apresenta comportamento fenológico sazonal (Silva, 1998). Pertencente à família Asteraceae (Compositae), suas plantas variam de subarbustos eretos, com muitos ramos, a pequenos arbustos ericóides (Coile & Jones, 1981; Semir, 1991). Estão restritas a algumas localidades de Minas Gerais, principalmente em ambientes xéricos, a exemplo dos Campos Rupestres, Campos Sujos e Campos Limpos de Altitudes das regiões de cerrado do Alto Rio Grande, em Minas Gerais (Rodrigues & Carvalho, 2001).

A arnica é largamente usada na medicina tradicional do sul de Minas Gerais (Semir, 1991; Rodrigues & Carvalho, 2001), como também nas indústrias cosméticas e farmacêuticas, devido às propriedades medicinais contidas em suas folhas e flores aromáticas, na forma de extrato alcoólico ou pomada (Souza *et al.*, 2003) e de sabonete para tratar de asperezas e rachaduras na pele (Almeida *et al.*, 1998). Esses usos, certamente, foram motivadores da sua extração predatória, que resultou na sua posição atual entre as plantas consideradas vulneráveis a extinção em Minas Gerais (COPAM, 1997), merecendo assim, a devida atenção e estudos para sua conservação.

Metodologia aplicada

Foram alocadas, na área de estudo, 30 parcelas contíguas (Greig-Smith, 1964) de 10 por 10 metros cada uma, totalizando 3.000 m² de área amostrada. Em cada parcela foram tomadas as medidas de altura e D.A.S (Diâmetro do tronco medido à Altura do Solo), utilizando-se de uma trena de 10 metros e um paquímetro digital de 300 milímetros – Digimess, respectivamente. Também foram anotadas algumas observações acerca do terreno, de cada parcela, quanto a algumas de suas particularidades evidentes. Dentre elas, presença de ravinas ou voçorocas, maior ou menor luminosidade, presença marcante de outras populações lenhosas, para subsidiar as discussões sobre os padrões estruturais encontrados.

Os dados coletados em campo foram anotados em uma planilha criada para este fim e, em seguida, transferidos para uma planilha eletrônica. Assim, a população pôde ser analisada quanto à sua frequência, abundância e

densidade absolutas, classes de tamanho (altura e diâmetro) e padrão de distribuição espacial.

A análise das classes de tamanho foi feita, distribuindo as medidas de altura e diâmetro dos indivíduos por três e quatro classes. Essa análise se propõe a melhor caracterizar a distribuição dos espécimes quanto a esses parâmetros; bem como, promover a melhor compreensão das condições sobre as quais estes se apresentam na área estudada. As classes para altura foram: com três classes, Classe 1 - de 0,02 à 0,92 metros, Classe 2 - de 0,93 à 1,84 metros e Classe 3 - de 1,85 à 2,76 metros; e com quatro classes, Classe 1 - de 0,02 à 0,695 metros, Classe 2 - de 0,696 à 1,39 metros, Classe 3 - de 1,40 à 2,085 metros e Classe 4 - de 2,086 à 2,78 metros. Para o diâmetro as três classes foram: Classe 1 - de 0,062 à 27,081 milímetros, Classe 2 - de 27,082 à 54,162 milímetros e Classe 3 - de 54,163 à 81,243 milímetros. As quatro classes foram: Classe 1 - de 0,062 à 20,326 milímetros, Classe 2 - de 20,327 à 40,653 milímetros, Classe 3 - de 40,654 à 60,979 milímetros e Classe 4 - de 60,680 à 81,306 milímetros (Figura 5).

A distribuição espacial de *L. pinaster* foi analisada por meio do coeficiente de autocorrelação espacial, calculado pelo coeficiente I de Moran. O I de Moran é calculado por classes de distâncias diferentes que tipicamente variam entre -1 (repulsão) e +1 (agrupado). Assim, a autocorrelação é negativa ou positiva, quando é possível prever o valor em que a variável ocorre em um dado local em relação ao valor em que a mesma variável ocorre em outro ponto amostral de posição conhecida. A hipótese nula é que o coeficiente de cada classe de distância não é significativamente diferente de zero; indicando, portanto, casualidade (Legendre & Fortin, 1989). Valores positivos para o coeficiente I de Moran indicam autocorrelação positiva; valores negativos I de Moran indicam autocorrelação negativa (Rossi & Quénéhervé, 1998; Diniz-Filho *et al.*, 2003).

As distâncias espaciais foram particionadas em classes discretas, criando sucessivas matrizes e permitindo a computação de diferentes valores do I de Moran para a mesma variável. Dessa forma, foi possível avaliar o comportamento da autocorrelação como função da distância espacial, em um gráfico chamado correlograma, que fornece uma descrição do padrão espacial dos indivíduos na área amostrada (Diniz-Filho *et al.*, 2003).

A significância geral dos correlogramas foi testada aplicando-se o Critério de Bonferroni (Oden, 1984), de modo que, para um nível de significância $\alpha = 0,05$, o correlograma foi considerado globalmente significativo. Isto ocorre quando pelo menos um dos valores de I for significativo para um nível de significância α/k , sendo k o número de classes de distância usado (neste caso, nove classes). A análise de autocorrelação espacial foi realizada utilizando o "software" Passage 2 (Rosenberg, 2001).

Resultados e discussão

Na área amostrada foram registrados 609 indivíduos de *Lychnophora pinaster*, com uma frequência absoluta igual a 96,7%. Este valor de frequência se mostrou bastante representativo, pois, das 30 parcelas amostradas, apenas

uma (parcela 20) não apresentou indivíduos desta espécie. Assim, se extrapolarmos o número de indivíduos encontrado nos 3.000 m² amostrados para a área total de Campo Rupestre da ReBio Boqueirão (5.000 m²), esperaríamos um número aproximado de 1.000 indivíduos ou seja, 2.000 indivíduos por hectare.

Na análise por classes de tamanho, observou-se uma maior concentração de indivíduos na primeira das três classes de altura e diâmetro (500 indivíduos com alturas entre 0,02 e 0,92 metros e 512 com diâmetros entre 0,062 e 27,081 milímetros) e uma progressiva redução numérica pelas classes seguintes (Figura 2 e 3). Essa distribuição definiu curvas exponenciais negativas (J-reverso) para esta população, que segundo Miranda *et al.* (2007), indica uma taxa de recrutamento maior do que a de mortalidade e que a população, assim distribuída, apresenta um potencial auto-regenerativo.

Estas variações na distribuição dos indivíduos pelas classes de tamanho determinadas neste estudo, provavelmente refletem um histórico de reprodução da espécie na área. Nesta linha de pensamento, Marques & Joly (2000) sugerem que este tipo de distribuição pode ser reflexo das maiores atividades de recrutamento e de mortalidade nas classes com os menores indivíduos. Um dinamismo não contemplado pela parte da população já estabelecida na área.

Em uma formação vegetal mais fechada, a maior abundância entre os indivíduos menores se deve à permanência de plântulas por longos períodos, até que ocorra a queda de uma árvore ou uma alta mortalidade, que resultem em um rápido crescimento posterior (Webb *et al.*, 1972 *apud* Marques & Joly, 2000). Analogamente, o mesmo poderia ser extrapolado para áreas mais abertas, se aceitarmos o fato de que o limite da capacidade de suporte de uma área pode ser alcançado com poucos indivíduos adultos, se essa for uma característica intrínseca da espécie ou da área.

O resultado para quatro classes de altura e diâmetro também retratou maior número de indivíduos na menor classe de tamanho (482 indivíduos com alturas entre 0,02 e 0,695 metros e com diâmetros entre 0,062 e 20,326 milímetros), seguindo o padrão J-reverso (figuras 4 e 5).

A diferença na análise com quatro classes de altura é que nesta formou-se uma classe intermediária na terceira classe (1,40 à 2,085 metros), que se mostrou a segunda maior (figura 4), possivelmente reflexo da menor dinâmica de recrutamento na segunda classe em relação à terceira e ou maior recrutamento desta última. Dentre os vários fatores que podem ser os responsáveis por tal resultado, o histórico de fogo na área deve ser cogitado, por ser conhecidamente, um fator com potencial para limitar o recrutamento e reprodução das espécies, interrompendo-os (Oliveira *et al.*, 1989), e também para determinar a altura da vegetação (Hoffmann & Moreira, 2002). Aliada ao fogo, a extração da planta pela população local, para uso medicinal, pode ter influenciado a taxa de mortalidade e recrutamento entre as quatro classes de altura encontradas. Uma influência marcada pelo desequilíbrio entre estas classes.

As distribuições de alturas e diâmetros, médios e totais, pelas parcelas, concentraram a maioria dos indivíduos na classe dos indivíduos de menor porte da população, confirmando o maior recrutamento e poder regenerativo da espécie. Entre altura média e total (figuras 6 e 7) não ocorreram grandes diferenças. Mas, quanto ao diâmetro, os valores médios (figura 8) se diferenciaram dos valores totais (figura 9), por se distribuírem em apenas duas classes.

Essa predominância de indivíduos menores indica grande proporção entre juvenis, que segundo Cook (1983), sugere predominância da propagação vegetativa no grupo. O fato desta população, ser em sua maioria, muito jovem e poder sobrepor um número elevado de indivíduos mortos através da reprodução vegetativa, poderia contribuir para que a mesma não fosse totalmente eliminada, caso ocorra um desbaste acentuado (seja proveniente de fatores abióticos ou da ação antrópica) em sua área de ocorrência. Em seu trabalho com espécies lenhosas em Cerrado do Maranhão, Aquino *et al.* (2007) constataram que apenas a presença de indivíduos com diâmetro elevado não garante estabilidade e permanência futura da espécie no local, sendo necessária a presença de indivíduos menores que possam, eventualmente, substituir os indivíduos adultos da população.

A análise de densidade (figura 10) relacionou maior abundância por parcela no centro da amostra, com destaque para a parcela 18 (78 indivíduos). Além desta, outras parcelas com altas abundâncias foram registradas nas extremidades da amostragem (parcela 1 – 73 indivíduos e parcela 28 – 66 indivíduos), marcando uma tendência na redução da densidade em direção ao centro. Miranda *et al.* (2007) comentam que a densidade expressa a habilidade das espécies vegetais em colonizar o ambiente e Hoffmann & Moreira (2002) afirmam que o fogo seja, talvez, o fator mais importante na determinação da densidade das plantas no cerrado. Este comentário fundamenta a premissa de que as interações da planta com o meio físico, podem ser as mais importantes a determinar sua abundância (Marques & Joly, 2000).

Conforme observado por Souza *et al.* (2003) a espécie *L. pinaster* pode apresentar regeneração de suas gemas axilares. Assim sendo, a propagação vegetativa pode ser um dos fatores responsáveis pela grande abundância desta planta constatada no presente trabalho, bem como pela formação de 141 indivíduos perfilhados, constituindo um percentual de 23% em relação ao número total de indivíduos. Esta forma de reprodução ocorre através da estimulação por agentes externos, como o fogo, e estipula o maior valor de sobrevivência das plantas em relação ao das plântulas. No entanto, na dinâmica das fitofisionomias do cerrado, a influência do fogo como principal agente externo à população, é um processo complexo ainda pouco conhecido (Henriques, 2005).

Os indivíduos de *L. pinaster* apresentaram autocorrelação espacial positiva para curtas distâncias, com manchas de até aproximadamente 87 metros (Figura 11). Este resultado indica a existência de micro-ambientes favoráveis ao estabelecimento da espécie, corroborando com os resultados de densidade e estrutura de tamanho da população estudada. As espécies

vegetais do cerrado exibem, em grande parte, um padrão de distribuição agregada (Figueira & Barbosa, 2006; Hay *et al.*, 2000; Lima-Ribeiro, 2007; Marques & Joly, 2000; Souza & Coimbra, 2005), como foi constatado para *L. pinaster*. Este padrão ocorre, quando em parcelas semelhantes entre si há uma grande variação no número de indivíduos, de uma parcela a outra, formando um conjunto de parcelas de acordo com a densidade de indivíduos (Greig-Smith, 1964).

Na natureza, os seres vivos predominantemente se distribuem de forma agregada, devido à estruturação espacial do ambiente por diversas formas de produção de energia, que geram processos irregulares de disponibilização de recursos (Legendre & Fortin, 1989). A ocorrência de micro habitats diferentes, como manchas no solo com condições favoráveis ao estabelecimento dos indivíduos e dispersores em uma área, e a adaptação destes últimos a um deles, também são fatores responsáveis pelo padrão de distribuição agrupado (Hutchings, 1997). Além destes, a reprodução assexuada, por meio de brotação, também pode influenciar a estrutura espacial de populações vegetais (Raven *et al.*, 2001), podendo ter influenciado no padrão de distribuição da espécie estudada.

Conclusão

Os fatores abióticos, como o fogo que assola as regiões savânicas do Brasil, figuram entre os principais agentes na determinação da estrutura de qualquer população arbórea do Cerrado. Este rigor do meio físico, atrelado à presença humana, define a condição de recrutamento, o poder regenerativo e a distribuição de espécies como a aqui estudada.

Mesmo sob condições extremas a que é submetida no Campo Rupestre, a espécie *Lychnophora pinaster* se mostrou uma planta de grande abundância, principalmente se comparada à abundância de espécies do mesmo porte. Tal característica estrutural é possivelmente assegurada pela eficiência deste grupo na propagação por reprodução vegetativa, como estratégia de adaptação às perturbações ambientais. Desta forma, não seria especulação supor que, mediante práticas sustentáveis de controle dos impactos ambientais como o extrativismo predatório e a ação destrutiva do fogo, a espécie *Lychnophora pinaster* tende a se tornar estável na sua área de ocorrência.

Os estudos acerca de populações vegetais nos ambientes rupestres, principalmente em se tratando de plantas medicinais, ainda são de certa forma, incipientes. Assim, torna-se necessária a busca por uma maior gama de conhecimento sobre os processos populacionais dessas plantas, que são alvo de extrativismo intenso e sem reposição, para sua conservação.

Referências bibliográficas

- ALMEIDA, S.P.; PROENÇA, C.E.B.; SANO, S.M.; RIBEIRO, J.F. 1998. *Cerrado: espécies vegetais úteis*. Planaltina: EMBRAPA-CPAC. 464 p.
- AQUINO, F.G.; WALTER, B.M.T.; RIBEIRO, J.F. 2007. Dinâmica de populações de espécies lenhosas de cerrado, Balsa, Maranhão. *Árvore* 31(5): 793-803.

- BAWA, K.S. 1992. Mating systems, genetic differentiation and speciation in tropical rain forest plants. *Biotropica* 24(2): 250-255.
- CETEC. 1983. Centro Tecnológico de Minas Gerais. *Diagnóstico ambiental do Estado de Minas Gerais*. Belo Horizonte: Fundação Centro Tecnológico de Minas Gerais/CETEC. Série de Publicações Técnicas/SPT010. 158 p.
- COILE, N.C.; JONES, S.B. 1981. *Lychnophora* (Compositae: Vernonieae), a endemic genus to the Brazilian planalto. *Brittonia* 33: 528-542.
- COOK, R.E. 1983. Clonal plant populations. *American Scientist* 71:244-253.
- COPAM - CONSELHO DE POLÍTICA AMBIENTAL. *Lista das espécies ameaçadas de extinção da flora do Estado de Minas Gerais. Deliberação COPAM 85/97*. Disponível em: <http://www.biodiversitas.org.br/listas-mg/MG-espécies-Flora-ameaçadas.pdf> Acesso em: 15 jun. 2009.
- DALE, M.R.T. 1999. *Spatial Pattern Analysis in Plant Ecology*. Cambridge: Cambridge University Press, 326 p.
- DANTAS, A.A.A.; CARVALHO, L.Z.; FERREIRA, E. 2007. Classificação e tendências climáticas em Lavras. *Ciências agrotécnicas* 31(6): 1862-1866.
- DAVIS, A.J.; HUIJBREGTS, H.; KRIKKEN, J. 2000. The role of local and regional processes in shaping dung beetle communities in tropical forest plantations in Borneo. *Global Ecology and Biogeography* 9: 281-292.
- DINIZ-FILHO, J. A. F.; BINI, L. M.; HAWKINS, B. A. 2003. Spatial autocorrelation and red herrings in geographical ecology. *Global Ecology and Biogeography* 12(1): 53-64.
- EIDT, R.C. 1968. The climatology of South América. In: E.J. Fittkau; J.Illies; H. Klinge; G.H. Schwabe & J.C.H. Sioli (eds.). *Biogeography and ecology in South America*. The Hague, Netherlands, Dr. W. Junk N.V. Publishers: 54-81.
- FIGUEIRA, R.M.; BARBOSA, R.I. 2006. Distribuição espacial de *Roupala montana* Aubl. em uma área de savana de Roraima, Norte da Amazônia Brasileira. *Mens Agitat* 1(2): 31-35.
- GIULIETTI, A.M.; HARLEY, R.M.; QUEIROZ, L.P.; WANDERLEY, M.G.L.; PIRANI, J.R. 2000. Caracterização e endemismos nos campos rupestres da cadeia do espinhaço. Tópicos Atuais em Botânica. *XLI Congresso Nacional de Botânica*: 311-318.
- GREIG-SMITH, M.A.P. 1964. *Quantitative plant ecology*. 3 ed. Oxford: Blackwell. 359 p.
- HALFFTER, G.; ARELLANO, L. 2002. Response of dung beetle diversity to human-induced changes in a tropical landscape. *Biotropica* 34: 144-154.
- HARLEY, R. M. 1995. Introduction. In: STANNARD, B. (ed.). *Flora of the Pico das Almas, Chapada Diamantina, Bahia, Brazil*. Kew: Royal Botanic Gardens: 43-78.
- HARPER, J.L. 1977. *Population biology of plants*. New York: Academic Press. 892 p.
- RAVEN, P.H.; EVERT, R.F.; EICHHORN, S.E. 2001. *Biologia vegetal*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
- HAY, J.D.; BIZERRIL, M.X.; CALOURO, A.M.; COSTA, E.M.N.; FERREIRA, A.A.; GASTAL, M.L.A.; GOES JUNIOR, C.D.; MANZAN, D.J.; MARTINS, C.R.; MONTEIRO, J.M.G.; OLIVEIRA, S.A.; RODRIGUES, M.C.M.; SEYFFARTH, J.A.S.; WALTER, B.M.T. 2000. Comparação do padrão da distribuição espacial em escalas diferentes de espécies nativas do cerrado, em Brasília, D.F. *Revista Brasileira de Botânica* 23(3): 341-347.
- HENRIQUES, R.P.B. 2005. Influência da história, solo e fogo na distribuição e dinâmica das fitofisionomias no bioma cerrado. In: SCARIOT, A.; SOUZA-SILVA, J.C e FELFILI, J.M. (Orgs.). *Cerrado: ecologia, biodiversidade e conservação*. Brasília: Ministério do Meio Ambiente: 76-84.
- HOFFMANN, W.A.; MOREIRA, A.G. 2002. The role of fire in population dynamics of woody plants. In: OLIVEIRA, P.S.; MARQUIS, R.J. *The Cerrados of Brazil: ecology and natural history of a Neotropical Savanna*. New York: Columbia University Press: 159-177.
- HUTCHINGS, M.J. 1997. The structure of plant populations. In: CRAWLEY, M.J. (Ed.). *Plant Ecology*. Oxford: Blackwell Science: 325-358.
- LEGENDRE, P.; FORTIN, M.J. 1989. Spatial pattern and ecological analysis. *Vegetatio* 80: 107-138.

- LIMA-RIBEIRO, M.S. 2007. Estrutura espacial de *Duguetia furfuraceae* (A.ST.HILL.) BENTH. e HOOK. (Annonaceae) em um campo sujo no município de Caipônia, GO, Brasil. *Biosci. j.* 23(2): 96-104.
- MAGALHÃES, W.C.S.; MISSAGIA, R.V.; COSTA, F.A.F.; COSTA, M.C.M. 2008. Diversidade de fungos endofíticos em Candeia, *Eremanthus erythropapus* (DC.) MacLeish. *Cerne* 14(3): 267-273.
- MARQUES, M.C.M.; JOLY, C.A. 2000. Estrutura e dinâmica de uma população de *Calophyllum brasiliense* Camb. Em floresta higrófila do sudeste do Brasil. *Revista brasileira de Botânica* 23(1): 107-112.
- MATIKOSANO, S.; ALMEIDA, S.P.; RIBEIRO, J.F (Eds.). 2008. *Cerrado: ecologia e flora*. Brasília: EMBRAPA-INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA. 1279 p.
- MIRANDA, S.C.; SILVA-JUNIOR, M.C.; SALLES, L.A. 2007. A comunidade lenhosa de Cerrado Rupestre da Serra Dourada, Goiás. *Heringeriana* 1(1): 43-53.
- ODEN, N.L. 1984. Assessing the significance of a spatial correlogram. *Geographic Analysis* 16: 1-16.
- OLIVEIRA-FILHO, A.T.; FLUMINHAN-FILHO, M. 1999. Ecologia da vegetação do Parque Florestal Quedas do Rio Bonito. *Cerne* 5(2): 51-64.
- OLIVEIRA, P.E.A.M.; RIBEIRO, J. F.; GONZALES, M.I. 1989. Estrutura e distribuição espacial de uma população de *Kyelmeyera coriacea* Mart. de cerrados de Brasília. *Revista Brasileira de Botânica* 12(2): 39-47.
- QUEIROZ, R.; SOUZA, A.G.; SANTANA, P.; ANTUNES, F.Z.; FONTES, M. 1980. *Zoneamento agroclimático do Estado de Minas Gerais*. Belo Horizonte, Secretaria da Agricultura.
- RICLEFS, R.E.; MILLER, G.L. 2000. *Ecology*. 4ª ed. New York: WH Freeman and Company. 822 p.
- RODRIGUES, V.E.G.; CARVALHO, D.A. 2001. *Plantas medicinais no domínio do cerrado*. Lavras, UFLA. 180 p.
- ROSENBERG, M.S. 2001. *PASSAGE - Pattern Analysis, Spatial Statistics, and Geographic Exegesis*. Tempe, Department of Biology, Arizona State University.
- ROSSI, J.P.; QUÉNÉHERVÉ, P. 1998. Relating species density to environmental variables in presence of spatial autocorrelation: a study case on soil nematodes distribution. *Ecography* 21(2): 117-123.
- SEMIR, J. 1991. Revisão Taxonômica de *Lychnophora* Mart. (Vernonieae: Compositae). Tese de Doutorado em Biologia Vegetal- Campinas, UNICAMP. 549 p.
- SILVA, S.M.P. 1998. Arnica de campos rupestres *Lychnophora pinaster* Mart. Asteraceae - aspectos da fenologia e da germinação de aquênios. In: Plantas medicinais aromáticas e condimentares: avanços na pesquisa agrônômica. São Paulo: UNESP 2: 1-18.
- SOUZA, A.V.; PINTO, J.B.P.; BERTOLUCCI, S.K.Z.; CORRÊA, R.M.; CASTRO, E.M. 2003. Germinação de embriões e multiplicação In Vitro de *Lychnophora pinaster* Mart. *Ciências Agrotécnicas* edição especial: 1532-1538.
- SOUZA, J.P.; COIMBRA, F.G. 2005. Estrutura populacional e distribuição espacial de *Qualea parviflora* Mart. em um cerrado sensu stricto. *Biosci. j.* 21 (2): 65-70.
- VIEIRA, R.F. 1994. Coleta e conservação de recursos genéticos de plantas medicinais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA E TERAPIAS NATURAIS, 1, 1994, Brasília. *Trabalhos...* São Paulo, Instituto Médico Seraphim: 44-49.



Figura 1. Área de Campo Rupestre amostrada para o estudo da estrutura populacional de *Lychnophora pinaster*, na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingaí - MG.

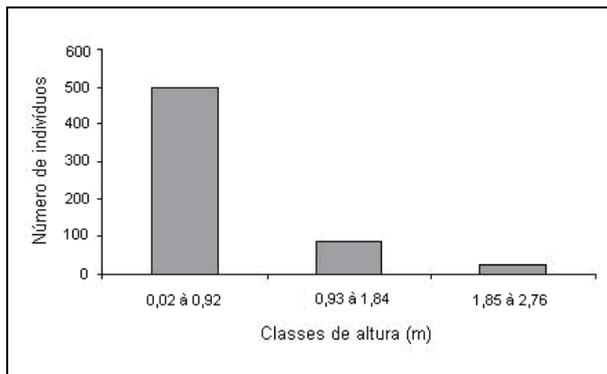


Figura 2. Distribuição dos indivíduos por três classes de altura, em uma população de *Lychnophora pinaster* da Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingaí - MG.

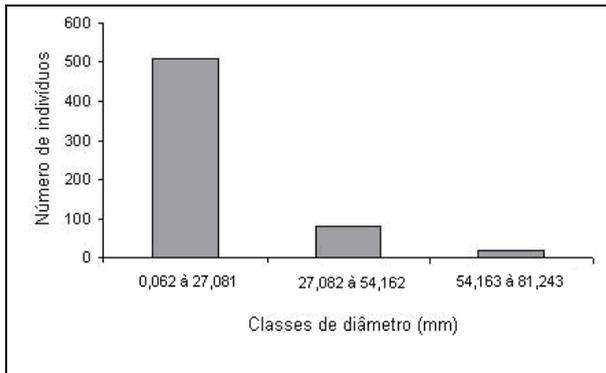


Figura 3. Distribuição dos indivíduos por três classes de diâmetro, em uma população de *Lychnophora pinaster* da Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG.

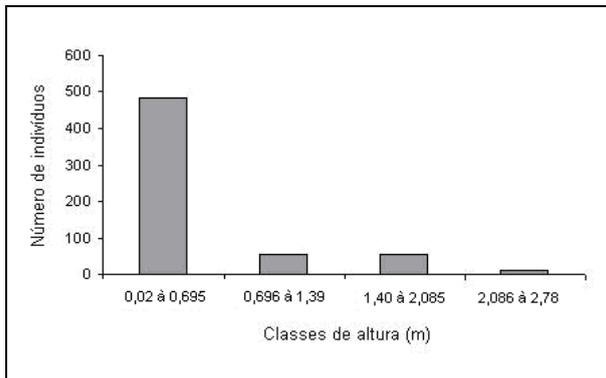


Figura 4. Distribuição dos indivíduos por quatro classes de altura, em uma população de *Lychnophora pinaster* da Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG.

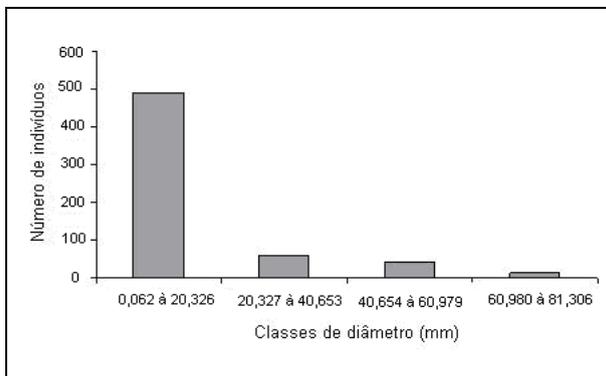


Figura 5. Distribuição dos indivíduos por quatro classes de diâmetro, em uma população de *Lychnophora pinaster* da Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG.

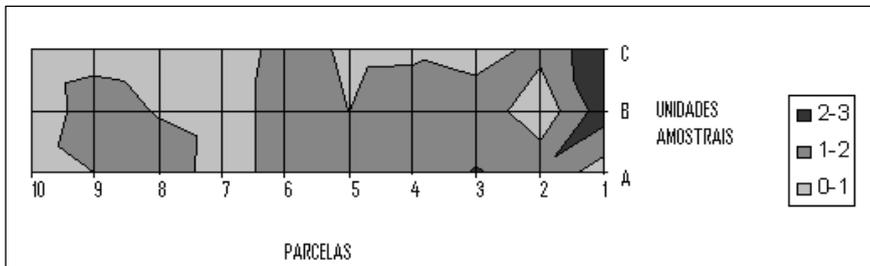


Figura 6. Distribuição das alturas médias dos indivíduos de *Lychnophora pinaster* na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG. As linhas referenciadas por A, B e C, correspondem às seqüências de parcelas 1 à 10, 11 à 20 e 21 à 30, respectivamente.

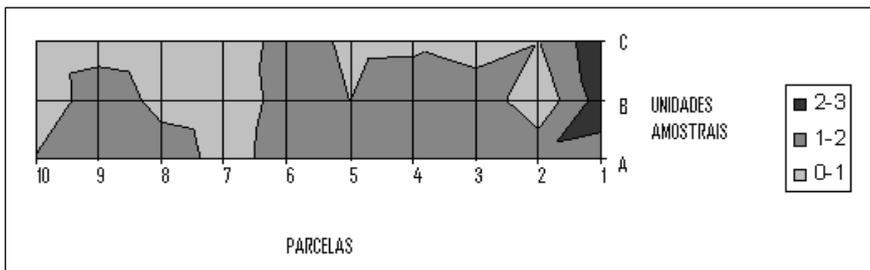


Figura 7. Distribuição das alturas totais dos indivíduos de *Lychnophora pinaster* na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG. As linhas referenciadas por A, B e C, correspondem às seqüências de parcelas 1 à 10, 11 à 20 e 21 à 30, respectivamente.

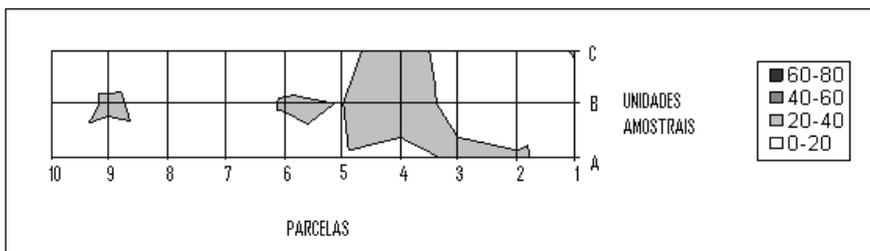


Figura 8. Distribuição dos valores médios de D.A.S (Diâmetro do Tronco medido à Altura do Solo), em uma população de *Lychnophora pinaster* na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG. As linhas referenciadas por A, B e C, correspondem às seqüências de parcelas 1 à 10, 11 à 20 e 21 à 30, respectivamente.

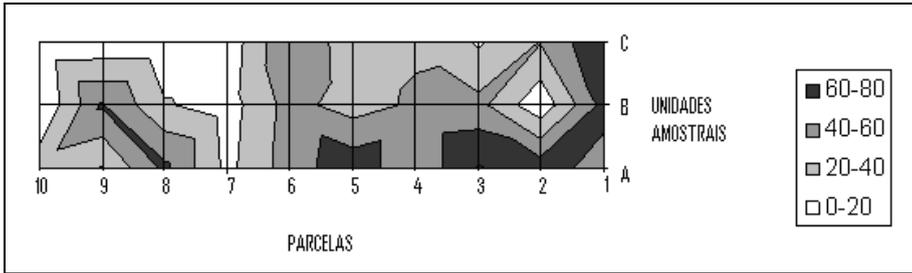


Figura 9. Distribuição dos valores totais de D.A.S (Diâmetro do Tronco medido à Altura do Solo), em uma população de *Lychnophora pinaster* na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG. As linhas referenciadas por A, B e C, correspondem às seqüências de parcelas 1 à 10, 11 à 20 e 21 à 30, respectivamente.

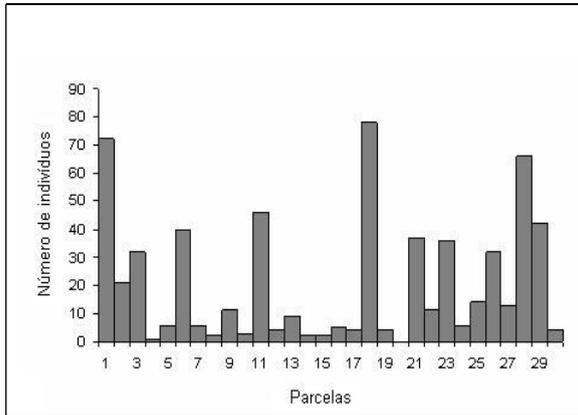


Figura 10. Distribuição dos indivíduos de *Lychnophora pinaster* por parcela, na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG.

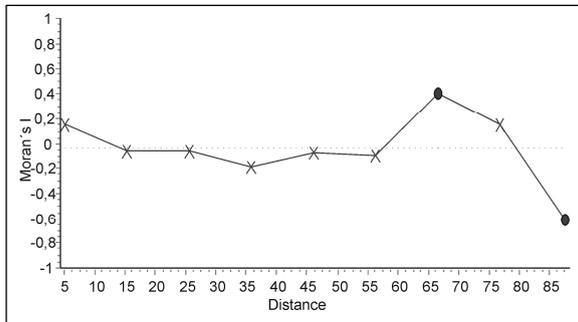


Figura 11. Correlograma espacial de distribuição dos indivíduos de *Lychnophora pinaster* na Reserva Biológica UNILAVRAS-Boqueirão, Ingai - MG. Os pontos assinalados com "X" indicam valores não significativos ao nível de significância considerado ($\alpha=0,05$). O "ponto cheio" indica valor significativo do I ($\alpha=0,05$)

ANÁLISE DA DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA DA FAMÍLIA CARYOPHYLLACEAE NO RIO GRANDE DO SUL

Maria Salete Marchioretto¹

Vinícius Leão da Silva²

Cássia Cristiane da Conceição Bitencourt²

Abstract

The family Caryophyllaceae occurs mainly in temperate or warm temperate regions of the Northern Hemisphere, with some cosmopolitan genera. In Rio Grande do Sul are found 32 species. This study discusses the geographic distribution of the Caryophyllaceae in Rio Grande do Sul. Their taxa occur mostly in open and disturbed areas. The center of richness concentrates in the physiographic region of the Depressão Central, with 18 species; the region of the Serra do Sudeste showed lower richness, with 10 species. It was also observed that the species shows a decreasing pattern of distribution in the half east to the west of the state, with increasing continentality. The greatest similarity between the physiographic regions was observed between the Alto Uruguay and Encosta Superior do Nordeste. The Caryophyllaceae present regional distribution patterns, ranging from very large to very restricted.

Key words: Caryophyllaceae, patterns, phytogeography, southern Brazil.

Resumo

A família Caryophyllaceae ocorre preferencialmente em regiões temperadas ou temperadas quentes do Hemisfério Norte, com alguns gêneros cosmopolitas. No Rio Grande do Sul são encontradas 32 espécies. O presente estudo analisa a distribuição geográfica de Caryophyllaceae no Rio Grande do Sul. Os táxons ocorrem preferencialmente em áreas abertas e antropizadas. O centro de riqueza concentra-se na região fisiográfica da Depressão Central, com 18 espécies, sendo que a região da Serra do Sudeste apresentou menor riqueza, com 10 espécies. Também foi observado que as espécies apresentam um padrão de distribuição decrescente no sentido da metade leste ao oeste, à medida que aumenta a continentalidade no Estado. A maior similaridade entre as regiões fisiográficas foi observada entre o Alto Uruguai e a Encosta Superior do Nordeste. As Caryophyllaceae apresentam padrões de distribuição regionais, que vão deste muito amplos até muito restritos.

Palavras chave: Caryophyllaceae, padrões, fitogeografia, sul do Brasil

Introdução

O conhecimento sobre a diversidade biológica não corresponde apenas a uma lista de nomes específicos, uma vez que as espécies estão distribuídas de modo heterogêneo no espaço. Apesar da ênfase crescente dada à

¹ Pesquisadora e Curadora do Instituto Anchieta de Pesquisas- Herbarium Anchieta. Rua Brasil, 725, Caixa Postal 275- 93001-970 São Leopoldo, RS (herbariopaca@unisinis.br ou saletemarchioretto@gmail.com).

² Acadêmicos do Curso de Biologia, Universidade do Vale dos Sinos, Bolsistas UNIBIC.

biodiversidade, ainda se conhece pouco sobre os padrões de distribuição geográfica das espécies e suas causas.

Padrões geográficos representam tipos de distribuição de organismos em uma escala que considera espaços globais e continentais. O estudo desses padrões permite reconhecer conjuntos formados por espécies que apresentam áreas de distribuição ou centros de diversidade mais ou menos semelhantes (Waechter, 2002).

Poucos são os mapas de distribuição das espécies brasileiras da maioria dos grupos até mesmo nas áreas mais bem estudadas, sendo muitas vezes difícil determinar quais eventos na história do continente produziram essa distribuição. Essas deficiências têm implicações para políticas de conservação e para a compreensão de processos evolutivos básicos. As ações de conservação são em grande parte fundamentadas no conhecimento da distribuição geográfica das espécies.

Caryophyllaceae inclui 86 gêneros com mais de 2.200 espécies, ocorrendo preferencialmente em regiões temperadas ou temperadas quentes do Hemisfério Norte, sendo que determinados gêneros são cosmopolitas. Essa família apresenta uma grande amplitude ecológica, sendo encontrada desde o nível do mar até elevações montanhosas superiores a 3.000 metros (Carneiro & Furlan, 2006). O Rio Grande do Sul está representado por 14 gêneros, totalizando cerca de 32 espécies, que ocorrem em ambientes campestres e antropizados. São ervas anuais ou perenes, subarbustos com folhas opostas, muitas vezes pseudoverticiladas, simples e inteiras; a inflorescência é cimosa, geralmente dicasial, ou então flores solitárias, brácteas presentes ou ausentes, flores hipóginas ou períginas, bissexuadas, raro unissexuadas, actinomorfas, sépalas imbricadas, ovário súpero; fruto geralmente em cápsula (Carneiro & Furlan, 2005).

Trabalhos que abordam a distribuição geográfica de espécies de Caryophyllaceae são escassos, mas dentro da ordem Caryophyllales podem ser citados alguns vinculados a determinadas famílias como Phytolaccaceae, Siqueira & Marchioretto (1994/1995), Amaranthaceae, Siqueira (1994/1995, 2004) e Marchioretto *et al.* (2004, 2008 a, 2008 b). Outros estudos, que incluem as Caryophyllaceae em nível mundial são encontrados na Flora da Índia (Dequan *et al.*, 2001), na Flora do Chile (Reiche, 1996). Em nível de Brasil tem-se a revisão taxonômica realizada por Carneiro (2004). Também Carneiro & Furlan (2004) descreveram *Paronychia revoluta* Carneiro & Furlan, como nova espécie para a Ciência. Com esta família foram realizados também estudos na Flora de São Paulo por Carneiro & Furlan (2005) e na Flora da Bahia por Carneiro & Furlan (2006).

Outros trabalhos realizados com diferentes enfoques, em nível de família ou específicos, foram apresentados por Taia & Ismael (1994), que estudaram os caracteres macro e micro morfológicos de 72 espécies de Caryophyllaceae Egípcias. Takane *et al.* (1994) avaliaram a influência do cloreto de cálcio (CaCl_2) em explantes de *Gypsophila paniculata* L., cultivados em meio de cultura, para fornecer subsídios para a micropropagação da cultura; Taia (1994) realizou um estudo do pólen com algumas espécies

Egípcias de Caryophyllaceae. Especificamente no Rio Grande do Sul, Vergamini *et al.* (2006) analisaram a palinologia do componente herbáceo na atmosfera de Caxias do Sul e mencionaram que a família Caryophyllaceae foi uma que apresentou grande incidência.

O presente trabalho tem como objetivo analisar a distribuição geográfica da família Caryophyllaceae no Rio Grande do Sul.

Material e métodos

Os dados para a distribuição geográfica da família Caryophyllaceae no Rio Grande do Sul foram obtidos através da revisão dos maiores herbários do Estado: HAS, HUCS, ICN e PACA, Thiers continuamente atualizado e bibliografia especializada, principalmente as de Carneiro (2004), Carneiro & Furlan (2005) e Carneiro & Furlan (2006). Sempre que possível foram levantadas as coordenadas geográficas nas fichas de coleta, mas quando ausentes, estas foram obtidas no site Geoloc (disponível na página smlink.cria.org.br/geoloc?criaLANG=pt).

As espécies foram agrupadas de acordo com a classificação de Borges-Fortes (1979) em 11 regiões fisiográficas do Estado: Alto Uruguai (AU), Campanha (CM), Campos de Cima da Serra (CCS), Depressão Central (DP), Encosta do Sudeste (ES), Encosta Inferior do Nordeste (EIN), Encosta Superior do Nordeste (ESN), Litoral (LT), Missões (MS), Planalto Médio (PM) e Serra do Sudeste (SS). Os dados de distribuição foram inseridos em matrizes de presença e ausência. Essas matrizes foram analisadas quanto à riqueza de espécies e similaridade florística entre as regiões fisiográficas, utilizando-se o índice de Jaccard, pelo método de ligação de grupos pareados, através do programa estatístico Paleontological Statistics-PAST (Hammer *et al.*, 2003). A análise da continentalidade no Estado baseou-se na distribuição das espécies em quatro intervalos delimitados pelos meridianos de longitude oeste: entre 49 e 51° W; 51 e 53° W; 53 e 55° W e 55 e 57° W. Estabeleceram-se padrões de distribuição geográfica das espécies com base nas regiões fisiográficas de Borges-Fortes (1979). Foram elaborados mapas de distribuição geográfica, usando o software ARC VIEW, Versão 9.2, a partir dos dados de ocorrência das espécies.

Os autores das espécies mencionadas no texto encontram-se citados na tabela 1 e estão abreviados segundo Brummit & Powell (1992).

Resultados e discussão

Diversidade

Até o presente, as Caryophyllaceae estão representadas no Rio Grande do Sul por 14 gêneros e 32 espécies, distribuídas nas diferentes regiões fisiográficas do Estado (tabela 1). O centro de riqueza desta família concentra-se na Depressão Central (DP) e Encosta Superior do Nordeste (ESN), ambas com 18 espécies. Segue a Encosta Inferior do Nordeste (EIN) com 16 espécies, Campos de Cima da Serra (CCS) com 15 espécies, Planalto Médio (PM), Encosta do Sudeste (ES), Litoral (LT) e Campanha (CM) com 14 espécies; no Alto Uruguai (AU) com 13 espécies, Missões (MS) com 11

<i>Paronychia revoluta</i> C. E. Carneiro & A. Furlan	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1
<i>Paronychia setigera</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) F. Herm.	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1
<i>Polycarpon tetraphyllum</i> (L.) L. f.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	11
<i>Sagina chilensis</i> Naud. ex Gay.	1	0	0	0	1	0	0	1	1	0	1	5
<i>Sagina humifusa</i> (Camb.) Fenzl.	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2
<i>Sagina procumbens</i> L.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Saponaria officinalis</i> L.	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Silene alba</i> L.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
<i>Silene antirrhina</i> L.	1	1	1	1	0	1	1	1	1	0	0	8
<i>Silene armeria</i> L.	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Silene dióica</i> (L.) Clairv.	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1
<i>Silene gallica</i> L.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	11
<i>Spergula arvensis</i> L.	1	1	1	1	1	0	1	0	0	1	0	7
<i>Spergularia grandis</i> (Pers.) Camb.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	11
<i>Stellaria media</i> (L.) Villars	1	0	1	1	1	1	1	1	0	1	1	9
<i>Vaccaria pyramidata</i> Medik.	0	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	4
Riqueza total	18	14	16	13	14	11	18	14	15	14	10	

Similarmente ao presente estudo, Ritter & Waechter (2004) também constataram para espécies de *Mikania* Willd (Asteraceae) uma riqueza maior na Depressão Central, seguida da Encosta Inferior do Nordeste, sendo que a região com menor riqueza de espécies também foi a Serra do Sudeste. A mesma situação foi observada por Marchioretto *et al.* (2008) com Amaranthaceae. Os autores destacaram que a grande representatividade desta família na Depressão Central estaria ligada ao fato de que esta região poderia estar relacionada à posição intermediária entre as terras baixas do sul e as montanhas do norte, fato este já evidenciado por Rambo (1960). Por outro lado, Mondin & Baptista (1996) apontaram para a tribo Mutissieae (Asteraceae) um maior número de espécies (34) na região dos Campos de Cima da Serra e um número menor (16) de espécies no Alto Uruguai. Mondin & Baptista (*l. c.*) argumentam que a grande riqueza encontrada nesta região foi devida à preferência destas espécies por grandes altitudes. Em contrapartida o menor número de espécies no Alto Uruguai foi justificado por estas espécies apresentarem fraca aptidão para ocupar ambientes florestais.

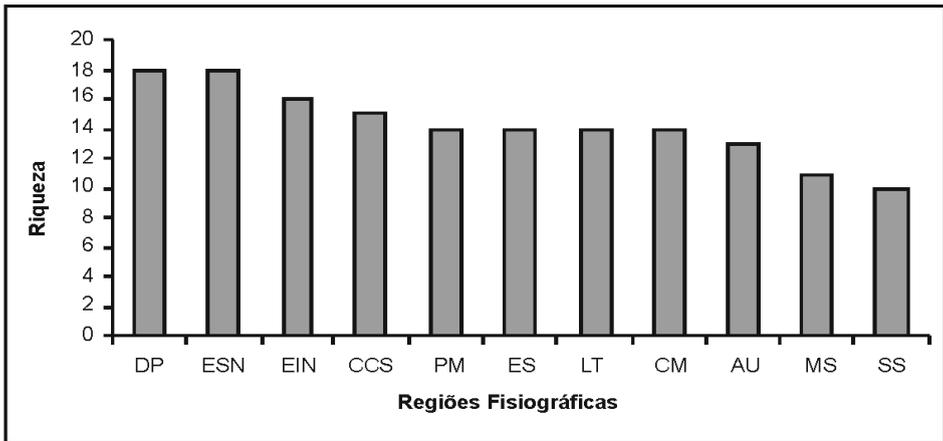


Figura 1: Riqueza de espécies da família Caryophyllaceae nas regiões fisiográficas do RS.

Em relação ao efeito da continentalidade (tabela 2), verifica-se que a maior diversidade de Caryophyllaceae ocorre no RS no intervalo entre 51 e 53°, sendo que as espécies restritas a esta faixa são: *Agrostemma githago*, *Sagina procumbens*, *Silene alba*, *Silene armeria* e *Silene dioica*. A menor diversidade de espécies foi localizada entre 55 e 57°, sendo *Paronychia setigera* a única espécie exclusiva. *Cardionema ramosissima*, *Cerastium dichotricum*, *C. glomeratum*, *Polycarpon tetraphyllum*, *Sagina chilensis*, *Silene gallica*, *Spergula arvensis*, *Spergularia grandis* e *Stellaria media* foram as espécies que ocorreram em todos os intervalos longitudinais.

De acordo com esta análise observou-se que as espécies apresentaram um padrão de distribuição decrescente no sentido da metade leste para a oeste, isto é, à medida que aumenta a continentalidade, o número de espécies decresce gradativamente. De fato, quase todas as espécies que ocorrem na metade oeste (a partir de 53° W) não foram exclusivas ocorrendo em dois ou mais intervalos, com exceção de duas espécies: *Paronychia setigera*, exclusiva no intervalo entre 55 e 57° e *Saponaria officinalis* entre 53 e 55°, respectivamente. Alguns fatores associados, como temperaturas mais elevadas e deficiência hídrica, são possíveis causas da redução da riqueza e abundância de Caryophyllaceae, na medida em que aumenta sua distância do Oceano em direção ao oeste do Rio Grande do Sul. Outro fato a ser considerado é que as maiores universidades e/ou centros de pesquisa estão localizados na porção leste, que intensificam seus levantamentos no leste e nas regiões mais centrais do Estado, pela facilidade de acesso e maior disponibilidade de verbas. Padrões semelhantes foram observados por Schmitt (2005) para epífitos de Monilófitas e por Marchioretto et al. (2008) com a família Amaranthaceae.

Tabela 2: Distribuição em relação à continentalidade (longitude W GR) das espécies de Caryophyllaceae no Rio Grande do Sul.

Espécie	49 a 51°	51 a 53°	53 a 55°	55 a 57°
<i>Agrostemma githago</i>	0	1	0	0
<i>Arenaria lanuginosa</i>	1	1	1	0
<i>Cardionema ramosissima</i>	1	1	1	1
<i>Cerastium commersonianum</i>	1	1	1	0
<i>Cerastium dicotrichum</i>	1	1	1	1
<i>Cerastium glomeratum</i>	1	1	1	1
<i>Cerastium humifusum</i>	1	1	0	1
<i>Cerastium mollissimum</i>	1	0	0	1
<i>Cerastium rivulare</i>	1	1	1	0
<i>Cerastium selloi</i>	1	0	0	0
<i>Cerastium semidecandrum</i>	1	1	1	0
<i>Drymaria cordata</i>	1	1	1	0
<i>Paronychia brasiliiana</i>	1	1	1	0
<i>Paronychia camphorosmoides</i>	1	1	0	0
<i>Paronychia communis</i>	1	1	1	0
<i>Paronychia fasciculata</i>	1	0	0	0
<i>Paronychia revoluta</i>	1	0	0	0
<i>Paronychia setigera</i>	0	0	0	1
<i>Polycarpon tetraphyllum</i>	1	1	1	1
<i>Sagina chilensis</i>	1	1	1	1
<i>Sagina humifusa</i>	1	1	0	0
<i>Sagina procubens</i>	0	1	0	0
<i>Saponaria officinalis</i>	0	0	1	0
<i>Silene alba</i>	0	1	0	0
<i>Silene antirrhina</i>	1	1	1	0
<i>Silene armeria</i>	0	1	0	0
<i>Silene dioica</i>	0	1	0	0
<i>Silene gallica</i>	1	1	1	1
<i>Spergularia arvensis</i>	1	1	1	1
<i>Spergularia grandis</i>	1	1	1	1
<i>Stellaria media</i>	1	1	1	1
<i>Viccaria pyramidata</i>	0	1	1	0
Riqueza total	24	26	19	12

Similaridade florística entre as regiões fisiográficas do Rio Grande do Sul

A análise de agrupamento (figura 2) evidenciou a existência de duas unidades florísticas para Caryophyllaceae no Rio Grande do Sul. Um grupo bem distinto formado pelas espécies ocorrentes nos Campos de Cima da Serra, representado por *Arenaria lanuginosa*, *Cerastium commersonianum*, *C. dicotrichum*, *C. glomeratum*, *C. mollissimum*, *C. rivulare*, *C. selloi*, *Paronychia camphorosmoides*, *P. communis*, *P. revoluta*, *Polycarpon tetraphyllum*, *Sagina chilensis*, *Silene antirrhina*, *S. gallica* e *Spergularia grandis*. Essas espécies apresentam hábito herbáceo, sendo encontradas em bordas de estradas, campos arenosos, sujos, algumas são adventícias. O segundo grande grupo está constituído por dois sub-grupos. O primeiro representado pelas espécies ocorrentes nas regiões da Campanha e Serra do Sudeste possuem uma similaridade florística de 60%, e a unidade entre elas é conferida principalmente pelas espécies *Cardionema ramosissima*, *Cerastium commersonianum*, *C. glomeratum*, *Paronychia communis*, *Polycarpon*

tetraphyllum, *Silene gallica*, e *Spergularia grandis*, com hábito herbáceo e hábitat em campos sujos, campos rupestres, em bordas de matas com solos alterados. E um grupo distinto representado pelas espécies que ocorrem no Litoral (14 spp). O segundo sub-grupo sub-dividindo-se em mais dois, um totalmente separado, com as espécies das Missões (11 spp), sendo estas consideradas moderadamente a amplamente distribuídas nas regiões fisiográficas do Estado. O outro sub-grupo também se sub-dividindo em um grupo abrangendo as espécies do Alto Uruguai e Encosta Superior do Nordeste possuindo uma similaridade em torno de 63%, sendo compartilhado por 13 espécies em comum, apresentando hábito herbáceo, encontradas em ambientes secos e úmidos em bordas de matas e estradas, encostas de morros e campos antropizados. A outra sub-divisão abrangeu dois grupos totalmente separados, um representado pela Encosta do Sudeste e pelo Planalto Médio, ambos com 14 espécies. E ainda outro grupo que apresentou uma similaridade significativa em torno de 62% entre a Encosta Inferior do Nordeste e Depressão Central, sendo que apenas três espécies foram diferentes do grupo anterior (*Cardionema ramosissima*, *Cerastium dicotrichum*, *Cerastium rivulare*), com hábito e hábitat semelhantes ao grupo antecedente.

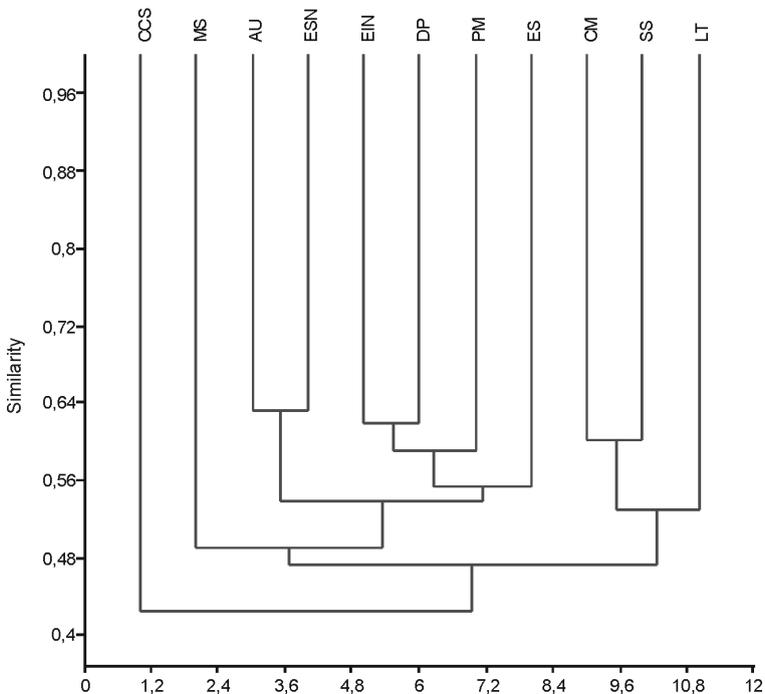


Figura 2: Dendrograma de similaridade florística das espécies de Caryophyllaceae nas regiões fisiográficas do RS.

Padrões de distribuição geográfica

I- Padrão regional muito amplo

Neste padrão encontram-se três gêneros, com uma espécie cada (figura 3), *Polycarpon tetraphyllum*, *Silene gallica* e *Spergularia grandis*, que ocorrem em todas as regiões fisiográficas do Estado. A primeira espécie é considerada ruderal, sendo encontrada em beira de estradas e em terras férteis. A segunda habita em solos modificados, em bordas de estradas e também é comum entre vários tipos de culturas. *Spergularia grandis* é encontrada em campos arenosos, restingas e margens de estradas.

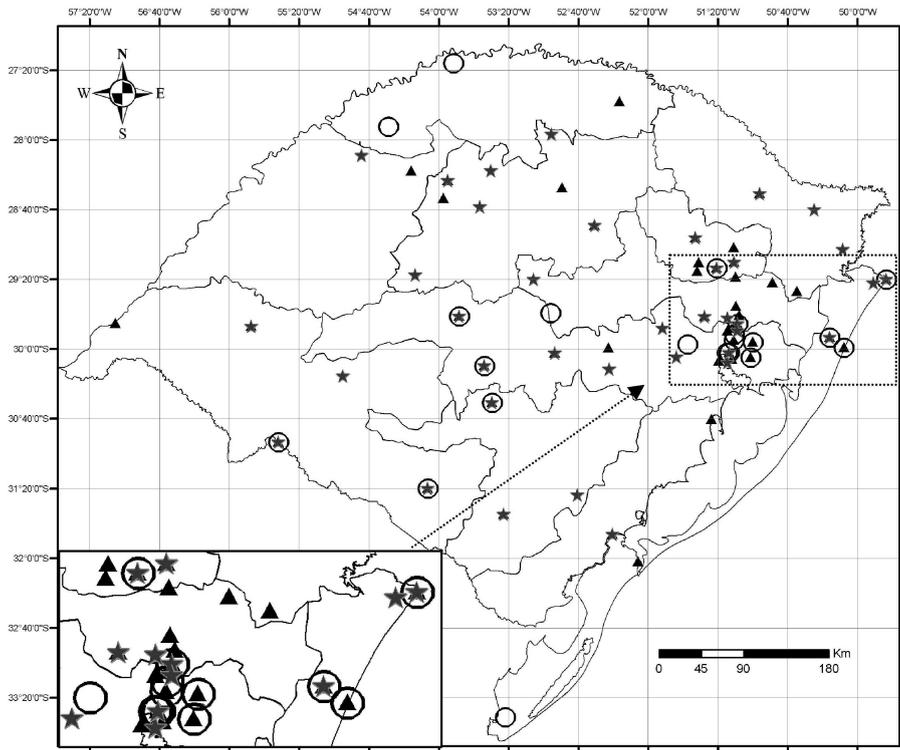


Figura 3: Padrão regional muito amplo: ○ *Polycarpon tetraphyllum* (L.) L. f, ▲ *Silene gallica* L, ★ *Spergularia grandis* (Pers.) Cambess.

II- Padrão regional amplo

Este padrão inclui nove gêneros, com 12 espécies (figuras 4 e 5): *Arenaria lanuginosa*, *Cardionema ramosissima*, *Cerastium commersonianum*, *C. dicotrichum*, *C. glomeratum*, *C. rivulare*, *Drymaria cordata*, *Paronychia communis*, *Sagina chilensis*, *Silene antirrhina*, *Spergula arvensis* e *Stellaria media*. Estas ocorrem em cinco a nove regiões fisiográficas. *Arenaria lanuginosa* é encontrada em encostas de morros, bordas de estradas e em campos. *Cardionema ramosissima* é uma espécie ruderal ocorrendo em

campos antropizados. As espécies de *Cerastium* são encontradas principalmente em bordas de matas e de estradas, em campos; *C. glomeratum* ocorre também em locais com solos bastante alterados. *Drymaria cordata* habita nos mais variados lugares, em bordas de matas, campos, encostas úmidas, até mesmo parcialmente submersas em córregos e valas. *Paronychia communis* é encontrada em bordas de estradas, escarpas rochosas secas ou úmidas e em campos sujos. *Sagina chilensis* comumente ocorre em campos, beiras de estradas, em ruas pavimentadas, entre paralelepípedos. *Silene antirrhina* habita bordas de matas e estradas arenosas e também campos cultivados. *Spergula arvensis* é comumente encontrada em campos lavrados, entre gramíneas cultivadas. *Stellaria media* ocorre em terrenos modificados, jardins, viveiros, roças e campos cultivados.

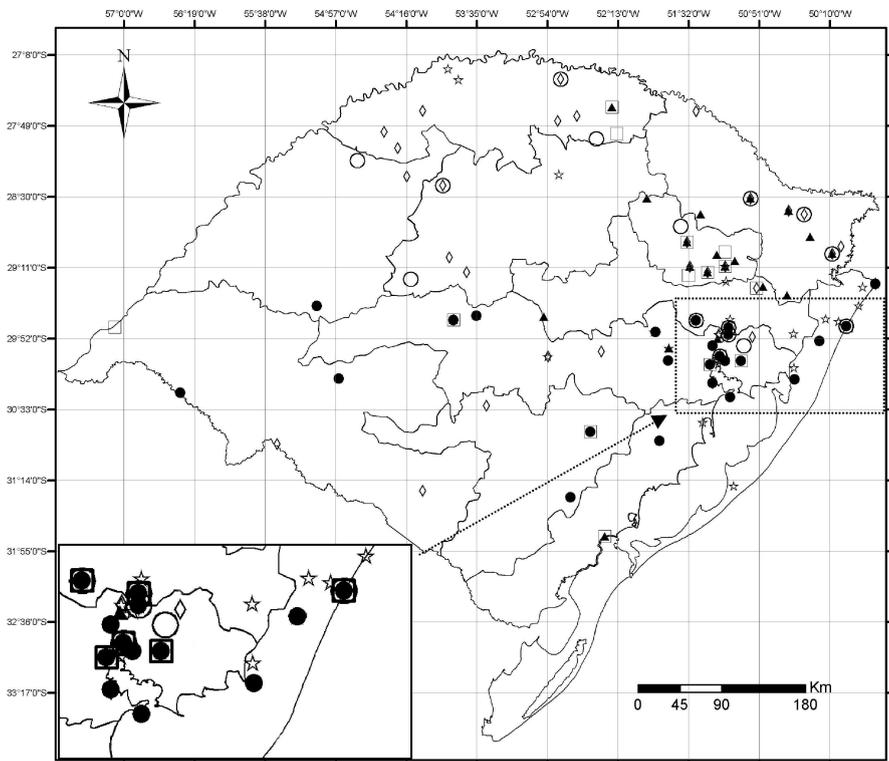


Figura 4: Padrão regional amplo: ▲ *Arenaria lanuginosa* (Michx.) Rohrb., ● *Cardionema ramosissima* (Weinm.) A. Nelson & J. F. Macbr., ☆ *Drymaria cordata* (L.) Willd. ex. Schult., ◇ *Paronychia communis* Cambess., ○ *Silene antirrhina* L., □ *Spergula arvensis* L.

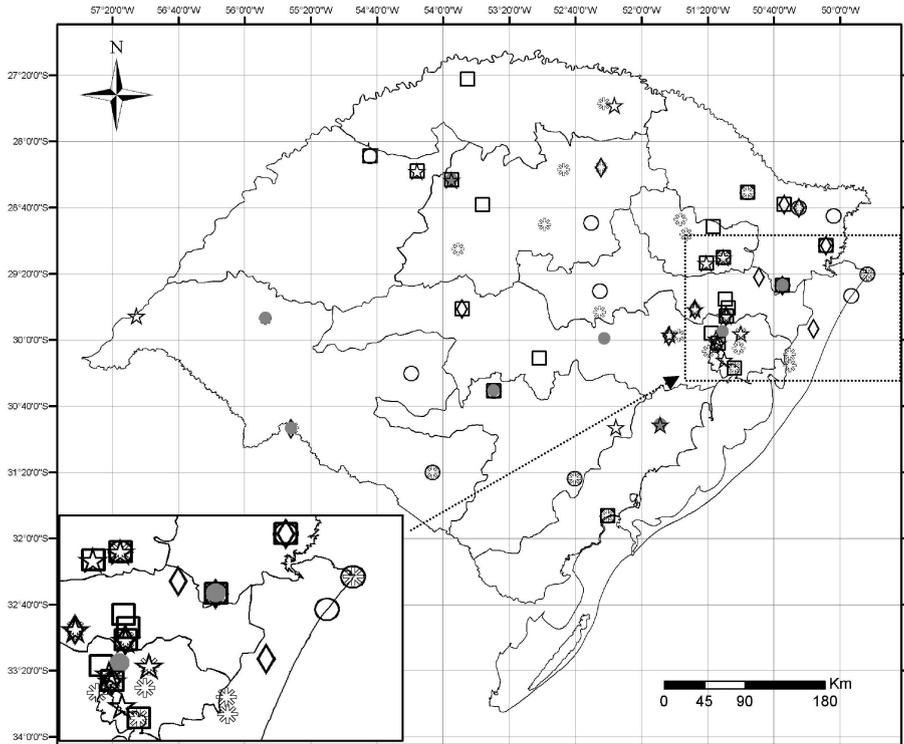


Figura 5: Padrão regional amplo II: ○ *Cerastium commersonianum* DC., ◇ *C. dicotrichum* Fenzl ex Rohrb., ☼ *C. glomeratum* Thuill., □ *C. rivulare* Cambess., ● *Sagina chilensis* Naudin., ☆ *Stelaria media* (L.) Vill.

III - Padrão regional restrito

Três gêneros e seis espécies apresentam este padrão (figura 6). Essas espécies ocorrem em duas, até quatro regiões do Estado, sendo elas: *Cerastium humifusum*, *C. mollissimum*, *C. semidecandrum*, *Sagina humifusa* e *Viccaria pyramidata*. As espécies de *Cerastium* são encontradas principalmente em campos sujos secos e arenosos, algumas vezes podem ocorrer em campos úmidos como é o caso de *C. humifusum*. *Sagina humifusa* comumente encontrada em frestas de calçadas. *Viccaria pyramidata* é considerada planta invasora de campos cultivados.

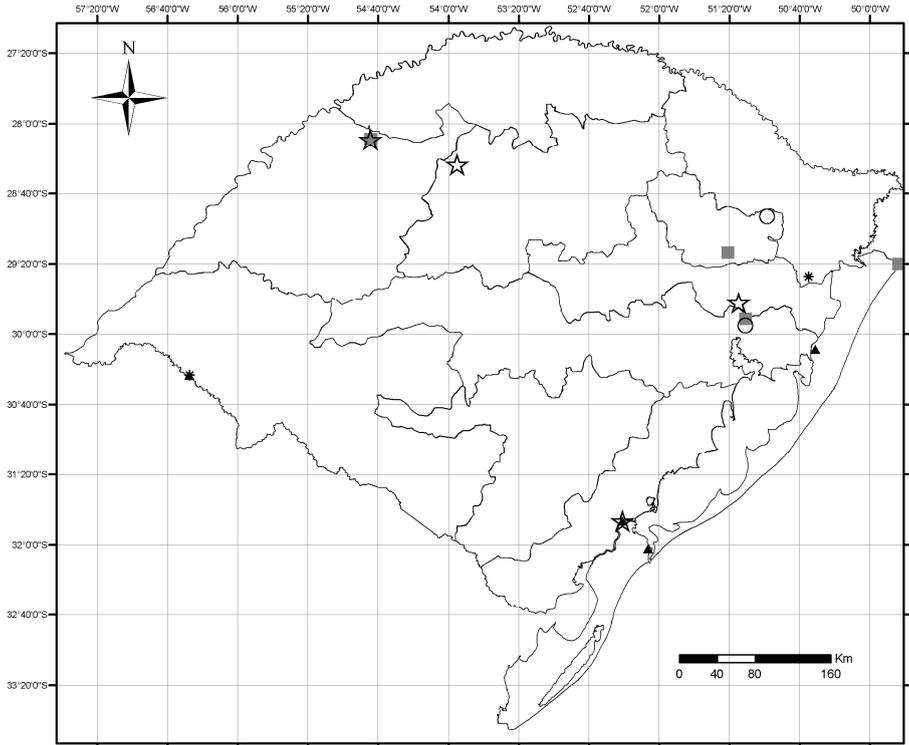


Figura 6: Padrão regional restrito: ▲ *Cerastium humifusum* Cambess ex. A. St.-Hil., * *C. mollissimum* Poir., ■ *C. semidecandrum* L., ○ *Sagina humifusa* (Camb.) Fenzl., ☆ *Viccaria pyramidata* Medik.

IV- Padrão regional muito restrito

Neste padrão são encontrados cinco gêneros com 10 espécies restritas a uma única região (fig. 7), tendo a grande maioria das espécies um único ponto de ocorrência. São elas: *Agrostema githago*, que ocorre somente no município de Veranópolis, na Encosta Superior do Nordeste, como adventícia. *Cerastium selloi* é encontrado na localidade de Azulega no município de São Francisco de Paula, na região dos Campos de Cima da Serra, em campos subturfosos. *Paronychia fasciculata*, registrada somente para o Caracol, no município de Canela, na região da Encosta Inferior do Nordeste, em borda de estrada. *Paronychia revoluta* é encontrada em cinco pontos diferentes nos municípios de Bom Jesus, São Francisco de Paula e Vacaria, na região dos Campos de Cima da Serra, em campos sujos e rochosos sub-úmidos. *Paronychia setigera* ocorre somente no Cerro do Jarau, no município de Quarai, na região da Campanha, em campos rochosos sub-úmidos. *Sagina procumbens* habita somente no município de Canoas, na Depressão Central, em beira de estrada. *Saponaria officinalis* é encontrada somente no município de Irai, no Alto Uruguai. *Silene alba* ocorre no município de Farroupilha, na

Encosta Superior do Nordeste, em campos secos. De *Silene armeria* tem-se registro de dois pontos, um no município de Pareci e outro em São Leopoldo, na Encosta Inferior do Nordeste, em beira de estradas. *Silene dioica* é encontrada na localidade de Santa Rita, no Município de Farroupilha, na região da Encosta Superior do Nordeste, em bordas de estradas como subespontânea.

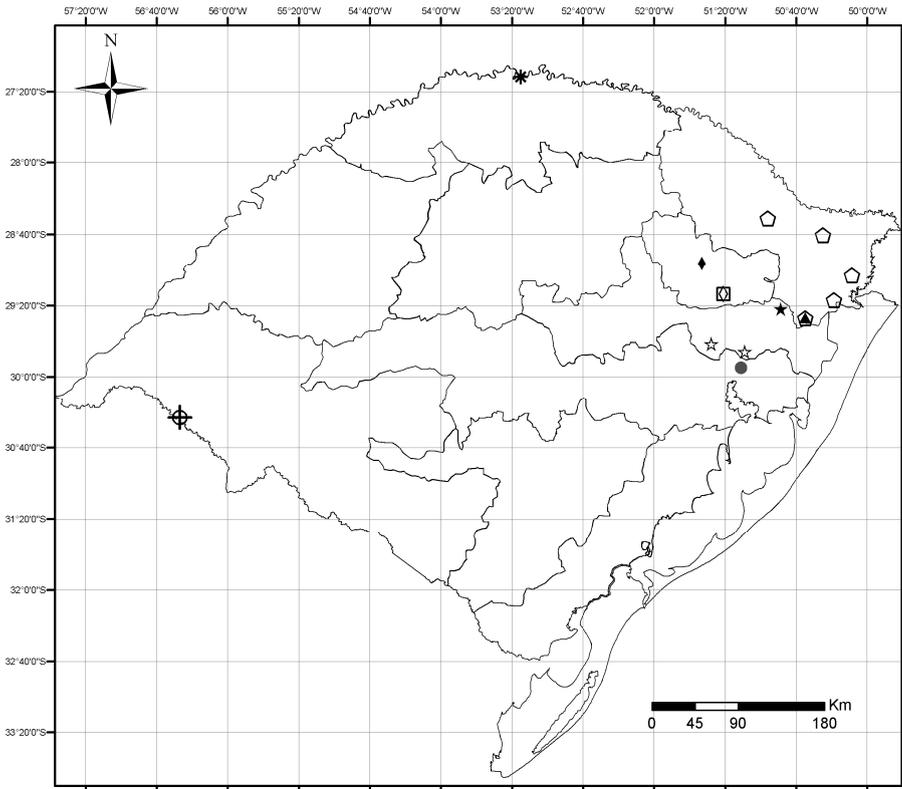


Figura 7: Padrão muito restrito: ♦ *Agrostema githago* L., ▲ *Cerastium selloi* Schldtl. ex Rohrb., ★ *Paronychia fasciculata* Chaudhri., ◊ *P. revoluta* C. E. Carneiro & A. Furlan., ⊕ *P. setigera* (Gillies) F. Herm., ● *Sagina procumbens* L., * *Saponaria officinalis* L., □ *Silene alba* (Mill.) E. H. L. Krause., ☆ *S. armeria* L., ◇ *S. dioica* (L.) Clairv.

Referências bibliográficas

- BORGES-FORTES, A. B. 1979. *Compêndio de geografia geral do Rio Grande do Sul*. 6ª edição. Porto Alegre: Ed. Sulina. 97p.
- BRUMMIT, R. K. & POWEL, C. E. 1992. *Authors of Plant Names*. Kew: Royal Botanic Gardens. 732p.
- CARNEIRO, C. E. 2004. *A família Caryophyllaceae no Brasil*. Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista, Rio Claro.
- CARNEIRO, C. E. & FURLAN, A. 2004. *Paronychia revoluta*, a New Species of Caryophyllaceae from Brazil. *Novon* 14 (1):33-35.

- CARNEIRO, C. E. & FURLAN, A. 2005. Caryophyllaceae. In: Wanderley, M.G.L.; Shepherd, G.; Melhem, T.S., Martins, S.E., Kirizawa, M. & Giulietti, A. M. (Orgs). *Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo*. São Paulo: FAPESP-HUCITEC. P 171-184.
- CARNEIRO, C. E. & FURLAN, A. 2006. Flora da Bahia - Caryophyllaceae. *Sitientibus, Série. C. Biológicas* 6(3):174-181.
- DUQUAN, L.; ZHENGYI, W.; CHENG-YIH, W.; LIHUA, Z.; SCHILENG, C.; GILBERT, M. G.; LIDÉN, M.; MCNEIL, J.; MORTON, J. K.; OXELMAN, B.; RABELER, R. K.; THULIN, M.; TURLAND, N. J. & WAGNER, W. L. 2001. *Caryophyllaceae - Flora of China* 6:1-113.
- HAMMER, O.; HARPER, D. A. T. & RYAN, P. D. 2003. *Paleontological Statistics - PAST*. Version 1.18. <http://folk.uio.no/ohammer/past>.
- MARCHIORETTO, M. S.; WINDISCH, P. G. & SIQUEIRA, J. C. 2004. Padrões de distribuição geográfica das espécies de *Froelichia* Moench e *Froelichiella* R. E. Fries (Amaranthaceae) no Brasil. *Iheringia, Sér. Bot.* 2: 149-159.
- MARCHIORETTO, M. S., MIOTTO, S. T. S. & SIQUEIRA, J. C. 2008 a. Padrões de distribuição geográfica dos táxons brasileiros de *Hebanthe* Mart. (Amaranthaceae). *Pesquisas, Botânica* 59:59-170.
- MARCHIORETTO, M. S.; AZEVEDO, F.; JOSENDE, M. V. F & SCHNORR, D. M. 2008 b. Biogeografia da família Amaranthaceae no Rio Grande do Sul. *Pesquisas, Botânica* 59:171-190.
- MONDIN, C. A. & BAPTISTA, L. R. M. 1996. Relações biogeográficas da Tribo *Mutisieae* Cass. (Asteraceae), *Sensu* Cabrera, no Rio Grande do Sul. *Comum. Mus. Ciênc. Tecnol., PUCRS, Sér. Bot.* 1(2):49-152.
- RAMBO, B. 1960. Die Südgrenze des brasilianischen Regenwaldes. *Pesquisas, Botânica* 8:5-41.
- RAMBO, B. 2000. *A Fisionomia do Rio Grande do Sul*. São Leopoldo: Editora Unisinos. 473p.
- REICH, K. 1896. *Estudios críticos de la Flora de Chile*, Vol. 1. 189p.
- RITTER, M. R. & WAECHTER, J. L. 2004. Biogeografia do gênero *Mikania* Willd. (Asteraceae) no Rio Grande do Sul. *Acta Botânica Brasílica* 18(3):643-652.
- SCHMITT, J. L. 2005. *Estudos florísticos, ecológicos e do desenvolvimento em Cyatheaceae (Pteridophyta) no Rio Grande do Sul*. Tese. (Doutorado em Botânica). Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 167p.
- SIQUEIRA, J. C. 1994/1995. Fitogeografia das Amaranthaceae Brasileiras. *Pesquisas, Botânica* 45:5-21.
- SIQUEIRA, J. C. 2004. Amaranthaceae: padrões de distribuição geográfica e aspectos comparativos dos gêneros Africanos e Sulamericanos. *Pesquisas, Botânica* 55:177-185.
- SIQUEIRA, J. C. & MARCHIORETTO, M. S. 1994/1995. Padrões de distribuição geográfica da família Phytolaccaceae no Brasil. *Pesquisas, Botânica* 45: 23-62.
- TAIA, W. K. 1994. On the pollen morphology of some Egyptian Caryophyllaceae. *King Saud. Univ.* 6(2):149-165.
- TAIA, W.K. & ISMAEL, S.R. 1994. Morphological studies with the Caryophyllaceae. *King Saud. Univ.* 6 (2):181-194.
- TAKANE, R. J.; MINAM, K.; LUCCHESI, A. A. & ALMEIDA, M. 1994. Influência do cloreto de cálcio no crescimento de explantes de *Gypsophila paniculata* L. (Caryophyllaceae) cultivados in vitro. *Scientia Agrícola* 51(2):235-239.
- THIERS, B. [continuously updated]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/ih/>. Acesso em 12/2008.
- VERGAMINI, S. M., VALENCIA-BARRERA, R. M., SBERSI, F. & MAFFAZZIOLI, T. F. 2006. Palinologia do componente herbáceo da atmosfera de Caxias do Sul, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 20(4):937-941.
- WAECHTER, J. L. 2002. Padrões geográficos na flora atual do Rio Grande do Sul. *Ciência & Ambiente* 24:93-108.

PADRÃO DE DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DE SAMAMBAIAS NO INTERIOR FLORESTAL DO PARQUE NATURAL MUNICIPAL DA RONDA, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL.

Magali Blume¹

Ciliana Rechenmacher²

Jairo Lizandro Schmitt³

Abstract

Fern distribution patterns are related to biotic and abiotic factors. We evaluated the spatial distribution pattern of the fern species occurring at Parque Natural Municipal da Ronda, in São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul, Brazil; and characterized the population structure of *Dicksonia sellowiana* Hook., the only tree fern species recorded at the sampling. We counted all present individuals in 40 randomly installed, 25m² plots, in a hectare of mixed humid forest and in a hectare of secondary forest, in order to determine spatial distribution patterns, using Morisita's Index and Variance/Mean Ratio. We recorded 524 plants at the secondary forest and 503 at the mixed humid forest, distributed in eight fern species, at both sites. The aggregated spatial distribution observed for all analyzed species is a tendency found by other authors for other ferns. *Dicksonia sellowiana* presented a significantly higher frequency of individuals at the class of lower height, indicating a great potential for population recomposing, at the mixed humid forest, through the natural regeneration of this species.

Key words: spatial arrangement, aggregation, Araucaria forest, secondary forest

Resumo

O padrão de distribuição espacial de samambaias está relacionado com fatores bióticos e abióticos. Foi avaliado o padrão de distribuição espacial de espécies de samambaias, no Parque Natural Municipal da Ronda, São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul, Brasil; e caracterizada a estrutura populacional de *Dicksonia sellowiana* Hook., única espécie de porte arborescente registrada na amostragem. Foram contados todos os indivíduos ocorrentes em 40 parcelas de 25m², instaladas aleatoriamente, em um hectare de floresta ombrófila mista e um hectare de floresta secundária, para determinar o padrão de distribuição espacial das espécies, utilizando o Índice de Morisita e a Razão Variância/média. Na área de floresta secundária foram registrados 524 indivíduos e na floresta ombrófila mista um total de 503 indivíduos, distribuídos

¹ Programa de Pós-Graduação em Qualidade Ambiental, Centro Universitário FEEVALE, Novo Hamburgo, RS, Brasil., Centro Universitário Feevale.

² Curso de Ciências Biológicas, Centro Universitário FEEVALE. RS 239, 2755, Bairro Vila Nova, 93352-00, Novo Hamburgo, RS, Brasil. Email: cilianare@gmail.com.

³ Programa de Pós-Graduação em Qualidade Ambiental, Centro Universitário FEEVALE, Novo Hamburgo, RS, Brasil., Centro Universitário Feevale. Email: jairols@feevale.br

entre oito espécies de samambaias, em ambas as áreas. A distribuição espacial agregada encontrada para todas as espécies analisadas é uma tendência observada por outros autores para outras samambaias. *Dicksonia sellowiana* apresentou uma frequência de indivíduos expressivamente superior na classe de menor altura, indicando grande potencial de recomposição populacional, na floresta ombrófila mista, através da regeneração natural da espécie.

Palavras-chave: arranjo espacial, agregação, floresta com araucária, floresta secundária

Introdução

A conservação ou a utilização de recursos de ecossistemas tropicais depende da compreensão da dinâmica populacional (Van Groenendael *et al.*, 1996), sendo que identificar padrões é a primeira etapa para se entender processos ecológicos (Fortin *et al.*, 2002). Estudar o padrão de distribuição das espécies é um passo importante quando se pretende restaurar áreas degradadas, principalmente aquelas com problemas de regeneração (Giehl *et al.*, 2007). Além disso, a análise da estrutura de uma população contribui na avaliação da sua vitalidade, em um determinado instante de tempo (Gatsuk *et al.*, 1980).

A distribuição espacial de samambaias e licófitas têm como fator principal o limite de dispersão dos propágulos, que é característico de cada espécie (Tuomisto *et al.*, 2002). Em florestas tropicais, o padrão de distribuição de populações de samambaias e licófitas é resultante também de fatores abióticos, tais como substrato (Poulsen & Baslev, 1991; Tuomisto & Poulsen, 1996; Zuquim *et al.*, 2007), umidade do solo (Young & León, 1989; Page, 2002), luminosidade (Tryon, 1989; Page, 2002) ou estrutura da mata (Tanner, 1983; Bittner & Breckle, 1995; Arens & Baracaldo, 1998). As variáveis ambientais podem influenciar o tipo de padrão espacial das espécies, que pode ser de três tipos fundamentais: uniforme, aleatório e agregado, sendo este último o mais observado (Harper, 1977; Araújo *et al.*, 2001).

No Brasil meridional, no estado do Rio Grande do Sul, trabalhos sobre a estrutura e distribuição espacial de samambaias foram realizados por Schmitt & Windisch (2005, 2007) com *Alsophila setosa* Kaulf. e *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae); por Franz & Schmitt (2005) e Rechenmacher *et al.* (2007) com *Blechnum brasiliense* Desv. e *B. tabulare* (Thunb.) Kuhn (Blechnaceae), em floresta estacional semidecidual e campo, respectivamente. Em floresta psamófila, no litoral norte do estado, Athayde Filho (2002) também apresentou aspectos da estrutura populacional e o padrão de distribuição espacial de 19 espécies de samambaias.

Este estudo avaliou o padrão de distribuição espacial de espécies de samambaias, ocorrentes no sub-bosque de floresta ombrófila mista e de floresta secundária, no Parque Natural Municipal da Ronda, no município de São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul, Brasil; e caracterizou a estrutura populacional de *Dicksonia sellowiana* espécie de porte arborescente, registrada apenas na floresta ombrófila mista.

Material e Métodos

Área de estudo - O trabalho de campo foi desenvolvido no Parque Natural Municipal da Ronda (PNMR), no município de São Francisco de Paula, na região dos Campos de Cima da Serra (Rambo, 1956). Dentro do PNMR foram selecionadas duas áreas de um hectare: a) a primeira é um fragmento de floresta ombrófila mista (29°26'50.5"S e 50°32'54.2"W; 869m de altitude), que se caracteriza por apresentar *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze no estrato emergente; b) a segunda área trata-se de uma floresta secundária (29°27'23.2"S e 50°33'08.4"W; 723m de altitude), que está se regenerando naturalmente, em um campo agrícola abandonado, com aproximadamente 30 anos, segundo informações de moradores locais. O clima da região é do tipo Cfb de acordo com a classificação climática de Köppen, ou seja, temperado úmido (C), com chuvas durante todos os meses do ano (f) e com temperatura média do mês mais quente inferior a 22°C (b). A precipitação média anual é de 2.468mm e a temperatura média anual é de 14,1°C (Moreno, 1961). O solo é classificado como cambissolo húmico aluminico, associado com neossolo litólico, raso a profundo, comum em áreas onde a alta pluviosidade e as temperaturas baixas favorecem o acúmulo de matéria orgânica (Streck *et al.*, 2002).

Amostragem - Na floresta ombrófila mista foram arranjadas 10 transecções de 100m paralelas a uma distância de 10m entre si. Cada transecção apresentava 20 pontos com 5m de distância, constituindo um total de 200 pontos. Na área da floresta secundária foram arranjadas 20 transecções paralelas de 50m e 10m de distância entre si. Cada transecção apresentava 10 pontos com distância de 5m, totalizando também 200 pontos. Para cada área foram sorteados 40 pontos aleatoriamente onde foram demarcadas parcelas de 25m² (5x5m) totalizando 1000m². Em cada parcela foi contado o número de indivíduos de cada uma das espécies de samambaias terrícolas registradas. Somente foram consideradas as espécies com no mínimo 10 indivíduos, considerando a área total amostrada. Foi mensurada a altura dos indivíduos de samambaias arborescentes para sua distribuição em classes de tamanho, empregando intervalos adotados por Schmitt & Windisch (2007): 0 a 0,80m (Classe 1) e > 0,80 a 1,60m (Classe 2).

Composição florística - As amostras das plantas coletadas foram analisadas seguindo a metodologia de campo proposta por Windisch (1992). A identificação das espécies foi realizada por meio de bibliografia especializada, comparações ao material determinado em herbário e consultas a especialistas. O sistema de classificação adotado foi o de Smith *et al.*, (2006), com modificações apresentadas em Smith *et al.*, (2008). O nome das espécies está de acordo com o Missouri Botanical Garden (W3TROPICOS, 2010). Espécime testemunho da identificação foi depositado no *Herbarium Anchieta* (PACA), da Universidade do Vale do Rio dos Sinos, São Leopoldo e as duplicadas, no laboratório de Botânica, do Centro Universitário Feevale, Novo Hamburgo, RS.

Distribuição espacial - Para determinar o padrão de distribuição espacial das espécies foi utilizado o Índice de Morisita (IM) e a Razão Variância/média (R) (Krebs, 1989). Os valores de IM e R menor do que 1

indicam distribuição regular, maior a 1 distribuição agregada e igual a 1 distribuição aleatória. A significância estatística foi constatada através do valor χ^2 (Qui Quadrado) para um dado número de graus de liberdade (gl) em nível de significância de 5%.

Resultados

Na área de floresta secundária foram registrados 524 indivíduos e na floresta ombrófila mista um total de 503 indivíduos, distribuídos entre oito espécies de samambaias, em ambas as áreas. As espécies da floresta secundária foram distribuídas em seis e as da floresta ombrófila mista em sete famílias. As famílias que se mostraram comuns para as duas áreas foram: Blechnaceae, Dryopteridaceae e Thelypteridaceae.

Em ambas as áreas, nenhuma espécie ocorreu em todas as parcelas. *Ctenitis submarginalis* apresentou a população mais abundante na floresta secundária, com densidade média de 3,62 ind 25m⁻². No máximo foram registrados 16 indivíduos desta espécie por parcela. *Doryopteris pedata* apresentou o menor número de indivíduos e densidade média de 0,47 ind 25m⁻². *Lastreopsis amplissima* foi mais abundante na floresta ombrófila mista, com densidade média de 4,15 ind 25m⁻². No entanto, *Dicksonia sellowiana* apresentou a maior abundância por parcela (14 indivíduos). *Diplazium herbaceum* apresentou a população menos abundante e densidade média de 0,42 ind 25m⁻² (Tabela 1 e 2).

Tabela 1. Distribuição espacial das espécies de samambaias encontradas na floresta ombrófila mista, São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul. Número total de indivíduos (ind.) amostrados (N); Número máximo de indivíduos por parcela (Nmáx.); DP (Desvio padrão); Índice de Morisita (IM); Razão Variância/média (R); χ^2 (Qui Quadrado); ASP (Aspleniaceae), BLE (Blechnaceae), WOO (Woodsiaceae), DIC (Dicksoniaceae), DRY (Dryopteridaceae), THE (Thelypteridaceae), MAR (Marattiaceae).

Espécies	Família	N	Nmáx.	Nº. médio de ind. 25m ⁻² ± DP	IM	R	χ^2
<i>Asplenium harpeodes</i> Kunze	ASP	22	8	0,55±1,72	9,2	4,93	210,4
<i>Blechnum binervatum</i> (Desv.) R.M. Tryon & Stolze	BLE	60	8	1,50±2,02	2	1,97	106,8
<i>Diplazium herbaceum</i> Fee	WOO	17	8	0,42±1,52	11,6	5,09	211
<i>Dicksonia sellowiana</i> Hook.	DIC	143	14	3,57±3,08	1,6	2,04	103,4
<i>Lastreopsis amplissima</i> (C. Presl) Tindale	DRY	166	11	4,15±2,66	1,2	1,19	66,8
<i>Macrothelypteris torresiana</i> (Gaudich.) Ching	THE	20	11	0,50±1,93	15,2	7,02	272
<i>Marattia laevis</i> Sm.	MAR	18	7	0,45±1,34	8	3,58	155,2
<i>Polystichum longecuspis</i> Fée	DRY	57	6	1,42±1,48	1,2	1,07	60,20

Tabela 2. Distribuição espacial das espécies de samambaias encontradas na floresta secundária, São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul. Número total de indivíduos (ind.) amostrados (N); Número máximo de indivíduos por parcela (Nmáx.); DP (Desvio padrão); Índice de Morisita (IM); Razão Variância/média (R); χ^2 (Qui Quadrado); ANE (Anemiaceae) BLE (Blechnaceae), DRY (Dryopteridaceae), DEN (Dennstaedtiaceae), PTE (Pteridaceae), THE (Thelypteridaceae).

Espécies	Família	N	Nmáx.	Nº. médio de ind. 25m ² ± DP	IM	R	χ^2
<i>Anemia phyllitidis</i> (L.) Sw.	ANE	34	12	0,85±2,20	7,2	5,78	250,8
<i>Blechnum Australe</i> L.	BLE	58	10	1,45±2,31	3,6	4,2	198,4
<i>Ctenitis submarginalis</i> (Langsd. & Fisch.) Ching	DRY	145	16	3,62±3,94	2	3,36	167
<i>Dennstaedtia obtusifolia</i> (Willd.) T. Moore	DEN	37	9	0,92±2,27	6	4,89	217
<i>Doryopteris pedata</i> (L.) Fee	PTE	19	8	0,47±1,57	10	4,83	202,2
<i>Pteris deflexa</i> Link	PTE	33	4	0,82±1,32	2,4	1,58	82,2
<i>Rumohra adiantiformis</i> (G. Forst.) Ching	DRY	128	12	3,2±2,99	1,6	1,96	108,8
<i>Thelypteris hispidula</i> (Decne.) C.F. Reed	THE	70	12	1,75±2,51	2,4	2,74	140,4

Todas as espécies analisadas para ambas as áreas apresentaram um padrão de distribuição agregado. Na floresta secundária, *Anemia phyllitidis* apresentou o maior e *Rumohra adiantiformis* o menor valor de índice de agrupamento. Na floresta ombrófila mista, *Macrothelypteris torresiana* teve o maior e *Polystichum longecuspis* o menor índice de agrupamento (Tabela 1 e 2).

Na população de *Dicksonia sellowiana* foram amostrados um total de 143 indivíduos distribuídos em apenas duas classes de altura. Foi observado um maior número de indivíduos na 1ª classe de altura e uma redução significativa na abundância de indivíduos na 2ª classe (Figura 1). O maior cáudice mediu apenas 1,20m de altura.

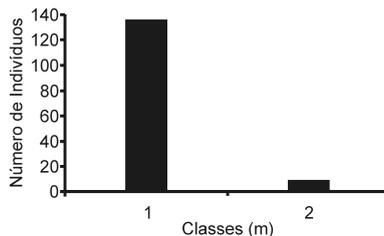


Figura 1. Distribuição de indivíduos de *Dicksonia sellowiana* por classes de altura, na floresta ombrófila mista, São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul. Classe 1: 0 a 0,80m; classe 2: > 0,80 a 1,60m

Discussão

A distribuição espacial agregada encontrada para as espécies estudadas tanto na floresta ombrófila mista quanto na floresta secundária, do Parque Natural Municipal da Ronda, é uma tendência observada por Athayde Filho (2002), Franz & Schmitt (2005), Schmitt & Windisch (2005, 2007), Rechenmacher *et al.* (2007), Lehn & Resende (2008) e por Mallmann (2009) para outras espécies de samambaias, em diferentes formações florestais. Similarmente ao presente estudo, *Anemia phyllitidis* ($la = 1,84$), *Ctenitis submarginalis* ($la = 1,92$ e $3,37$) e *Pteris deflexa* ($la = 1,83$) apresentaram padrão de distribuição espacial significativamente agregado em fragmentos de mata ciliar, do rio Cadeia, Santa Maria do Herval, Rio Grande do Sul (Mallmann, 2009). Nesses fragmentos, a densidade de *A. phyllitidis* ($0,72 \text{ ind } 25\text{m}^{-2}$) foi próxima, enquanto que na de *C. submarginalis* ($5,87$ e $11,67 \text{ ind } 25\text{m}^{-2}$) e *P. deflexa* ($1,75 \text{ ind } 25 \text{ m}^{-2}$) foi maior que a registrada para essas espécies, na floresta secundária, do Parque Natural Municipal da Ronda. Para essas três espécies Mallmann (2009) evidenciou a influência da topografia na distribuição espacial das plantas.

Um dos fatores determinantes da distribuição agregada das populações analisadas pode ser a umidade do solo. Neste sentido, Ranal (1995) verificou que o fator mais importante para o estabelecimento de esporófitos de samambaias a partir de gametófitos não é a temperatura, mas a água. Embora a umidade seja um fator importante na distribuição das samambaias (Bhattarai *et al.*, 2004), é necessário ter cautela na análise da distribuição de espécies relacionada com variáveis abióticas, pois vários outros fatores podem influenciar a distribuição das plantas de forma interativa e com diferentes combinações, nas florestas tropicais (Mallmann, 2009). Além dos fatores abióticos, a distribuição espacial de uma população pode ser afetada por fatores bióticos que juntos constituem o mosaico de condições ambientais existentes em determinada área (Hubbel, 1980).

A população de *Dicksonia sellowiana* apresentou uma frequência de indivíduos expressivamente superior na classe de menor altura, que é característico de populações crescentes (Condit *et al.*, 1998; Primark & Rodrigues, 2001). Essa distribuição em classes de altura indica grande potencial de recomposição populacional, na floresta ombrófila mista, através da regeneração natural da espécie. Fatores genéticos e ecológicos, tais como competição em nível intra e interespecífico estão relacionados com essa desigualdade entre indivíduos jovens, em relação às classes seguintes (Weiner, 1985). O elevado número de indivíduos na primeira classe de altura também foi observado para essa espécie por Senna (1996), Gomez (2001) e Mantovani (2004), em formações florestais sul brasileiras.

Considerando que o indivíduo mais alto de *Dicksonia sellowiana* mediu 1,2m e que o crescimento médio em altura da espécie apresentado por Schmitt *et al.* (2009) foi de $4,78\text{cm ano}^{-1}$, pode-se estimar que ele tenha 25 anos, ainda que desconsiderando o tempo de estabelecimento do esporófito (com cáudice) a partir do gametófito. A ausência de indivíduos mais altos e velhos, no hectare de floresta ombrófila mista do Parque Natural Municipal da Ronda, pode estar

relacionada com a exploração extrativista, ocorrida no passado recente. Entre 1990 e 1995, o Brasil era o maior país exportador de *D. sellowiana* do mundo, sendo que nesse período, mais de 4.000 plantas vivas foram exportadas para Itália, Estados Unidos e França (IBAMA,1997). Em decorrência de sua exploração econômica, *D. sellowiana* está incluída em Listas Oficiais de Espécies da Flora Ameaçadas de Extinção (Instrução Normativa de setembro de 2008 – MMA e Decreto Estadual do RS nº 42.099) e no apêndice II da Convenção Internacional das Espécies da Flora e da Fauna Selvagens em Perigo de Extinção (CITES).

Uma frequência alta de indivíduos na classe de menor altura e padrão de distribuição espacial agregado, em populações de samambaias sub-arborescentes ou arborescentes, também foram observados para *Blechnum brasiliense* (Blechnaceae), em floresta estacional semidecidual (Franz & Schmitt, 2005) e psamófila (Athayde Filho, 2002); *Cyathea atrovirens* (Langsd. & Fisch.) Domin (Cyatheaceae), em floresta psamófila (Athayde Filho, 2002); e *Alsophila setosa* e *C. delgadii*, em floresta estacional (Schmitt & Windisch, 2005), no Rio Grande do Sul.

Foram observadas espécies com densidade muito semelhante: *Asplenium harpeodes* com *Macrothelypteris torresiana*, na floresta ombrófila mista; ou *Blechnum australe*, na floresta secundária com *Polystichum longecuspis*, na floresta ombrófila mista, mas com valores de índices de agrupamento, bem diferentes. De acordo com Nascimento *et al.* (2001), quanto maior a variação da abundância de indivíduos nas parcelas maior é a tendência da espécie apresentar padrão agregado de distribuição. A conclusão sobre a distribuição espacial das espécies analisadas, no Parque Natural Municipal da Ronda, só deve se aproximar de uma generalização após muitas repetições do mesmo padrão em várias áreas, tal como sugerido por Botrel *et al.* (2002).

Agradecimentos: Ao Centro Universitário FEEVALE – Novo Hamburgo/RS pela infra-estrutura disponibilizada e à Prefeitura Municipal de São Francisco de Paula pela autorização do estudo no Parque Natural Municipal da Ronda e alojamento providenciado durante os trabalhos de campo. Ao Rodrigo Fleck e ao Paulo Henrique Schneider pelo auxílio nos trabalhos de campo e de laboratório.

Referência Bibliográfica

- ARAUJO, M. M.; OSAQUI, H. & MELO, R. S. 2001. Padrão de distribuição espacial de castanheira (*Bertholletia excelsa* H.B.K.), Barragem do Gelado, Floresta Estacional de Carajás, Pará. Pp. 367-375. In: *Anais do II Simpósio Latino-Americano sobre Manejo Florestal*. Santa Maria, Ed. Universidade Federal de Santa Maria.
- ARENS, N.C.: SÁNCHEZ BARACALDO, P. 1998. Distribution of tree ferns (Cyatheaceae) across a successional mosaic in an Andean cloud forest, Nariño, Colombia. *American Fern Journal* 88:60-71.
- ATHAYDE FILHO, F.P. 2002. *Análise da pteridoflora em uma mata da restinga no município de Capão da Canoa, Rio Grande do Sul, Brasil*. Dissertação de Mestrado. Universidade do Vale do Rio dos Sinos, São Leopoldo, Rio Grande do Sul.
- BHATTARAI, K.R.; VETAAS O.R. & GRYTNES, J.A. 2004. Fern species richness along a central Himalayan elevational gradient, Nepal. *Journal of Biogeography* 31:389-400.

- BITTNER, J. & BRECKLE, S.W. 1995. The growth rate and age of tree fern trunks in relation to habitats. *American Fern Journal* 85:37-42.
- BOTREL, R.T.; OLIVEIRA FILHO, A.T. & RODRIGUES, L.A. 2002. Influência do solo e topografia sobre as variações da composição florística e estrutura da comunidade arbóreo-arbustiva de uma floresta estacional semidecidual em Ingai, MG. *Revista Brasileira de Botânica* 25 (2):195-213.
- CONDIT, R.; SUKUMAR, R.; HUBBEL, S.P. & FOSTER, R.B. 1998. Predicting population trends from size distributions: a direct test in a tropical tree community. *The American Naturalist* 152:495-509.
- FORTIN, M. J.; DALE, M. & HOEF, J. 2002. Spatial analysis in ecology. Pp. 2051-2058. In: EL-SHAARAWI, A. H. & PIEGORSCH, W. W. (eds.). *Encyclopedia of Environmetrics*. Chichester, John Wiley & Sons.
- FRANZ, I. & SCHMITT, J.L. 2005. *Blechnum brasiliense* Desv. (Pteridophyta, Blechnaceae): Estrutura populacional e desenvolvimento da fase esporofítica. *Pesquisas, Botânica* 56:173-183.
- GATSUK, L.E.; SMIRNOVA, O.V.; VORONTZOVA, L.I.; ZAUGOLNOVA, L.B. & ZHUKOVA, L.A. 1980. Age states of plants of various growth forms. *Journal of Ecology* 68:675-96.
- GIEHL, E.L.H.; BUDKE, J.C.; ATHAYDE, E.A. 2007. Distribuição espacial de espécies em uma floresta estacional em Santa Maria, Sul do Brasil. *Pesquisas, Botânica* 58:216-226.
- GOMES, G. S. 2001. *Variabilidade na germinação de esporos e formação de esporófitos entre e dentro de populações naturais de xaxim (Dicksonia sellowiana Hook.)*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.
- HARPER, J. L. 1977. *Population Biology of Plants*. London, Academic Press.
- HUBBEL, S.P. 1980. Seed predation and coexistence of tree species in tropical forests. *Oikos* 35:214-229.
- IBAMA. 1997. Relatório. Workshop sobre Conservação e Manejo de *Dicksonia sellowiana* (xaxim). Ubirici.
- KREBS, C.J. 1989. *Ecological Methodology*. New York, Harper Collins.
- LEHN, C.R. & RESENDE, U.M. 2008. Estrutura populacional e padrão de distribuição espacial de *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) em uma Floresta Estacional Semidecidual no Brasil Central. *Revista Biociências* 13:188-195.
- MALLMANN, I.T. 2009. *Comparação da composição florística, estrutura comunitária e distribuição espacial de monilófitas entre três fragmentos de mata ciliar do Rio Cadeia, com diferentes graus de perturbação antrópica, no sul do Brasil*. Dissertação de Mestrado. Centro Universitário Feevale, Novo Hamburgo.
- MANTOVANI, M. 2004. *Caracterização de populações naturais de xaxim (Dicksonia sellowiana Hook.)*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.
- MORENO, J.A. 1961. *Clima do Rio Grande do Sul*. Secretaria da Agricultura, Porto Alegre.
- NASCIMENTO, A.R.T. LONGHI, S.J. & BRENA, D.A. 2001. Estrutura e padrões de distribuição espacial de espécies arbóreas em uma amostra de Floresta Mista em Nova Prata, RS. *Ciência Florestal* 11(1):105-119.
- PAGE, C.N. 2002. Ecological strategies in fern evolution: a neopteridological overview. *Review of Palaeobotany and Palynology* 119:1-33.
- POULSEN, A.D. & BALSEV, H. 1991. Abundance and cover of ground herbs in an Amazonian rain forest. *Journal of Vegetation Science* 2:315-322.
- PRIMACK, R.; RODRIGUES, E. 2001. *Biologia da conservação*. Londrina, Editora Planta.
- RANAL, M.A. 1995. Estabelecimento de pteridófitas em mata mesófila semidecídua do estado de São Paulo. 2. Natureza dos substratos. *Revista Brasileira de Biologia* 55:583-594
- RECHENMACHER, C.; SCHMITT, J.L. & BUDKE, J.C. 2007. Estrutura e distribuição espacial de uma população de *Blechnum tabulare* (Thunb.) Kuhn (Pteridophyta, Blechnaceae) em um mosaico Floresta-Campo no Sul do Brasil. *Pesquisas, Botânica* 58:177-185.
- RAMBO, B. 1956. *A Fisionomia do Rio Grande do Sul*. Porto Alegre, Selbach.

- SCHMITT, J. L.; SCHNEIDER, P. H. & WINDISCH, P. G. 2009. Crescimento do cáudice e fenologia de *Dicksonia sellowiana* Hook. (Dicksoniaceae) no sul do Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 23:289-291
- SCHMITT, J. & WINDISH, P.G. 2005. Aspectos ecológicos de *Alsophila setosa* Kaulf. (Cyatheaceae, Pteridophyta) no Rio Grande do Sul, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 19:859-865.
- SCHMITT, J. & WINDISH, P.G. 2007. Estrutura populacional e desenvolvimento da fase esporofítica de *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae, Monilophyta) no Sul do Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 21:731-740.
- SENNA, R.M. 1996. *Pteridófitas no interior de uma floresta com araucária: composição florística e estrutura ecológica*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- SMITH A. R.; PRYER, K.M.; SCHUETTPELZ, E.; KORALL, P.; SCHNEIDER, H. & WOLF, P. G. 2006. A classification for extant ferns. *Taxon* 55:705-731.
- SMITH, A.R.; PRYER, K. M.; SCHUETTPELZ, E.; KORALL, P.; SCHNEIDER, H. & WOLF, P. G. 2008. Fern Classification. Pp. 417-467. In: RANKER, T.A. & HAUFLER, C.H. (eds.). *The Biology and Evolution of Ferns and Lycophytes*. Cambridge University Press.
- STRECK, E.V., KÄMPF, N.; DALMOLIN, R.S.D.; KLAMT, E.; NASCIMENTO, P.C. & SCHNEIDER, P. 2002. *Solos do Rio Grande do Sul*. Porto Alegre, EMATER; UFRGS.
- TANNER, E.V.J. 1983. Leaf demography and growth of tree-fern *Cyathea pubescens* Mett. Ex Kuhn in Jamaica. *Botanical Journal of the Linnean Society* 87:213-227.
- TUOMISTO, H. & POULSEN, A.D. 1996. Influence of edaphic specialization on pteridophyte distribution in Neotropical Rain Forests. *Journal of Biogeography* 23:283-293.
- TUOMISTO, H.; RUOKOLAINEN, K.; POULSEN, A.D.; MORAN, R.; QUINTANA, C.; CAÑAS, G. & CELL, J. 2002. Distribution and diversity of pteridophytes and Melastomataceae along edaphic gradients in Yasuní National Park Ecuadorian Amazonia. *Biotropica* 34:516-533.
- VAN GROENENDAEL, J.M.; BULLOCK, S.H. & PÉREZ-JIMÉNEZ, L.A. 1996. Aspects of the population biology of the gregarious tree *Cordia elaeagnoides* in mexican tropical deciduous forest. *Journal of Tropical Ecology* 12:11-24
- W3TROPICOS. *Trópicos Missouri Botanical Garden*. Disponível em [HTTP://www.tropicos.org](http://www.tropicos.org). Acesso em 10 dez. 2009
- WEINER, J. 1985. Size hierarchies in experimental populations of annual plants. *Ecology* 66:743-752.
- WINDISCH, P.G. 1992. *Pteridófitas da região norte-ocidental do Estado de São Paulo.*, São José do Rio Preto, Universidade Estadual Paulista – UNESP.
- YONG, K.R. & LEÓN, B. 1989. Pteridophyte species diversity in the central Peruvian Amazon: importance of edaphic specialization. *Brittonia* 41:388-395.
- ZUQUIM, G.; COSTA, F.R.C. & PRADO, J. 2007. Fatores que determinam a distribuição de espécies de pteridófitas da Amazônia Central. *Revista Brasileira de Biociências* 5:360-362.

ANÁLISE FLORÍSTICA E ECOLÓGICA DAS SAMAMBAIAS E LICÓFITAS DA PRINCIPAL NASCENTE DO RIO PINDAÍBA, MATO GROSSO

Francisco de Paula Athayde Filho¹
Maria Piedade Pereira Felizardo²

Abstract

Floristic and ecological analysis of ferns and lycophytes at the main source of the Pindaíba River, state of Mato Grosso, Brazil. This paper discusses the richness, floristic similarity and ecological aspects (habits, life forms and substrate preferences) of ferns and lycophytes found at three plant physiognomy of Pindaíba River main source, at Barra do Garças, state of Mato Grosso, Brazil. 23 species and two varieties were registered, distributed in 12 genera and 11 families. The gallery forest presented the greatest species richness (13 species, 56.5% of the total), whereas the “cerrado rupestre” presented nine species (39.1%) and the “vereda” eight (34.8%). Hymenophyllaceae was the most significant family (five species, 21.7% of the total), whereas Cyatheaceae, Gleicheniaceae, Metaxyaceae, Schizaeaceae and Thelypteridaceae were the least significant ones, with one species (4.3%) each. As for generic richness, Pteridaceae (with genera *Adiantum* and *Pellaea*) stood out. The richest genus was *Trichomanes*, with five species (*T. arbuscula*, *T. cristatum*, *T. hostmannianum*, *T. pinnatum* and *T. rigidum*). The areas presented low floristic similarity, probably due to their belonging to different physiognomies (savannah and forest). A prevalence of exclusive species was also observed, since few of them were common to different phytogeographies. It is imperative to improve conservation strategies for these areas related to Mato Grosso State river sources, since their floras are still poorly known and, due to deforestation, are at imminent risk of disappearing.

Key words: 1.Floristic; 2.Ecological Aspects; 3.Similarity; 4.Cerrado; 5.Central Brazil.

Resumo

Neste trabalho são apresentadas a riqueza, a similaridade florística e os aspectos ecológicos (hábito, formas de vida e preferências por substrato) das samambaias e licófitas encontradas em três fitofisionomias da principal nascente do rio Pindaíba, Barra do Garças-MT. Foram registradas 23 espécies e duas variedades, distribuídas em 12 gêneros e 11 famílias. A mata de galeria apresentou a maior riqueza específica (13 espécies, 56,5% do total), enquanto o cerrado rupestre apresentou nove espécies (39,1%) e a vereda oito (34,8%). Hymenophyllaceae apresentou a maior representatividade (cinco espécies,

¹ Docente, Depto. de Ciências Biológicas, UNEMAT, campus de Nova Xavantina; BR-158, Km 148, C.P. 08, CEP: 78690-000, Nova Xavantina-MT. E-mail: fpafilho@terra.com.br.

² Graduada do curso de Ciências Biológicas, da UNEMAT, campus de Nova Xavantina; bolsista PROBIC/UNEMAT.

21,7% do total), enquanto as menos foram Cyatheaceae, Gleicheniaceae, Metaxyaceae, Schizaeaceae e Thelypteridaceae com uma espécie (4,3%) cada. Quanto à riqueza genérica destacou-se Pteridaceae (com os gêneros *Adiantum* e *Pellaea*). O gênero mais rico foi *Trichomanes*, com cinco espécies (*T. arbuscula*, *T. cristatum*, *T. hostmannianum*, *T. pinnatum* e *T. rigidum*). As áreas apresentaram baixa similaridade florística, provavelmente por pertencerem a fisionomias diferentes (savânicas e florestais). Também foi observada a predominância de espécies exclusivas nas fitofisionomias, havendo baixo compartilhamento de espécies entre elas. Torna-se imprescindível melhorar as estratégias de preservação destas áreas associadas às nascentes de rios matogrossenses, já que suas floras ainda são pouco conhecidas e, com o avanço do desmatamento, encontram-se em eminente risco de desaparecimento.

Palavras chave: 1.Florística; 2.Aspectos Ecológicos; 3.Similaridade; 4.Cerrado; 5.Brasil Central.

Introdução

Tryon & Tryon (1982) estimam que ocorram no mundo cerca de 9.000 espécies de samambaias e licófitas, concentrando-se nas Américas cerca de 3.250 delas. Outros autores como Ross (1996) aceitam um número de espécies maior, por volta de 12.500. A estimativa para a flora brasileira de samambaias e licófitas, segundo Prado (1998), é de 1.200 a 1.300 espécies, enquanto que para o Mato Grosso a estimativa está em torno de 310 espécies (Windisch, 1996a).

No Brasil, de acordo com Windisch (1992), as samambaias e licófitas podem ser encontradas em uma grande gama de ambientes, desde situações sub-desérticas como nas caatingas, ambientes salobros como em manguezais, florestas pluviais tropicais como na planície amazônica, nas pluviais de encosta como nas Serras do Baturité (Ceará), da Mantiqueira e do Mar (Sudeste e Sul do Brasil).

Windisch (1996a) ainda discute que dentre os biomas brasileiros, o Cerrado do Brasil Central não ofereceria condições para o estabelecimento de uma rica flora de samambaias e licófitas. Entretanto, estudos realizados pelo autor no presente Bioma, indicam que a maioria das espécies ocorre, principalmente, em florestas de galerias e formações rupestres.

O bioma Cerrado é caracterizado como sendo um complexo vegetacional heterogêneo, apresentando relações ecológicas e fisionômicas com outras savanas da América Tropical, da África e da Austrália (Eiten, 1972). Este complexo vegetacional, segundo Ribeiro & Walter (1998), apresenta fisionomias que englobam formações florestais, savânicas e campestres; e sua flora é bastante rica e variável, de acordo com Mendonça *et al.* (1998), porém ainda insuficientemente conhecida.

Quanto às samambaias e licófitas matogrossenses, mesmo com a existência de diversas publicações a respeito, desenvolvidas principalmente por Windisch e colaboradores, o seu conhecimento geral ainda é incipiente. Dentre estas publicações merecem destaque os trabalhos de Sampaio (1916),

durante a Comissão Rondon e mais tarde, os trabalhos de Windisch (1975; 1983; 1985; 1994; 1995; 1996b; 1997; 1998), Windisch & Nonato (1999) e Windisch & Tryon (2001), Athayde Filho e Windisch (2003), Athayde Filho & Agostinho (2005), Athayde Filho & Felizardo (2007), dentre outros.

O presente trabalho teve por objetivo analisar as comunidades de samambaias e licófitas ocorrentes em três fitofisionomias (cerrado rupestre, vereda e mata de galeria) da principal nascente do rio Pindaíba, localizada no município de Barra do Garças, Mato Grosso, quanto a sua riqueza e similaridade florística, bem como indicar os aspectos ecológicos das espécies.

Material e Métodos

O presente trabalho é resultado de um subprojeto, integrante do grande projeto “*Uso de Indicadores Ambientais na Gestão de Recursos Hídricos do rio Pindaíba - MT*”, desenvolvido em conjunto com vários pesquisadores do campus universitário de Nova Xavantina, da UNEMAT, e com apoio financeiro do CNPq.

O rio Pindaíba é o segundo mais importante afluente da margem direita do rio das Mortes. Dentre as nascentes formadoras do rio, a principal encontra-se entre as coordenadas 15°44'24,8"S e 52°23'42,7"W, na Fazenda Novo Horizonte, uma propriedade particular pertencente ao município de Barra do Garças, no leste do estado de Mato Grosso. Ela está localizada em uma área de morro acima de 650m de altitude, onde após descer uma encosta em uma seqüência de várias quedas d'água, para cerca de 300m de altitude, o Pindaíba segue seu curso até encontrar-se com o rio das Mortes.

Na região das nascentes, como em toda a propriedade, foi observada a presença de várias fitofisionomias características do bioma Cerrado, uma situação de mosaico vegetacional bem descrita por Ribeiro & Walter (1998). Entretanto, no presente estudo foram analisadas as samambaias e licófitas ocorrentes estritamente nas formações vegetais relacionadas diretamente com a nascente principal, sendo elas duas formações savânicas: um cerrado rupestre e uma vereda; bem como uma formação florestal: uma mata de galeria, associada a uma queda d'água. As três áreas em questão apresentam elevado grau de preservação e são percorridas pelo córrego formador do rio Pindaíba.

O clima da região é classificado baseando-se no sistema de Köppen, como o tipo “Aw”, apresentando média anual de precipitação de 1.500 mm, com invernos secos e verões chuvosos, onde a estação chuvosa se encontra concentrada entre os meses de outubro e março (Ribeiro & Walter, 1998). As altitudes na região das nascentes variam entre 650 e 750m.

Foram realizadas seis visitas à área das nascentes, entre os meses de julho e agosto de 2003, e em agosto de 2004, acompanhadas de coletas do material testemunho. O levantamento florístico foi feito de duas formas: através de caminhadas gerais nas formações vegetais analisadas (cerrado rupestre, vereda e mata de galeria), procurando amostrar a maior área possível em cada uma delas; e apenas na área de cerrado rupestre, através do método de ponto-

quadrante, com o auxílio de um transecto onde foram marcados 200 pontos amostrais eqüidistantes.

O material foi coletado e herborizado de acordo com métodos usuais para o grupo, conforme Windisch (1992). A circunscrição para as famílias e gêneros de samambaias segue o proposto por Smith *et al.* (2006), enquanto para as licófitas, seguiu-se Kramer & Green (1990). Algumas modificações para o tratamento genérico foram consideradas: para Cyatheaceae, segundo Lellinger (1987); para Hymenophyllaceae, aceitando-se os gêneros *Hymenophyllum* Sm. e *Trichomanes* L., segundo Pryer *et al.* (2001); para Thelypteridaceae, de acordo com Smith (1992); e para *Actinostachys* (Schizaeaceae), segundo Riba & Pacheco (1995). A nomenclatura botânica foi conferida e atualizada de acordo com o Missouri Botanical Garden (W3TROPICOS 2010).

Para a identificação, o material coletado foi comparado com a coleção de referência do Herbário NX da UNEMAT, campus universitário de Nova Xavantina-MT, bem como através de consulta à bibliografia especializada. Também o material dúbio ou de difícil determinação de *Adiantum* e *Pellaea* (Pteridaceae) foi enviado a especialista para confirmação. As exsiccatas encontram-se depositadas no Herbário NX, com duplicatas distribuídas para o Herbário SJRP, e siglas segundo *Index Herbariorum* (Holmgren *et al.*, 1990).

Durante as visitas à área de estudo foram registradas informações referentes a aspectos ecológicos das samambaias e licófitas encontradas, a partir de observações no campo, bem como por meio de consulta a literatura especializada. A avaliação da preferência por substrato foi baseada em Mynssen (2000) e Athayde Filho & Windisch (2006). As formas de vida foram baseadas no sistema de classificação proposto por Raunkiaer (1934), com adaptações de Müeller-Dombois & Elleberg (1974) e Senna & Waechter (1997). A avaliação quanto ao hábito foi baseada em Silva (2000) e Athayde Filho & Windisch (2006).

A similaridade florística foi avaliada de duas formas distintas: primeiramente por meio dos Índices de Similaridade de Sørensen e Jaccard (Durigan, 2003). Estes índices variam entre "0" e "1", sendo que para o Índice de Sørensen, valores acima de "0,5" já indicam alta similaridade, enquanto que para Jaccard, resultados obtidos acima de "0,25" também indicam alta similaridade (Fonseca & Silva-Júnior, 2004). Posteriormente, para a comparação do número de espécies em comum entre as três áreas avaliadas foi construído um diagrama de Venn (Zar, 1999).

Resultados e Discussão

No levantamento das samambaias e licófitas realizado nas três fitofisionomias formadoras da principal nascente do rio Pindaíba foram coletados 35 espécimes, registrando-se a ocorrência de 23 espécies e duas variedades, distribuídas em 12 gêneros e 11 famílias (Tabela 1; Figura 1). As licófitas estiveram representadas por cinco espécies, distribuídas em dois gêneros e duas famílias. Já as samambaias foram representadas por 18

espécies e duas variedades, distribuídas em 10 gêneros e nove famílias (Tabela 1).

A representatividade geral das famílias encontradas nas fitofisionomias analisadas (Figura 1), em ordem decrescente, foi Hymenophyllaceae (cinco espécies, 21,7% do total); Anemiaceae, Pteridaceae e Selaginellaceae, com três espécies (13,0%) cada; Lindsaeaceae e Lycopodiaceae com duas espécies (8,7%); e Cyatheaceae, Gleicheniaceae, Metaxyaceae, Schizaeaceae e Thelypteridaceae com uma espécie (4,3%) cada.

Em relação à riqueza genérica, foi observado que apenas Pteridaceae apresentou dois gêneros (*Adiantum* e *Pellaea*), enquanto as outras 10 famílias registradas estiveram representadas no presente levantamento por apenas um gênero. O gênero mais rico foi *Trichomanes*, com cinco espécies (Tabela 1).

Quanto às diferenças observadas entre as riquezas específicas de cada fitofisionomia analisada, isoladamente, foi constatado que aquela com maior riqueza específica foi a mata de galeria, portando 13 das espécies registradas. A área com cerrado rupestre apresentou a segunda maior riqueza, contendo nove espécies. Já o trecho de vereda foi o menos rico, apresentando oito espécies apenas (Tabela 1). Windisch (1996a) mencionou que a maioria das espécies de samambaias e licófitas ocorrem, principalmente, em florestas de galerias e formações rupestres.

Ao avaliar a proporção de espécies exclusivas a cada formação vegetal, observou-se uma predominância delas nas três áreas analisadas, quando comparadas às espécies comuns. Além disso, o mesmo padrão encontrado para a riqueza geral foi constatado, mais uma vez de acordo com o apresentado por Windisch (1996a). No trecho de mata de galeria 69,2% das espécies amostradas se mostraram exclusivas, enquanto no cerrado rupestre foram 55,6% e na vereda, 50%. Apenas duas espécies ocorreram em todas as fitofisionomias analisadas (Tabela 1).

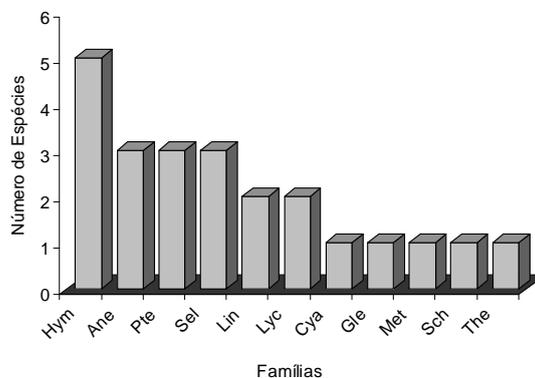


Figura 1: Riqueza específica de samambaias e licófitas das fitofisionomias analisadas na principal nascente do rio Pindaíba, em Barra do Garças-MT. Hym: Hymenophyllaceae; Ane: Anemiaceae; Pte: Pteridaceae; Sel: Selaginellaceae; Lin: Lindsaeaceae; Lyc: Lycopodiaceae; Cya: Cyatheaceae; Gle: Gleicheniaceae; Met: Metaxyaceae; Sch: Schizaeaceae; The: Thelypteridaceae.

Tabela 1: Samambaias e licófitas ocorrentes nas fitofisionomias analisadas na principal nascente do rio Pindaíba, em Barra do Garças-MT, e seus aspectos ecológicos. *Cru:* cerrado rupestre; *Ver:* vereda; *Mga:* mata de galeria; *P.S.:* preferência por substrato; *F.V.:* forma de vida; *Ha.:* hábito; *Dul:* dulcícola; *Rup:* rupícola; *Sax:* saxícola; *Ter:* terrícola; *Ep/re:* epífita reptante; *Fan/ro:* fanerófito rosulada; *Geo/rz:* geófito rizomatosa; *Hcp/ro:* hemicriptófito rosulada; *Hcp/re:* hemicriptófito reptante; *Hid/ro:* hidrófito rosulada *Her:* herbáceo; *Sub:* subarborescente; *x:* presença; *-:* ausência.

Espécies	Fitofisionomias			Obs. Ecológicas		
	Cru	Ver	Mga	P.S.	F.V.	Ha.
Anemiaceae						
<i>Anemia buniifolia</i> (Gardner) T. Moore	x	-	-	Rup	Hcp/ro	Her
<i>Anemia oblongifolia</i> (Cav.) Sw.	x	-	-	Sax	Hcp/ro	Her
<i>Anemia</i> sp	-	-	x	Rup	Hcp/ro	Her
Cyatheaceae						
<i>Cyathea delgadii</i> Sternb.	-	x	-	Ter	Fan/ro	Sub
Gleicheniaceae						
<i>Dicranopteris flexuosa</i> (Schrad.) Underw.	x	x	x	Ter	Geo/ri	Her
Hymenophyllaceae						
<i>Trichomanes hostmannianum</i> (Klotzsch) Kunze	-	-	x	Dul	Hid/ro	Her
<i>Trichomanes pinnatum</i> Hedw.	x	x	x	Ter	Hcp/re	Her
<i>Trichomanes arbuscula</i> Desv.	-	x	x	Rup	Hcp/re	Her
<i>Trichomanes rigidum</i> Sw.	-	-	x	Rup	Hcp/re	Her
<i>Trichomanes cristatum</i> Kaulf.	-	-	x	Ter	Hcp/re	Her
Lindsaeaceae						
<i>Lindsaea lancea</i> (L.) Bedd. var. <i>lancea</i> Rosenst.	x	-	x	Ter	Hcp/ro	Her
<i>Lindsaea lancea</i> var. <i>falcata</i> (Dryand.) Rosenst.	-	-	x	Ter	Hcp/ro	Her
<i>Lindsaea stricta</i> (Sw.) Dryand.	-	-	x	Sax	Hcp/ro	Her
Lycopodiaceae						
<i>Lycopodiella carnosa</i> (Silveira) B. Øllg.	-	x	-	Ter	Hcp/re	Her
<i>Lycopodiella cernua</i> (L.) Pic. Serm.	x	x	-	Ter	Geo/ri	Her
Metaxyaceae						
<i>Metaxya rostrata</i> (Kunth) C. Presl	-	-	x	Ter	Geo/ri	Her
Pteridaceae						
<i>Adiantum dawsonii</i> Lellinger & J. Prado	-	-	x	Ter	Hcp/ro	Her
<i>Adiantum raddianum</i> C. Presl	-	-	x	Rup	Hcp/ro	Her
<i>Pellaea pinnata</i> (Kaulf.) Prantl	x	-	-	Rup	Hcp/re	Her
Schizaeaceae						
<i>Actinostachys pennula</i> (Sw.) Hook.	x	-	-	Rup	Hcp/ro	Her
Selaginellaceae						
<i>Selaginella muscosa</i> Spring	x	-	-	Rup	Hcp/re	Her
<i>Selaginella sulcata</i> (Desv. ex Poir.) Spring ex Mart.	-	-	x	Ter	Hcp/re	Her
<i>Selaginella asperula</i> Spring	-	x	-	Ter	Hcp/re	Her
Thelypteridaceae						
<i>Thelypteris angustifolia</i> (Willd.) Proctor	-	x	-	Ter	Hcp/ro	Her

A maior representatividade das espécies de Hymenophyllaceae encontrada no presente estudo (Tabela 1; Figura 1), mostrou-se contrária ao observado por muitos autores, e discutido por Tryon & Tryon (1982), que enfatizam a predominância de espécies de Thelypteridaceae, Pteridaceae e Lycopodiaceae.

Athayde Filho & Windisch (2003) ao analisarem a flora da mata de galeria do Parque Municipal do Bacaba, no município de Nova Xavantina-MT, constataram que Pteridaceae apresentou a maior riqueza específica (quatro espécies, 21% do total), diferente do observado no presente estudo tanto para a riqueza geral (considerando-se o registrado nas três fitofisionomias analisadas), bem como apenas para a mata de galeria avaliada.

Já Athayde Filho & Agostinho (2005) analisando duas veredas no município de Campinápolis-MT, observaram que Thelypteridaceae apresentou a maior riqueza específica (com quatro espécies, 36% do total), corroborando com o observado por Tryon & Tryon (1982). Entretanto o resultado se mostrou bastante diferente do observado no presente estudo, onde Thelypteridaceae foi representada por apenas uma espécie, tanto na comparação feita para as três formações, quanto apenas para a vereda avaliada.

Em outro estudo, Athayde Filho & Felizardo (2007), analisando a flora de samambaias e licófitas de três fragmentos florestais do rio Pindaíba, a jusante da nascente onde foi realizado o presente trabalho, também constataram que Pteridaceae apresentou a maior riqueza específica (sete espécies, 27% do total), mais uma vez ao contrário do observado neste estudo (tanto para a riqueza geral, quanto para apenas a mata de galeria).

Desta forma fica demonstrado que apesar das áreas analisadas no presente estudo, bem como as outras também localizadas no vale do Araguaia, pertencerem ao bioma Cerrado e estarem na Amazônia Legal, apresentam diferenças marcantes na composição florística. Essas diferenças podem estar relacionadas à grande heterogeneidade ambiental do Cerrado, parecendo influenciar na composição florística e distribuição espacial das espécies, permitindo que grupos menos representativos se destaquem mais do que grupos de representatividade maior (Athayde Filho & Felizardo, 2007). Também o alto grau de conservação das formações vegetais da nascente do Pindaíba pode justificar o predomínio de Hymenophyllaceae (Tabela 1; Figura 1), uma família que apresenta muitas espécies com alta exigência ambiental.

Rocha (2008) trabalhando em uma mata de galeria no município de Alto Paraíso-GO, registrou a ocorrência de 40 espécies de samambaias e licófitas, sendo que Dryopteridaceae apresentou a maior riqueza específica (15% do total), enquanto Anemiaceae e Dennstaedtiaceae, Lomariopsidaceae foram as menos ricas, com uma espécie apenas cada (2,5%).

Colli *et al.* (2004a), analisando as samambaias e licófitas de áreas de Cerrado no Parque Estadual de Bebedouro, em Bebedouro-SP, registraram que Pteridaceae apresentou a maior riqueza (quatro espécies, 40% do total). Também Colli *et al.* (2004b) estudando as espécies ocorrentes em áreas de mata ciliar e mata estacional semidecidual nas Glebas Capetinga Leste e Oeste, no Parque Estadual de Vassununga, Santa Rita do Passa Quatro-SP, constataram que Polypodiaceae e Thelypteridaceae apresentaram a maior riqueza (seis espécies, 18% do total). Colli *et al.* (2004c), estudando outras áreas de Cerrado na Gleba Pé-de-Gigante, também no Parque Estadual de Vassununga, registraram da mesma forma Polypodiaceae e Thelypteridaceae

apresentando a maior riqueza específica, ambas com quatro espécies (27% do total).

Houve assim a repetição do mesmo padrão de predominância das famílias de maior riqueza específica evidenciada por Tryon & Tryon (1982) e observado para as outras áreas de Cerrado no leste matogrossense, pelos autores supracitados, mas que não apresentaram o mesmo padrão observado no presente estudo. Quanto à questão altitudinal, as áreas analisadas ocorreram acima de 600m de altitude, enquanto os outros estudos do Vale do Araguaia foram realizados em áreas com cerca de 300m. Essa variação altitudinal, ainda que pequena, pode estar interferindo na composição de espécies. Pannier (1952) analisando a relação de samambaias e licófitas com a altitude discute a existência de espécies tolerantes a variações de altitudes, enquanto outras que ocorrem somente em determinada zona altitudinal específica. O autor lista fatores que causam a variação no ambiente e na composição florística, com o aumento da altitude ambiental, como diminuição da umidade absoluta do ar, oscilação da umidade relativa, diferenças entre a temperatura na sombra e no sol, etc. Assim o efeito da variação altitudinal pode estar influenciando na composição florística local, mas há necessidade de mais estudos na região e no país, pois como discute Johns (1985), ainda há carência de informações, tanto prestadas pelos coletores e disponibilizadas nas amostras inseridas por eles em herbários, como de trabalhos específicos focando estas análises, para assim haver um melhor e real entendimento da relação existente entre as samambaias e licófitas e a zonação altitudinal ambiental.

Em relação aos aspectos ecológicos de samambaias e licófitas ainda existe uma grande carência de estudos enfocando esta vertente, para o bioma Cerrado, sendo que somente nos últimos anos trabalhos deste cunho vêm sendo desenvolvidos. Entretanto, para outras regiões brasileiras (principalmente a Nordeste) estes estudos já vêm sendo realizados há muitos anos.

No que se refere à preferência por substratos, a forma predominante foi a terrícola (Ter), compreendendo 12 espécies (52,2% do total), com maior representatividade em Lycopodiaceae e Selaginellaceae. A segunda preferência por substrato foi a rupícola (Rup), representado por oito espécies (34,8%), predominante em Anemiaceae, Pteridaceae e Schizaeaceae. As formas saxícola (Sax) e dulcícola (Dul) apareceram com baixa riqueza (Tabela 1; Figura 2).

Dentre os poucos trabalhos publicados trazendo informações sobre aspectos ecológicos de samambaias e licófitas, para o bioma Cerrado, pode-se mencionar o estudo de Athayde Filho & Agostinho (2005) que analisaram duas veredas no município de Campinápolis-MT, registrando 100% das espécies como terrícolas. Da mesma forma Athayde Filho & Felizardo (2007), analisando fragmentos florestais do rio Pindaíba também constataram que a maioria das espécies (69%) eram terrícolas. Rocha (2008), avaliando as samambaias e licófitas de uma mata de galeria no município de Alto Paraíso-GO, registrou a predominância de terrícolas, representada na área avaliada por 30 espécies

(75% do total). Assim, todos estão em conformidade com o observado neste trabalho.

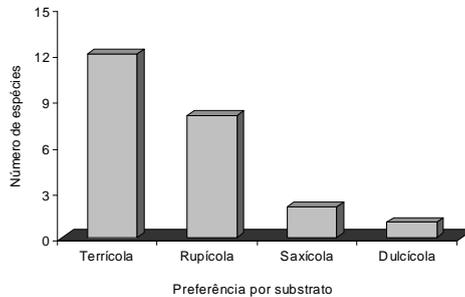


Figura 2: Preferência por substrato das espécies de samambaias e licófitas registradas nas fitofisionomias analisadas na principal nascente do rio Pindaíba, em Barra do Garças-MT. Ter: terrícola; Rup: rupícola; Sax: saxícola; e Dul: dulcícola.

Colli *et al.* (2004a), analisando as samambaias e licófitas ocorrentes em áreas de Cerrado do Parque Estadual de Bebedouro-SP, verificaram que 70% das espécies registradas foram terrícolas. Também Colli *et al.* (2004b), no Cerrado das Glebas Capetinga Leste e Oeste, no Parque Estadual de Vassununga, em Santa Rita do Passa Quatro-SP, constataram que a maioria das espécies (79%) era terrícola. Colli *et al.* (2004c), estudando outras áreas de Cerrado na Gleba Pé-de-Gigante, também no referido Parque, constataram que a maioria das espécies registradas (73%) era terrícola. Da mesma forma que o observado para os trabalhos desenvolvidos no Cerrado do Centro-Oeste, todos estes trabalhos estão em consonância com o observado no presente estudo.

Para outras regiões do país onde este tipo de análise é feito, pode-se mencionar o trabalho de Figueiredo & Salino (2005); analisando as samambaias e licófitas de quatro RPPNs no sul da região metropolitana de Belo Horizonte-MG, registraram a maioria delas (67% do total) como terrícolas. Da mesma forma, Santos *et al.* (2004), analisando as samambaias e licófitas do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba-RJ, também registraram que a maioria das espécies encontradas (78%) era terrícola. Athayde Filho & Windisch (2006) trabalhando em uma floresta de restinga no estado do Rio Grande do sul, registraram que 54% das espécies eram terrícola.

Santiago & Barros (2003), estudando as samambaias e licófitas do Refúgio Ecológico Charles Darwin, em Igarassu-PE, registraram 76% de terrícolas. Da mesma forma, Santiago *et al.* (2004), analisando fragmentos florestais de um brejo de altitude, em Bonito-PE, totalizaram 46% de terrícolas. Xavier & Barros (2005), no Parque Ecológico João Vasconcelos Sobrinho, em Caruaru-PE, registraram 58% das samambaias e licófitas como terrícolas.

Nestes trabalhos, realizados em Minas Gerais, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul e Pernambuco, pode-se verificar a semelhança no que se refere à preferência das samambaias e licófitas pelo substrato terrestre, como o observado no presente estudo e nos outros realizados no Cerrado, apesar de

todos estes trabalhos estarem sendo realizados em diferentes regiões do país, envolvendo ecossistemas diferentes e exclusivos, com condições climáticas e edáficas distintas.

Em relação à forma de vida, as espécies se distribuíram da seguinte forma: hemicriptófita rosulada (Hcp/ro) e hemicriptófita reptante (Hcp/re) com nove espécies (39,1% cada), geófito rizomatoso (Geo/ri) com três espécies (13,0%), e fanerófita rosulada (Fan/ro) e hidrófito rosulada (Hid/ro), ambas com uma espécie (4,3%) (Tabela 1; Figura 3).

Nota-se que das espécies de samambaias e licófitas analisadas, a maioria são hemicriptófitas (18 espécies, 78,3% do total), sendo nove delas com forma de crescimento rosulada e outras nove, reptante. Já as geófitas rizomatosas aparecem como a segunda forma de vida mais representativa nos segmentos analisados, com um total de três espécies (Tabela 1; Figura 3).

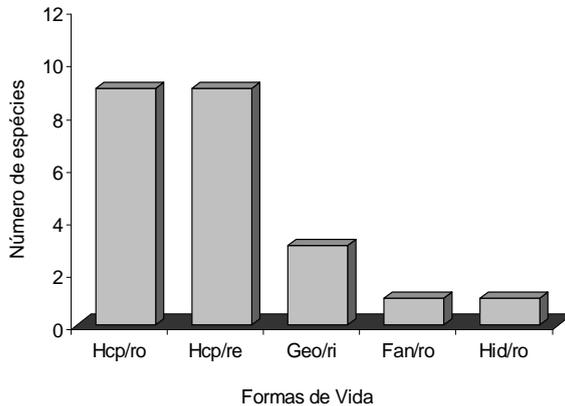


Figura 3: Formas de vida das espécies de samambaias e licófitas registradas nas fitofisionomias analisadas na principal nascente do rio Pindaíba, em Barra do Garças-MT. Hcp/ro: hemicriptófita rosulada; Hcp/re: hemicriptófita reptante; Geo/ri: geófito rizomatoso; fanerófita rosulada; e Hid/ro: hidrófito rosulada.

A predominância de hemicriptófitas e geófito rizomatoso, também foi constatada em outros trabalhos desenvolvidos no Cerrado, como o apresentado por Athayde Filho & Windisch (2003), com a ocorrência de 54% de hemicriptófita; no estudo de Athayde Filho & Agostinho (2005) registraram a ocorrência de 64% das espécies com esta mesma forma; e Athayde Filho & Felizardo (2007), registrando 54% de espécies hemicriptófitas. Entretanto, Tannus & Assis (2004), analisando áreas de campo sujo e úmido, em Itirapina-SP, localizaram apenas três espécies de samambaias e licófitas, sendo que todas se enquadraram dentre as geófitas rizomatosas (a segunda forma biológica em número de espécies registrada também no presente estudo).

A relação onde as hemicriptófitas são mais frequentes que as outras formas de vida, também tem sido observada em outros ecossistemas brasileiros e mundiais. Em Pernambuco, Santiago & Barros (2003) registraram a predominância da forma hemicriptófita em 62% das espécies analisadas;

Santiago *et al.* (2004) registraram predominância de 48% das espécies exibindo esta forma; Xavier & Barros (2005) registraram 68% de predominância da referida forma. Ao mesmo tempo, esta predominância da forma hemicriptófita também foi constatada por Pereira-Noronha (1989) em São Paulo, por Mynssen (2000) no Rio de Janeiro, por Athayde Filho & Windisch (2006) no Rio Grande do Sul e por Kornás (1977), trabalhando na África.

Esta dominância das hemicriptófita e geófitas, em relação às fanerófitas, caméfitas, epífitas e hemiepífitas (Kornás, 1985) se dá provavelmente pelo fato destas plantas apresentarem gemas vegetativas protegidas contra a dessecação, enquanto as espécies com gemas menos protegidas (fanerófitas, caméfitas, epífitas e hemiepífitas) estão sujeitas a um maior estresse ambiental.

Quanto ao hábito das espécies de samambaias e licófitas encontradas nas fitofisionomias analisadas junto à nascente principal do rio Pindaíba, a grande maioria das espécies estudadas apresentou hábito herbáceo (22 espécies, 95,7% do total), com exceção de *Cyathea delgadii*, destacando-se como subarborescente (Tabela 1).

Poucos trabalhos trazem informações relacionadas ao hábito de samambaias e licófitas, principalmente quando se referem ao bioma Cerrado. Neste sentido, merecem destaque os trabalhos de Athayde Filho & Felizardo (2007), em fragmentos florestais do Pindaíba, registrando 96% de espécies herbáceas; Rocha (2008), em uma mata de galeria no município de Alto Paraíso-GO, registrou que 95% das espécies encontradas se enquadraram entre as herbáceas; e Batalha & Mantovani (2001), em trabalho realizado no cerrado da Reserva Pé-de-Gigante, no município de Santa Rita do Passa Quatro-SP, registraram apenas três espécies de samambaias e licófitas, todas classificadas como herbáceas, corroborando o observado pelos autores do presente estudo.

Em relação ao hábito das espécies de samambaias e licófitas em outras regiões brasileiras, podem-se mencionar os trabalhos de Athayde Filho & Windisch (2006), em floresta de restinga do Rio Grande do Sul, onde foram registradas 88% das espécies como herbáceas; Santos *et al.* (2004), analisando as samambaias e licófitas do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba-RJ, registrando 72% de espécies com hábito herbáceo. Santiago & Barros (2003) também registraram a ocorrência de 81% de espécies herbáceas no Refúgio Ecológico Charles Darwin-PE. Santiago *et al.* (2004), analisando fragmentos florestais em Bonito-PE, também observaram que 88% das espécies registradas eram herbáceas. Desta forma, todos apresentaram a mesma predominância do hábito herbáceo que o observado no presente trabalho.

Segundo Xavier & Barros (2005), a predominância de espécies herbáceas, hemicriptófitas e terrícolas, corresponde aos aspectos ecológicos mais representativos das samambaias e licófitas em Pernambuco. Da mesma forma, aparentemente, no Cerrado matogrossense (e provavelmente nos outros Estados abrangidos pelo mesmo bioma), este padrão parece se repetir. Entretanto há a necessidade de realização de um número maior de trabalhos

enfocando os aspectos ecológicos das samambaias e licófitas do bioma Cerrado, para que seja possível generalizar esse padrão.

Quanto às análises de similaridade florística, as comparações feitas entre os pares de fitofisionomias analisadas (cerrado rupestre *versus* vereda; cerrado rupestre *versus* mata de galeria; vereda *versus* mata de galeria), uma vez que os Índices de Sørensen e Jaccard são binários, demonstraram baixa similaridade florística (Tabela 2).

Tabela 2: Índices de similaridade de Sørensen (em negrito) e Jaccard (sem negrito) das espécies de samambaias e licófitas registradas nas fitofisionomias analisadas na principal nascente do rio Pindaíba, em Barra do Garças-MT.

Fitofisionomias	Cerrado rupestre	Vereda	Mata de galeria
Cerrado rupestre	---	0,214	0,158
Vereda	0,353	---	0,167
Mata de galeria	0,273	0,286	---

Apesar de nenhum dos pares de áreas ter apresentado similaridade florística elevada, tanto para Sørensen quanto para Jaccard, o par de áreas “cerrado rupestre *versus* vereda” foi o que apresentou a maior similaridade, enquanto o par “mata de galeria *versus* cerrado rupestre” foi o que apresentou a menor (Tabela 2). A proximidade florística entre o primeiro par de áreas mencionado pode estar relacionada ao fato de estarem dispostas muito próximas uma da outra, de ambas as áreas serem fitofisionomias savânicas do Bioma, além do fato destes tipos de formações requererem espécies mais adaptadas a ambientes com afloramentos rochosos, com temperaturas mais elevadas e maior estresse hídrico (isso no caso do cerrado rupestre, apesar desta área em questão estar associada à nascente do rio Pindaíba, portanto, possuir maior umidade relativa).

Já para o par menos similar, a mais provável justificativa está associada ao fato de se comparar uma área florestal (mata de galeria) com uma savânica (cerrado rupestre), onde a primeira é estruturalmente mais complexa, mais úmida, fechada e sujeita a inundações, além de conter solos mais úmidos (Brasil, 1981).

A comparação do número de espécies em comum realizada através do Diagrama de Venn (Zar, 1999) (Figura 4), entre as três fitofisionomias em questão (cerrado rupestre, vereda e mata de galeria) revelou um resultado também esperado. Observando o diagrama constatou-se que as três áreas apresentaram baixa similaridade florística entre si, havendo uma grande quantidade de espécies exclusivas a cada uma das fitofisionomias. Cada um dos três pares de áreas apresentou apenas uma espécie em comum. Merece destaque o fato da área com mata de galeria apresentar quase o dobro de espécies exclusivas do cerrado rupestre, e ainda mais que a área de vereda. Isso provavelmente está relacionado à alta umidade da área em questão, uma vez que a mata de galeria encontra-se em uma área de grotta profunda,

bastante sombreada e com condições climáticas mais amenas, quando comparadas às áreas de cerrado rupestre e vereda, favorecendo assim o maior desenvolvimento das samambaias e licófitas.

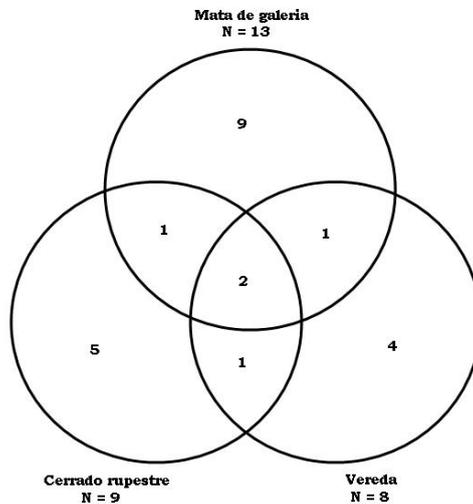


Figura 4: Diagrama de Venn indicando o número de espécies de samambaias e licófitas em comum e exclusivas, registradas nas fitofisionomias analisadas na principal nascente do rio Pindaíba, em Barra do Garças-MT.

Apesar dos esforços para aumentar o conhecimento sobre a flora de samambaias e licófitas de Mato Grosso, que já é relativamente bem conhecida, ainda há muito que ser feito, principalmente quanto às questões biológicas e ecológicas envolvendo os grupos em estudo. Windisch (1996a) menciona que com o aumento do consenso sobre a importância do estudo da biodiversidade, tem havido um maior interesse e desenvolvimento de pesquisas básicas para avaliar a diversidade e riqueza de diversos grupos em regiões ainda carentes de estudos.

Ainda é importante mencionar que a destruição do Cerrado (apesar de todas as leis que o protegem) continua avançando, com a abertura de extensas áreas para pastagens e lavouras, principalmente a de soja, reduzindo drasticamente as áreas naturais (Ratter *et al.*, 1997). Assim é urgente o desenvolvimento de pesquisas para se conhecer melhor o que existe no Estado desta rica flora e, a partir disto, tentar traçar estratégias de preservação para as áreas consideradas críticas.

Agradecimentos: Os autores registram seu agradecimento ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq, pelo apoio financeiro concedido; à Universidade do Estado de Mato Grosso, campus de Nova Xavantina, pelo apoio necessário para a execução do trabalho; ao proprietário da Fazenda Novo Horizonte por permitir a execução do projeto em suas terras; e ao Dr. Jefferson Prado (IBt-SP) pela revisão do material do gênero *Adiantum* e *Pellaea*.

Referências Bibliográficas

- ATHAYDE FILHO, F.P. & WINDISCH, P.G. 2003. Análise da pteridoflora da Reserva Biológica Mário Viana, Município de Nova Xavantina, Estado de Mato Grosso (Brasil). *Bradea* 9(13): 67-76.
- ATHAYDE FILHO, F.P. & AGOSTINHO, A.A. 2005. Pteridoflora de duas veredas no município de Campinápolis, Mato Grosso, Brasil. *Pesquisas, Botânica* 56: 145-160.
- ATHAYDE FILHO, F.P. & WINDISCH, P.G. 2006. Florística e aspectos ecológicos das pteridófitas em uma Floresta de Restinga no estado do Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia, Sér. Bot.* 61(1-2): 63-71.
- ATHAYDE FILHO, F.P. & FELIZARDO, M.P.P. 2007. Florística e aspectos ecológicos da pteridoflora em três segmentos florestais ao longo do rio Pindaíba, Mato Grosso. *Pesquisas, Botânica* 58: 227-243.
- BATALHA, M.A. & MANTOVANI, W. 2001. Floristic composition of the cerrado in the Pé-de-Gigante Reserve (Santa Rita do Passa Quatro, Southeastern Brazil). *Acta Botanica Brasílica* 15(3):289-304.
- BRASIL, M.M.A. Secretaria Geral. 1981. *Projeto RADAM BRASIL. Folha SD22 Goiás: geologia; geomorfologia, pedologia, vegetação e uso potencial da terra*. Rio de Janeiro, MMA.
- COLLI, A.M.T.; SALINO, A.; FERNANDES, A.C.; RANGEL, C.M.; BARBOSA, R.A.; CORREA, R.A. & SILVA, W.F. 2004a. Pteridófitas da Floresta Estadual de Bebedouro, Bebedouro, SP, Brasil. *Revista do Instituto Florestal* 16(2):147-152.
- COLLI, A.M.T.; SALINO, A.; SOUZA, S.A.; LUCCA, A.L.T. & SILVA, R.T. 2004b. Pteridófitas do Parque Estadual de Vassununga, Santa Rita do Passa Quatro (SP), Brasil. Glebas Capetinga Leste e Oeste. *Revista do Instituto Florestal* 16(1):25-30.
- COLLI, A.M.T.; SOUZA, S.A.; SALINO, A.; LUCCA, A.L.T. & SILVA, R.T. 2004c. Pteridófitas do Parque Estadual de Vassununga, Santa Rita do Passa Quatro (SP), Brasil. Gleba Pé-de-Gigante. *Revista do Instituto Florestal* 16(2):121-127.
- DURIGAN, G. 2003. Métodos para análise da vegetação arbórea. Pp. 455-479. In CULLEN JR., L.; RUDRAN, R. & VALLADARES-PÁDUA, C. (Orgs.). *Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre*. Curitiba, UFPR.
- EITEN, G. 1972. The cerrado vegetation of central Brazil. *Bot. Ver.* 38: 201-341.
- FIGUEIREDO, J.B. & SALINO, A. 2005. Pteridófitas de quatro Reservas Particulares do Patrimônio Natural ao sul da região metropolitana de Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. *Lundiana* 6(2):83-94.
- FONSECA, M.S. & SILVA JÚNIOR, M.C. 2004. Fitossociologia e similaridade florística entre trechos de Cerrado sentido restrito em interflúvio e em vale no Jardim Botânico de Brasília, DF. *Acta Botanica Brasílica* 18(1): 19 – 29.
- HOLMGREN, P.K.; HOLMGREN, N.H. & BARNETT, L.C. 1990. *Index Herbariorum. Part I: The Herbaria of the world*. 8ª ed. International Association for Plant Taxonomy. New York, New York Botanical Garden, 693p.
- JOHNS, R.J. 1985. Altitudinal zonation of pteridophytes in Papuasias. *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh* 86B: 381-389.
- KRAMER, K.U. & GREEN, P.S. 1990. *Pteridophytes and Gymnosperms. The families and genera of vascular plants*. Part. 1. Berlin, Springer-Verlag, 404p.
- KORNÁS, J. 1977. Life-forms and seasonal patterns in the pteridophytes in Zâmbia. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae* 46(4): 669-690.
- KORNÁS, J. 1985. Adaptative strategies of African pteridophytes to extreme environments. In: DYER, A.F. & PAGE, C.N. (Ed.). *Biology of Pteridophytes. Proceedings of the Royal Society of Edinburgh* 86(B): 391-396.
- LELLINGER, D.B., 1987. The disposition of *Trichipteris* (Cyatheaceae). *American Fern Journal* 77: 90-94.

- MENDONÇA, R.C.; FELFILI, J.M.; WALTER, B.M.T.; SILVA JUNIOR, M.C.; REZENDE, A.V.; FILGUEIRAS, T.S. & NOGUEIRA, P.E. 1998. Flora vascular do Cerrado. Pp. 289-556. In SANO, S.M. & ALMEIDA, S.P. (ed.). *Cerrado – ambiente e flora*. Planaltina, EMBRAPA, 556p.
- MÜELLER-DOMBOIS, D. & ELLEMBERG, H. 1974. *Aims and methods of vegetation ecology*. New York, Wiley International, 547p.
- MYNSSSEN, C.M. 2000. *Pteridófitas da Reserva Rio das Pedras, Mangaratiba, RJ*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro – Museu Nacional, Rio de Janeiro.
- PANNIER, F. 1952. Observaciones sobre la distribución de pteridófitas venezolanas com relación a la altura sobre el nivel del mar. *Acta Científica Venezolana* 3(5): 172-178.
- PEREIRA-NORONHA, M.R. 1989. *Formas de vida e reprodução em pteridófitas*. Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista, Instituto de Biociências, Rio Claro.
- PRADO, J. 1998. Pteridófitas do Estado de São Paulo. Pp. 49-61. In BICUDO, C.E.M. & SHEPHERD, G.J. (eds.). *Fungos macroscópicos e plantas do Estado de São Paulo* (Série Biodiversidade do Estado de São Paulo). São Paulo, FAPESP.
- PRYER, K.M., SCHNEIDER, H.; SMITH, A.R.; CRANFILL, R.; WOLF, P.G.; HUNT, J.S. & SIPES, S.D. 2001. rbcL data reveal two monophyletic groups of filmy ferns (Filicopsida: Hymenophyllaceae). *American Journal of Botany* 88: 1118-1130.
- RATTER, J.A.; RIBEIRO, J.F. & BRIDGEWATER, S. 1997. The brazilian Cerrado vegetation and threats to its biodiversity. *Annals of Botany* 80: 233-230.
- RAUNKIAER, C. 1934. *The life forms of plants and statistical plant geography*. Oxford, Clarendon Press, 632p.
- RIBA, R. & PACHECO, L. 1995. *Actinostachys* Wall. ex Hook. Pp. 52-53. In MORAN, R.C. & RIBA, R. (eds.). *Flora Mesoamericana 1. Psilotaceae a Salviniaceae*. México, Universidad Nacional Autónoma de México.
- RIBEIRO, J.P. & WALTER, B.M.T. 1998. Fitofisionomias do Bioma Cerrado. In SANO, S.M. & ALMEIDA, S.P. *Cerrado – ambiente e flora*. Planaltina, EMBRAPA-CPAC, 556p.
- ROCHA, M.A.L. 2008. Inventário de espécies de pteridófitas de uma mata de galeria em Alto Paraíso, Goiás, Brasil e morfogênese dos gametófitos de *Pecluma ptilodon* (Kunze) Price e *Campyloneurum phyllitidis* (L.) C. Presl (Polypodiaceae). Dissertação de mestrado. UNB, Brasília, 112p.
- ROSS, F. 1996. Mapping the worlds pteridophyte diversity – systematics and floras. Pp. 29-42. In CAMUS, J.M., GIBBY, M. & JOHNS, R.J. (Eds.) *Pteridology in Perspective*. Kew, Royal Botanical Gardens.
- SAMPAIO, A.J. 1916. Pteridophytas. *Comissao das Linhas Telegraficas Estrategicas Mato Grosso ao Amazonas* 33: 4-34.
- SANTIAGO, A.C.P. & BARROS, I.C.L. 2003. Pteridoflora do Refúgio Ecológico Charles Darwin (Igarassu, Pernambuco, Brasil). *Acta Botanica Brasílica* 17(4): 597-604.
- SANTIAGO, A.C.P.; BARROS, I.C.L. & SYLVESTRE, L.S. 2004. Pteridófitas ocorrentes em três fragmentos florestais de um brejo de altitude (Bonito, Pernambuco, Brasil). *Acta Botanica Brasílica* 18(4): 781-792.
- SANTOS, M.G.; SYLVESTRE, L.S. & ARAÚJO, D.S.D. 2004. Análise florística das pteridófitas do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 18(2): 271-280.
- SENNA, R. M. & WAECHTER, J. L. 1997. Pteridófitas de uma Floresta com Araucária. I. Formas biológicas e padrões de distribuição geográfica. *Iheringia, Sér. Bot.* 48: 41-58.
- SILVA, M.R.P. 2000. *Pteridófitas da Mata do Estado, Serra do Mascarenhas, município de São Vicente Férrer, Estado de Pernambuco*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.
- SMITH, A.R. 1992. Thelypteridaceae. In TRYON, R.M. & STOLZE, R.G. (Eds.). Pteridophyta of Peru. Part III. 16. Thelypteridaceae. *Fieldiana Botany* 29: 1-80.

- SMITH, A.R.; PRYER, K.M.; SCHUETTPELZ, E.; KORALL, P.; SCHNEIDER H. & WOLF, P.G. 2006. A classification for extant ferns. *Taxon* 55(3): 705-731.
- TANNUS, J.L.S. & ASSIS, M.A. 2004. Composição de espécies vasculares de campo sujo e campo úmido em área de cerrado, Itirapina – SP, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 27(3):489-506.
- TRYON, R.M. & TRYON, A.F. 1982. *Ferns and allied plants with special reference to Tropical America*. New York, Springer-Verlag, 857p.
- W3TROPICOS. *Trópicos - Missouri Botanical Garden*. Disponível em <http://www.tropicos.org>. Acesso em 23 fev. 2010.
- WINDISCH, P.G. 1975. Contribuição ao conhecimento das pteridófitas da Serra Ricardo Franco (Estado de Mato Grosso). *Bradea* 2(1): 1-4.
- WINDISCH, P.G. 1983. *Pteridófitas da serra Ricardo Franco (Estado de Mato Grosso) e aspectos dos seus macrohabitats*. Tese de Livre Docência. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, São José do Rio Preto.
- WINDISCH, P.G. 1985. Pteridófitas do Estado de Mato Grosso. *Bradea* 4(28): 180-187.
- WINDISCH, P.G. 1992. *Pteridófitas da região Norte-Occidental do Estado de São Paulo: guia para estudo e excursões*. 2ª ed. São José do Rio Preto, UNESP, 110p.
- WINDISCH, P.G. 1994. Pteridófitas do Estado de Mato Grosso – Gleicheniaceae. *Bradea* 6(37): 304-311.
- WINDISCH, P.G. 1995. Pteridófitas do Estado de Mato Grosso – Marattiaceae. *Bradea* 5(46): 396-399.
- WINDISCH, P.G. 1996a. Towards assaying biodiversity in Brazilian pteridophytes. Pp. 109-117. In BICUDO, C.E.M. & MENEZES, N.A. *Biodiversity in Brazil: a first approach*. São Paulo, CNPq, 326p.
- WINDISCH, P.G. 1996b. Pteridófitas do Estado de Mato Grosso – Hymenophyllaceae. *Bradea* 7(47): 400-423.
- WINDISCH, P.G. 1997. Pteridófitas do Estado de Mato Grosso – Psilotaceae. *Bradea* 7(10): 57-60.
- WINDISCH, P.G. 1998. Pteridófitas do Estado de Mato Grosso – Osmundaceae. *Bradea* 8(19): 107-110.
- WINDISCH, P.G. & NONATO, F.R. 1999. Pteridófitas do Estado de Mato Grosso, Brasil: Vittariaceae. *Acta Botanica Brasilica* 13(3): 290-297.
- WINDISCH, P.G. & TRYON, R.M. 2001. The Serra Ricardo Franco (State of Mato Grosso, Brazil) as probable migration route and its present fern flora. *Bradea* 8(39): 267-276.
- XAVIER, S.R.S. & BARROS, I.C.L. 2005. Pteridoflora e seus aspectos ecológicos ocorrentes no Parque Ecológico João Vasconcelos Sobrinho, Caruaru, PE, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 19(4):775-781.
- ZAR, J.H. 1999. *Biostatistical analysis*. 4ª ed. New Jersey, Prentice Hall, 663p.

REPRESENTATIVIDADE DA BASE AMOSTRAL DA PTERIDOFLORA DO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL (BRASIL) E NOVOS REGISTROS DE DISTRIBUIÇÃO

Michelle H. Nervo¹
Paulo G. Windisch²
Maria Luisa Lorscheitter²

Abstract

(Representativeness of the herbarium data basis of the pteridoflora of the State of Rio Grande do Sul (Brazil) and new distribution records). To evaluate the representativeness of the fern and lycophyte collections in the major herbaria in the State of Rio Grande do Sul, a group of genera with a wide range of adaptations and consequent broad tolerance to the diverse conditions found in the different physiographic regions was select. Plotting the species localities of the genera *Anemia* Sw. (Anemiaceae), *Asplenium* L. (Aspleniaceae), *Adiantopsis* Fée, L. *Adiantum* L., *Cheilanthes* Sw., *Doryopteris* J.Sm. (Pteridaceae), *Blechnum* L. (Blechnaceae) and *Selaginella* P. Beauv. (Selaginellaceae) on a half degree grid map, several areas without samples or with only a few records became evident. A sampling effort over four years added more than 2,000 collections of ferns and lycophytes from areas with deficient sampling, so that 95% of the squares have records of the selected genera, in addition to a better representation of other families and genera. This increased the reliability of the available data for species distribution analysis, habitat correlations and modeling studies. The collections include first records of 22 species in different physiographic regions of the state.

Key words: Polypodiopsida, Lycopodiopsida, diversity, distribution, pteridophytes.

Resumo

Para avaliar a representatividade das coleções de filicíneas e licófitas existentes nos principais herbários do Estado do Rio Grande do Sul, foram selecionados gêneros com grande amplitude de adaptações e consequente tolerância às diversas condições encontradas nas diferentes regiões fisiográficas. A plotagem das localidades de ocorrência de espécies dos gêneros *Anemia* Sw. (Anemiaceae), *Asplenium* L. (Aspleniaceae), *Adiantopsis* Fée, L. *Adiantum* L., *Cheilanthes* Sw., *Doryopteris* J.Sm. (Pteridaceae), *Blechnum* L. (Blechnaceae) e *Selaginella* P. Beauv. (Selaginellaceae), em um mapa com quadrículas de meio grau, indicou diversas áreas sem amostras ou com apenas poucos registros de ocorrência. Foi realizado um esforço amostral durante quatro anos com mais de 2.000 novas coletas de filicíneas e licófitas em geral nas regiões com deficiência de registros, de maneira que 95% das

¹ Mestranda em Qualidade Ambiental. Universidade Feevale, Instituto de Ciências da Saúde, 93352-000 Novo Hamburgo - RS, Brasil. Autor para correspondência: mi_nervo@yahoo.com.br.

² Bolsistas Produtividade CNPq. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Instituto de Biotecnologia, Programa de Pós-Graduação em Botânica, 91540-970 Porto Alegre – RS, Brasil.

quadriculas apresentam registros de ocorrência de espécies dos gêneros considerados como indicadores, além da maior representação dos demais gêneros e famílias. Disso decorre um aumento na confiabilidade nos dados para análises de distribuição de espécies, bem como de correlações com condições ambientais e estudos de modelagem. As coletas realizadas incluem primeiros registros de 22 espécies em diferentes regiões fisiográficas do Estado.

Palavras chave: Polypodiopsida, Lycopodiopsida, diversidade, distribuição, pteridófitas.

Introdução

Tradicionalmente um dos referenciais para avaliação da representatividade da base amostral existente no conjunto de acervos botânicos de um país tropical, era a existência em média de, no mínimo, um espécime por quilômetro quadrado de território. Este valor apesar de empírico, foi baseado na experiência de estudos florísticos em larga escala, como discutido por Prance (1977). Utilizando este coeficiente, notamos que o Brasil ainda está longe de dispor de uma base amostral representativa de sua flora nos herbários. Além disso, num país com dimensões continentais são muito pronunciados os vícios amostrais, com uma grande concentração das coleções disponíveis provenientes da região costeira, pontos de maior interesse ("localidades clássicas"), cercanias dos grandes centros urbanos, localidades ao longo de rodovias e hidrovias, etc.

No Brasil, considerando as unidades da federação, alguns Estados dispõem de uma maior representação de sua biodiversidade nas coleções científicas, mesmo que ainda próxima do mínimo desejável, como é o caso do Rio Grande do Sul. Contudo, uma análise da distribuição geográfica de filicíneas e licófitas nas publicações da série referente ao atlas de esporos de pteridófitas para flora recente do Estado (Lorscheitter *et al.* 1998, 1999, 2001, 2002, 2005, 2009) indica que mesmo gêneros e espécies com amplos espectros de tolerância a diferentes condições ambientais, apresentam extensas lacunas em sua distribuição, registrada com base nas coleções existentes nos principais herbários do Estado.

Infelizmente a maior parte das amostras disponíveis nos herbários não apresenta dados adequados de geo-referenciamento, sendo que somente as coletas mais recentes apresentam dados mais precisos, com registro de coordenadas geográficas por sistema de satélites (GPS). Poderia se argumentar que boa parte dos dados disponíveis carece de uma maior confiabilidade quanto a localização exata de seu ponto de origem. Contudo, boa parte da vegetação original das localidades mais antigas já desapareceu ou está profundamente alterada, não havendo possibilidade de coletas ou re-coletas em extensas áreas do Estado. Assim sendo, análises de padrões de distribuição de espécies e gêneros terão que conviver com estas imprecisões que, contudo, não devem servir de impedimento a este tipo de estudos.

Diante das lacunas observadas na distribuição conhecida destes gêneros, foi estabelecido um programa de saídas a campo para coletas visando complementar a base amostral nas regiões de notória ausência ou grande déficit de registros. No presente trabalho é apresentado o reflexo desse programa na representatividade de filicíneas e licófitas nos herbários sul-riograndenses.

Material e métodos

Para melhor ilustrar a representatividade da base amostral disponível até 2005, foi feita a seleção de um conjunto de gêneros, considerados como de largo espectro de tolerância/adaptações, tendo assim o potencial de apresentarem representantes nas diversas condições ambientais encontradas no Estado. A utilização destes gêneros tomou em consideração a premissa de que a existência de amostras dos mesmos, provenientes de uma área, indica que em levantamentos feitos naquela região, o grupo das filicíneas e licófitas recebeu um mínimo de atenção por parte dos coletores.

Como indicadores foram selecionados os gêneros: *Anemia* Sw. (Anemiaceae), *Asplenium* L. (Aspleniaceae), *Adiantopsis* Fée, L. *Adiantum* L., *Cheilanthes* Sw., *Doryopteris* J.Sm. (Pteridaceae), *Blechnum* L. (Blechnaceae) e *Selaginella* P. Beauv. (Selaginellaceae). Os dados sobre a ocorrência do gênero *Blechnum* foram baseados no trabalho de Kazmirczak (1999), enquanto que os demais gêneros com base nos publicações por Lorscheitter *et al.* (1998, 2001, 2002, 2005). Estes trabalhos tomaram em consideração os acervos dos herbários ICN, PACA, HAS, HUCS - siglas conforme Index Herbariorum (Thiers, 2009).

Para ilustração gráfica dos pontos de ocorrência foi utilizado um mapa do Estado do Rio Grande do Sul, dividido em quadrículas de meio grau, cada uma representando em média cerca de 2.640 km². A opção por esta escala foi baseada em análises prévias, sendo que a utilização de quadrículas de um grau dificulta uma sobreposição da distribuição das espécies e gêneros com a representação de fatores ambientais, ou das regiões fisiográficas. Uma escala mais detalhada torna-se problemática quanto à adequada localização dos pontos de coleta em que não há geo-referenciamento, bem como em função do tamanho total da amostragem disponível. Nas análises foram consideradas as quadrículas que apresentam ao menos 50% de sua área nos limites geopolíticos do Estado. Nos casos de impossibilidade de localização mais precisa, foram consideradas as coordenadas geográficas da sede do município citado na coleta, utilizando os dados do sistema GoogleEarth®. Para plotagem dos pontos de ocorrência foi utilizado o software ArcView® (versão ArcInnfo) da ESRI.

O esforço amostral com especial atenção a áreas menos ou ainda não documentadas nas coleções foi desenvolvido entre 2005 e início de 2010, percorrendo mais de 6.000 km, resultando num acréscimo de cerca de 2000 registros (filicíneas e licófitas em geral) realizados pelos autores e colaboradores bem como coletores vinculados a diversas instituições. Os espécimes testemunho das coletas realizadas estão depositados nos herbários

ICN e PACA. As técnicas de preparo das amostras foram as usuais para material deste grupo (Windisch, 1992), sendo registradas as coordenadas geográficas e altitude por instrumento de GPS, juntamente com dados referentes à localidade, condições ambientais e vegetação circundante.

No presente trabalho é apresentada a situação atual da representatividade da base amostral da pteridoflora sul-rio-grandense disponível nos herbários desse Estado. Foram consideradas ocorrências relevantes os primeiros registros em regiões fisiográficas (segundo Fortes, 1959, vide Figura 1) ainda não indicadas na distribuição referida nos trabalhos da série "Atlas de esporos de pteridófitas do Rio Grande do Sul" (Lorscheitter *et al.* 1998, 1999, 2001, 2002, 2005), sendo apresentados os dados originais, acrescidos das novas regiões e localidades em negrito. Os novos registros não se restringem aos gêneros indicadores e são apresentados seguindo o sistema de classificação original, com atualização ao sistema apresentado por Smith *et al.* (2006) entre colchetes onde apropriado.

Resultados e discussão

A distribuição dos gêneros selecionados como indicadores, com base nas informações disponíveis antes do esforço amostral, é apresentada na Figura 2 em que se pode notar a ausência de amostras para 19 quadrículas (com ao menos 50% de sua área no Estado). Diversas regiões apresentam vegetação pobre em filicíneas e licófitas, levando a uma representação reduzida ou total ausência de registros em 33 quadrículas. Durante os trabalhos de campo, em determinadas quadrículas, apesar de ocorrerem filicíneas e/ou licófitas, não foram encontrados representantes dos gêneros indicadores, sendo estas assinaladas com "O", ou ainda sem nenhum representante de filicíneas ou licófitas, assinaladas com "Ø" na Figura 3. Considerando a grande área abrangida por cada quadrícula, é de se esperar que estas falhas ainda venham a ser sanadas no futuro, em trabalho de campo mais detalhado. Extensas áreas do Estado tiveram sua vegetação original alterada, sendo hoje utilizadas para agricultura, produção florestal ou pastoreio. Em alguns casos a rede viária, em regiões de grandes propriedades, não favorece a busca por eventuais remanescentes da vegetação original.

De um total de 103 quadrículas, 84 apresentavam registro de coletas de material dos gêneros selecionados (81%). O esforço amostral resultou em registros para mais 11 quadrículas, resultando em 95% das quadrículas com registro(s). É relevante observar que mesmo espécies comuns, como *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn var *arachnoideum* (Kaulf.) Brade [*P. arachnoideum* (Kaulf.) Morton], *Microgramma squamulosa* (Kaulf.) Sota, ou *M. vaccinifolia* (Langsd. & Fisch.) Copel. são extremamente sub-representadas nas coleções disponíveis. A ausência de representantes dos gêneros indicadores é maior nas regiões das Missões e da Campanha, que oferecem condições ambientais menos favoráveis ao desenvolvimento de filicíneas e licófitas, bem como na região das lagoas costeiras onde espécies palustres e aquáticas ocorrem com maior frequência.

A seguir é apresentada a distribuição de espécies (vide Lorscheitter *et al.* 1998, 1999, 2001, 2002, 2005), consideradas como ocorrências mais relevantes (filicíneas e licófitas em geral), indicando em negrito os primeiros registros para novas regiões fisiográficas (regiões/municípios). As regiões seguem a delimitação apresentada por Fortes (1959) – vide Figura 1.

Aspleniaceae Frank

Asplenium clausenii Hieron.

Litoral (1ª): Terra de Areia.

Depressão Central (2ª): Cachoeira do Sul; Canoas; Gravataí; Guaíba; Porto Alegre; Rio Pardo; Santa Maria; Sapucaia do Sul; Taquari; Viamão.

Missões (3ª): Cerro Largo; Santo Ângelo.

Campanha (4ª): Quaraí; Santana do Livramento.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Canguçu; Dom Feliciano; Encruzilhada do Sul; Herval; Piratini.

Encosta do Sudeste (6ª): Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Coronel Bicaco; Derrubadas; Erechim; Irai; Liberato Salzano; Nonoai; Sarandi.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão; Bom Jesus; Cambará do Sul; Esmeralda; Jaquirana; Marcelino Ramos; Vacaria.

Planalto Médio (9ª): Santo Augusto; São José do Herval.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Canela; Carlos Barbosa; Encruzilhada do Sul; Garibaldi; Montenegro; Morro Reuter; Nova Petrópolis; Novo Hamburgo; Pareci Novo; Parobé; Progresso; Salvador do Sul; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula; São Leopoldo; Sapiranga; Taquara; Teutônia; Vale do Sol.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Antônio Prado; Bento Gonçalves; Casca; Caxias do Sul; Farroupilha; Flores da Cunha; Nova Prata; Veranópolis.

Asplenium scandicinum Kaulf.

Litoral (1ª): Torres.

Depressão Central (2ª): Rio Pardo.

Serra do Sudeste (5ª): Herval.

Encosta do Sudeste (6ª): São Lourenço do Sul.

Alto Uruguai (7ª): Derrubadas.

Campos de Cima da Serra (8ª): Cambará do Sul.

Planalto Médio (9ª): Passo Fundo; Não-me-Toque.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Montenegro; Morro Reuter; Nova Petrópolis; Salvador do Sul; Santo Antônio da Patrulha; São Francisco de Paula; São Leopoldo.

Dennstaedtiaceae Pic.Serm.

Dennstaedtia globulifera (Poiret) Hieron.

Litoral (1ª): Maquiné.

Depressão Central (2ª): Gravataí.

Alto Uruguai (7ª): Planalto.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão; Cambará do Sul.

Planalto Médio (9ª): São José do Herval.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Canela; Montenegro; Morro Reuter. Muçum; Salvador do Sul; Santo Antônio da Patrulha; São Francisco de Paula; São Leopoldo; Sapiranga; Taquara.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Caxias do Sul; Farroupilha.

Pteridium aquilinum (L.) Kuhn var. ***arachnoideum*** (Kaulf.) Brade [*P. arachnoideum* (Kaulf.) Maxon]

Litoral (1ª): Torres.

Depressão Central (2ª): Gravataí; Porto Alegre; Rio Pardo; Sapucaia do Sul; Taquari.

Campanha (4ª): Arroio do Tigre; Hulha Negra; São Gabriel.

Serra do Sudeste (5ª): Canguçu; Dom Feliciano; Encruzilhada do Sul; Herval; Piratini.

Encosta do Sudeste (6ª): Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Derrubadas.

Campos de Cima da Serra (8ª): Bom Jesus.

Planalto Médio (9ª): Colorado; Não-me-Toque; Passo Fundo; Soledade.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Canela; Montenegro; Nova Petrópolis; Salvador do Sul; Santo Antônio da Patrulha; São Leopoldo.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Bento Gonçalves; Casca; Caxias do Sul.

Cyatheaceae Kaulf.

Alsophila setosa Kaulf.

Litoral (1ª): Osório.

Depressão Central (2ª): General Câmara; Gravataí; Mariana Pimentel.

Encosta do Sudeste (6ª): Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Tenente Portela.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão.

Planalto Médio (9ª): Tapera, Não-me-Toque.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Canela; Carlos Barbosa; Morro Reuter; Salvador do Sul; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula; São Leopoldo; Sapiranga.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Veranópolis.

Gleicheniaceae (Brown) C.Presl

Dicranopteris flexuosa (Schrader) Underwood

Litoral (1ª): Osório.

Depressão Central (2ª): Arroio dos Ratos; Gravataí; Guaíba; Rio Pardo; Sapucaia do Sul.

Campanha (4ª): Santana do Livramento.

Serra do Sudeste (5ª): Dom Feliciano.

Encosta do Sudeste (6ª): Capão do Leão.

Campos de Cima da Serra (8ª): Cambará do Sul.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Alto Feliz; Montenegro; Novo Hamburgo; Salvador do Sul; São Francisco de Paula; São Leopoldo; São Sebastião do Caí.

Dicranopteris nervosa (Kaulf.) Maxon

Campos de Cima da Serra (8ª): Bom Jesus; Cambará do Sul; São José dos Ausentes.

Planalto Médio (9ª): Soledade.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Canela; Feliz Gramado; São Francisco de Paula; São Leopoldo.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Caxias do Sul; Farroupilha.

Dicranopteris pectinata (Willd.) Underw. [*Gleichenella pectinata* (Willd.) Ching]

Litoral (1ª): Torres.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): São Leopoldo.

Hymenophyllaceae Gaudich.

Trichomanes polypodioides L.

Litoral (1ª): Torres; Três Cachoeiras.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Campo Bom.

Ophioglossaceae C.Agardh

Botrychium virginianum (Linnaeus) Swartz

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava.

Campos de Cima da Serra (8ª): Esmeralda.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Santa Cruz.

Polypodiaceae Bercht. & J.S.Presl

Campyloneurum austrobrasilianum (Alston) Sota

Litoral (1ª): Torres.

Depressão Central (2ª): Itaara; Porto Alegre; Rio Pardo; Santa Maria.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Canguçu; Encruzilhada do Sul; Herval; Santana da Boa Vista.

Encosta do Sudeste (6ª): Camaquã.

Alto Uruguai (7ª): Coronel Bicaco; Derrubadas; Erechim; Nonoai; Três Passos.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão; Bom Jesus; Cambará do Sul; Esmeralda; Jaquirana; São José dos Ausentes; Vacaria.

Planalto Médio (9ª): Passo Fundo; Carazinho.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Arroio do Tigre; Canela; Garibaldi; Gramado; Montenegro; Morro Reuter; Nova Petrópolis; Rolante; Salvador do Sul; Santa Maria do Herval; Santo Antônio da Patrulha; São Francisco de Paula; Sapiranga.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Bento Gonçalves; Casca; Caxias do Sul; Flores da Cunha; Nova Prata; Protásio Alves.

***Microgramma squamulosa* (Kaulf.) Sota**

Litoral (1ª): Mostardas; Osório; Rio Grande; Santa Vitória do Palmar; Terra de Areia; Torres.

Depressão Central (2ª): Arroio dos Ratos; Canoas; Guaíba; Porto Alegre; Sapucaia do Sul; Taquari; Triunfo; Viamão.

Missões (3ª): São Borja; São Luiz Gonzaga.

Campanha (4ª): Bagé.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Canguçu; Encruzilhada do Sul.

Encosta do Sudeste (6ª): Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Derrubadas.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão; Bom Jesus; Cambará do Sul; Esmeralda; Machadinho; Marcelino Ramos; Vacaria.

Planalto Médio (9ª): Carazinho.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Canela; Gramado; Montenegro; Pareci Novo; Progresso; Salvador do Sul; Santa Cruz do Sul; São Francisco de Paula; São Leopoldo; Vale do Sol.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Antônio Prado; Bento Gonçalves; Caxias do Sul; Farroupilha.

***Microgramma vaccinifolia* (Langsd. & Fischer) Copel.**

Litoral (1ª): Dom Pedro de Alcântara; Mostardas; Rio Grande; Terra de Areia; Torres.

Depressão Central (2ª): Arroio dos Ratos; Canoas; Esteio; Gravataí; Guaíba; Porto Alegre; Rio Pardo; São Jerônimo; Sapucaia do Sul; Viamão.

Campanha (4ª): Bagé; Uruguaiana.

Serra do Sudeste (5ª): Herval.

Encosta do Sudeste (6ª): Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Derrubadas.

Planalto Médio (9ª): Não-me-Toque; Soledade.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Montenegro; Parobé; Santa Cruz; São Francisco de Paula; São Leopoldo; Taquara; Vale do Sol.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Veranópolis.

Pteridaceae Reichenbach***Adiantopsis perfasciculata* Sehnem**

Litoral (1ª): Capão da Canoa.

Depressão Central (2ª): Porto Alegre; Santa Maria.

Missões (3ª): Cerro Largo.

Campanha (4ª): Aceguá; Bagé; Barra do Quaraí; Quaraí.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Canguçu; Encruzilhada do Sul; Santana da Boa Vista.

Encosta do Sudeste (6ª): Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Derrubadas; Santa Rosa; Tenente Portela.

Campos de Cima da Serra (8ª): Cambará do Sul; Esmeralda.

Planalto Médio (9ª): Panambi.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Arroio do Tigre; Morro Reuter; Pouso Novo; São Francisco de Paula.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Bento Gonçalves; Nova Prata.

Adiantum digitatum Hooker

Missões (3ª): Santo Ângelo.

Campanha (4ª): Bagé; Dom Pedrito.

Encosta do Sudeste (6ª): Lavras do Sul.

Alto Uruguai (7ª): Ametista do Sul; Planalto.

Campos de Cima da Serra (8ª): Sananduva.

Planalto Médio (9ª): Colorado; Não-me-Toque; Passo Fundo.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Santa Cruz do Sul; São Sebastião do Caí.

Adiantum lorentzii Hieron.

Litoral (1ª): Torres.

Depressão Central (2ª): Cachoeira do Sul; Porto Alegre; Santa Maria.

Missões (3ª): Bossoroca; São Borja.

Campanha (4ª): Dom Pedrito; Rosário do Sul.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Canguçu.

Encosta do Sudeste (6ª):

Alto Uruguai (7ª): Derrubadas; Três de Maio.

Campos de Cima da Serra (8ª): Lagoa Vermelha.

Planalto Médio (9ª): Colorado; Passo Fundo.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Candelária; Estrela; Imigrante; Montenegro; Santa Cruz do Sul; Tupandi.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Antônio Prado; Caxias do Sul.

Adiantum raddianum C.Presl.

Litoral (1ª): Chuí; Maquiné; Osório; Torres.

Depressão Central (2ª): Agudo; Cacequi; Cachoeira do Sul; Canoas; Gravataí; Guaíba; Porto Alegre; Rio Pardo; Santa Maria; Viamão.

Missões (3ª): Bossoroca; Pirapó; São Luis Gonzaga.

Campanha (4ª): Bagé.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Herval; Lavras do Sul; Santana da Boa Vista.

Encosta do Sudeste (6ª): Capão do Leão; Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Derrubada; Santa Rosa; Tenente Portela.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão; Bom Jesus; Cambará do Sul; Esmeralda; São Jose dos Ausentes; Vacaria.

Planalto Médio (9ª): Colorado; Não-me-Toque; Soledade.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Arroio do Tigre; Canela; Dois Irmãos; Garibaldi; Gramado; Imigrante; Montenegro; Morro Reuter; Progresso; Riozinho; Rolante; Santa Cruz do Sul; Santo Antônio da Patrulha; São Leopoldo; São Sebastião do Caí; Sobradinho.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Bento Gonçalves; Caxias do Sul; Farroupilha; Veranópolis.

Cheilanthes concolor (Langsd. & Fischer) Tryon & Tryon

Litoral (1ª): Osório.

Depressão Central (2ª): Agudo; Butiá; Cacequi; Cachoeira do Sul; General Câmara; Porto Alegre; Santa Maria; Viamão.

Missões (3ª): Bossoroca; Santo Ângelo; São Luiz Gonzaga; São Borja; Guaporé; Unistalda.

Campanha (4ª): Dom Pedrito.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Lavras do Sul.

Encosta do Sudeste (6ª): Cerro Grande do Sul.

Alto Uruguai (7ª): Derrubadas; Irai; Nonoai; Tenente Portela.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão; Esmeralda.

Planalto Médio (9ª): Ijuí.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Canela; Dois Irmãos; Montenegro; Muçum; Pareci Novo; Progresso; Rolante; Santa Cruz do Sul; São Leopoldo; Sapiranga.

Encosta Superior do Nordeste (11ª): Bento Gonçalves; Caxias do Sul; Flores da Cunha.

Cheilanthes dichotoma Sw.

Depressão Central (2ª): Arroio dos Ratos; Cacequi; Ivorá; Porto Alegre.

Missões (3ª): Bossoroca; Cerro Largo; Santo Ângelo; São Francisco de Assis; São Luiz Gonzaga.

Campanha (4ª): Bagé.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Lavras do Sul; Piratini.

Alto Uruguai (7ª): Santa Rosa.

Campos de Cima da Serra (8ª): Cambará do Sul.

Planalto Médio (9ª): Carazinho; Ijuí; Nova Palma.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): São Francisco de Paula; São Sebastião do Caí.

Doryopteris pedata (L.) Fée

Litoral (1ª): Maquine; Osório; Torres; Três Cachoeiras.

Depressão Central (2ª): Arroio dos Ratos; Cachoeira do Sul; Canoas; Guaíba; Porto Alegre; Rio Pardo; Santa Maria; Sapucaia do Sul; Taquari; Triunfo; Viamão.

Missões (3ª): Cerro Largo.

Campanha (4ª): Hulha Negra.

Serra do Sudeste (5ª): Caçapava do Sul; Canguçu; Dom Feliciano; Encruzilhada do Sul; Lavras do Sul; Pinheiro Machado; Santana da Boa Vista.

Encosta do Sudeste (6ª): Pelotas.

Alto Uruguai (7ª): Campo Novo; Coronel Bicaco; Derrubadas; Erval Seco; Independência.

Campos de Cima da Serra (8ª): Barracão.

Planalto Médio (9ª): Ijuí; Nova Palma.

Encosta Inferior do Nordeste (10ª): Arroio do Tigre; Canela; Garibaldi; Montenegro; Morro Reuter; Pareci Novo; Parobé; Progresso; Rolante; Santa Cruz do Sul; São Leopoldo; São Sebastião do Caí; Sapiranga; Venâncio Aires.

Encosta Superior do Nordeste (11^a): Bento Gonçalves; Caxias do Sul; Farroupilha; Veranópolis.

Doryopteris triphylla (Lam.) Christ

Depressão Central (2^a): Arroio dos Ratos; Porto Alegre; Rio Pardo; Sapucaia do Sul; Viamão.

Campanha (4^a): Santana do Livramento.

Serra do Sudeste (5^a): Caçapava do Sul; Encruzilhada do Sul; Lavras do Sul; Pinheiro Machado; Piratini; Santana da Boa Vista.

Alto Uruguai (7^a): Derrubadas.

Campos de Cima da Serra (8^a): Bom Jesus; Esmeralda; Vacaria.

Planalto Médio (9^a): Sarandi.

Encosta Inferior do Nordeste (10^a): Canela; Dois Irmãos; Montenegro; São Francisco de Paula; São Leopoldo.

Encosta Superior do Nordeste (11^a): Caxias do Sul; Nova Prata.

Vittariaceae (C.Presl) Ching [Pteridaceae no sistema de Smith, 2008]

Vittaria lineata (L.) Smith

Litoral (1^a): Torres.

Encosta do Sudeste (6^a): Capivari do Sul.

Campos de Cima da Serra (8^a): Bom Jesus; São Francisco de Paula; Cambará do Sul.

Encosta Inferior do Nordeste (10^a): São Leopoldo.

O esforço amostral complementou a base de dados existente nos herbários do Estado, de maneira a permitir análises comparativas quanto à composição da pteridoflora em diferentes regiões fisiográficas, bem como entre diferentes taxa, além de correlações com fatores ambientais; mesmo considerando as limitações impostas pelo dimensionamento da base amostral e qualidade dos dados quanto às localidades de coleta. Ficam ainda evidenciadas regiões que requerem maior atenção quando da realização de trabalhos de campo envolvendo coletas de material para os herbários.

Agradecimentos

Os autores agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq, que através de bolsas (IC primeira autora, PQ segundo e terceiro autores) e verba de bancada permitiu a realização das atividades de campo, à Universidade Federal do Rio Grande do Sul – UFRGS, Universidade Feevale; Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS; Instituto Anchieta de Pesquisas, São Leopoldo, pelo uso de laboratórios, bem como aos curadores dos herbários consultados. Registram sua profunda gratidão a todos coletadores, que com seu esforço reuniram o material e dados utilizados. Importantes sugestões foram gentilmente apresentadas pelos Drs. Ruy Valka Alves (Museu Nacional, Rio de Janeiro - RJ), e Jairo Lizandro Schmitt, (Universidade Feevale, Novo Hamburgo - RS).

Referências bibliográficas

- FORTES, A.B. 1959. *Geografia física do Rio Grande do Sul*. Porto Alegre, ed. Globo. 393p.
- KAZMIRVCZAK, C. 1999. *A família Blechnaceae (Presl) Copel. (Pteridophyta) no Rio Grande do Sul*, Brasil. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Instituto de Biociências, Curso de Pós-Graduação em Botânica, Porto Alegre, RS.
- LORSCHHEITTER, M.L.; ASHRAF, A.R.; BUENO, R.M.; MOSBRUGGER, V. 1998. Pteridophyte spores of Rio Grande do Sul flora, Brazil. Part I. *Palaentographica* Abt. B. 246 (1-3), Stuttgart, p. 1-113.
- LORSCHHEITTER, M.L.; ASHRAF, A.R.; WINDISCH, P.G.; MOSBRUGGER, V. 1999. Pteridophyte spores of Rio Grande do Sul flora, Brazil. Part II. *Palaentographica* Abt. B. 251 (1-3), Stuttgart, p. 72-234.
- LORSCHHEITTER, M.L.; ASHRAF, A.R.; WINDISCH, P.G.; MOSBRUGGER, V. 2001. Pteridophyte spores of Rio Grande do Sul flora, Brazil. Part III. *Palaentographica* Abt. B. 260 (1-6), Stuttgart, p. 1-165.
- LORSCHHEITTER, M.L.; ASHRAF, A.R.; WINDISCH, P.G.; MOSBRUGGER, V. 2002. Pteridophyte spores of Rio Grande do Sul flora, Brazil. Part IV. *Palaentographica* Abt. B. 263 (1-6), Stuttgart, p. 1-159.
- LORSCHHEITTER, M.L.; ASHRAF, A.R.; WINDISCH, P.G.; MOSBRUGGER, V. 2005. Pteridophyte spores of Rio Grande do Sul flora, Brazil. Part V. *Palaentographica* Abt. B. 270 (1-6), Stuttgart, p. 1-180.
- LORSCHHEITTER, M.L.; ASHRAF, A.R.; WINDISCH, P.G.; MOSBRUGGER, V. 2009. Pteridophyte spores of Rio Grande do Sul flora, Brazil. Part VI. *Palaentographica*. Abt. B. 281 (1), Stuttgart, p. 1-96.
- PRANCE, G.T. 1977. Floristic Inventory of the Tropics: where do we stand? *Annals of the Missouri Botanical Garden* 64: 659-684.
- SMITH, A.R.; PRYER, K.M.; SCHUTTPELZ, E.; KORALL, P.; SCHNEIDER, H. WOLF, P.G. 2006. Taxonomy - A classification for extant ferns. *Taxon* 55 (3): 705-731.
- THIERS, B. [continuamente atualizado]. *Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff*. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponível em: <http://sweetgum.nybg.org/ih/>. Acesso em 14 abr. 2010.
- WINDISCH, P. G. 1992. *Pteridófitas da região norte-ocidental do Estado de São Paulo. Guia para Estudo e Excursão*. 2ª ed. São José do Rio Preto, IBILCE-UNESP. 110p.

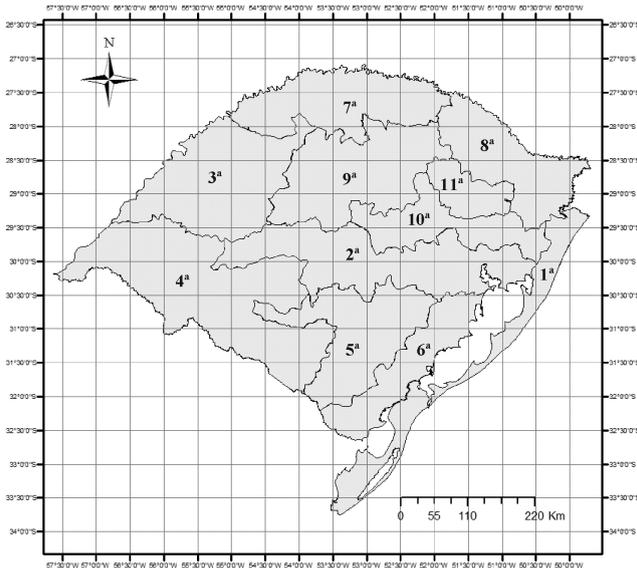


Figura 1: Regiões Fisiográficas no Rio Grande do Sul, segundo Fortes (1959): 1ª – Litoral; 2ª Depressão Central; 3ª Missões; 4ª Campanha; 5ª Serra do Sudeste; 6ª Encosta do Sudeste; 7ª Alto Uruguai; 8ª Campos de Cima da Serra; 9ª Planalto Médio; 10ª Encosta Inferior do Nordeste e 11ª Encosta Superior do Nordeste.

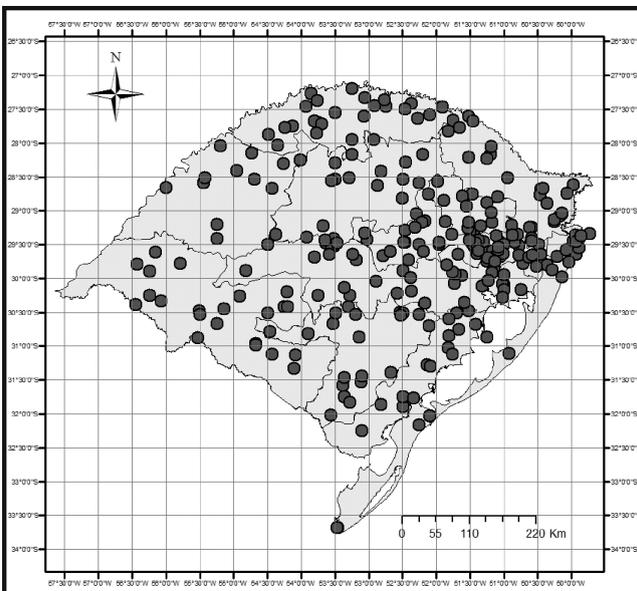


Figura 2: Registros de ocorrência dos gêneros indicadores (*Adiantopsis*, *Adiantum*, *Anemia*, *Asplenium*, *Blechnum*, *Cheilanthes*, *Doryopteris* e *Selaginella*), com base na literatura (até 2005).

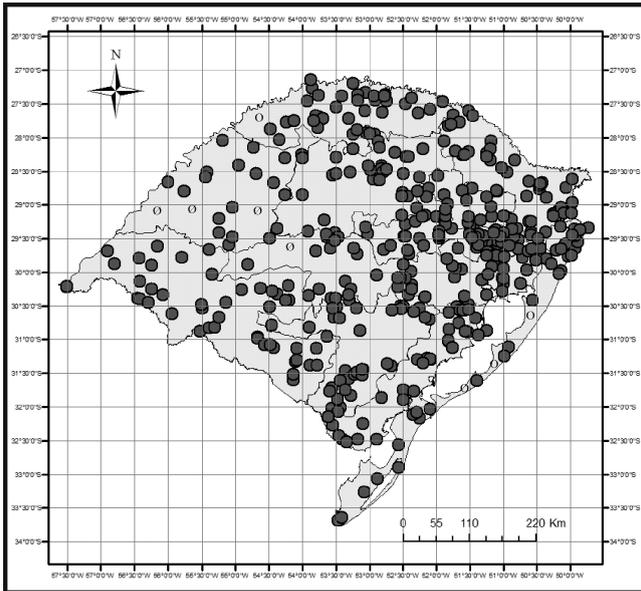


Figura 3: Registros de ocorrência dos gêneros indicadores (*Adiantopsis*, *Adiantum*, *Anemia*, *Asplenium*, *Blechnum*, *Cheilanthes*, *Doryopteris* e *Selaginella*), após esforço amostral. "O": coletas de outros gêneros durante visitas a campo. "Ø": sem registro de filicíneas ou licófitas durante visitas a campo.

REGENERAÇÃO NATURAL EM UM REMANESCENTE DE FLORESTA OMBRÓFILA MISTA, NA FLORESTA NACIONAL DE SÃO FRANCISCO DE PAULA, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL¹

Marcelle M. Silva²
Gislene M. S. Ganade²
Albano Backes³

Abstract

(Natural regeneration in a remainder of Araucaria Forest, in the São Francisco de Paula, National Forest, Rio Grande do Sul, Brazil). The forest ecosystems of the South of Brazil, especially the Araucaria Forest, were intensively explored, leaving for the present days just a few remainders of the State's original forests. However, the Araucaria Forest still lacks research and the existent studies of natural regeneration are insufficient and they don't to arrive to necessary conclusions about the dispersion processes, colonization and the other succession stages which characterize the development of that ecosystem. The objective of this work was to evaluate the natural regeneration of the arboreal species in the categories seedling and juvenile, comparing with the adult category. The work was performed in the São Francisco de Paula National Forest in an Araucaria Forest which suffered selective cutting of trees in the past. The juvenile category was sampled in 25 sub-parts of 10 x 5m and the seedling category in sub-parts of 5 x 5 m. The individuals with up to 20cm height were classified as seedling, the individuals with height between 21 and 200 cm were considered as juvenile. A total of 44 species were identified, belonging to 37 genus and 23 families, considering the three categories together (seedling, juvenile and adult). In this group, one species was found exclusively in the seedling category, five were present only in the juvenile category, seven in both seedling and juvenile categories, nine in the juvenile and adult categories, seven exclusively in the adult category and fifteen species were present in all three categories. The araucaria presented reduced number of individuals in all of the categories and a low index of total natural regeneration.

Key words: natural regeneration, Araucaria angustifolia, Araucaria Forest.

Resumo

(Regeneração natural em um remanescente de Floresta Ombrófila Mista, na Floresta Nacional de São Francisco de Paula, RS, Brasil). Os ecossistemas florestais do Sul do Brasil, em especial a Floresta Ombrofila Mista, foram intensamente explorados, restando atualmente poucos remanescentes das primitivas florestas no Estado. No entanto, a Floresta Ombrófila Mista ainda

¹ Parte do trabalho de dissertação de mestrado do primeiro autor.

² Programa de Pós-Graduação em Biologia, Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS. Av. UNISINOS, 950, CEP 93022-000, São Leopoldo, RS, Brasil.

³ Autor para correspondência: albanors@yahoo.com.br.

carece de pesquisas e os estudos de regeneração natural existentes são insuficientes e não permitem chegar a conclusões precisas quanto aos processos de dispersão, colonização e das demais etapas da sucessão que caracterizam o desenvolvimento desse ecossistema. O presente trabalho teve como objetivo avaliar a regeneração natural das espécies arbóreas que juntamente com *Araucaria angustifolia*, compõem os estratos superiores da floresta. Foram avaliadas as categorias plântula e juvenil, comparando-as com a categoria adulta. O trabalho foi realizado na Floresta Nacional de São Francisco de Paula em uma área de Floresta Ombrófila Mista que no passado sofreu corte seletivo de árvores. A categoria juvenil foi amostrada em 25 sub-parcelas de 10 x 5 m e a de plântula em 25 sub-parcelas de 5 x 5 m. Foi considerada plântula todo o indivíduo com até 20 cm de altura, juvenil todo indivíduo com altura entre 21 e 200 cm. Foram identificadas 44 espécies, pertencentes a 37 gêneros e 23 famílias incluindo as três categorias (plântula, juvenil e adulta). Destas, uma espécie foi encontrada exclusivamente na categoria plântula, cinco espécies foram encontradas somente na categoria juvenil, sete sob as categorias plântula e juvenil, nove sob as categorias juvenil e adulta, sete espécies exclusivamente na categoria adulta e 15 espécies apresentaram indivíduos em todas as categorias. A araucária apresentou número reduzido de indivíduos em todas as categorias e um baixo índice de regeneração natural total.

Palavras chave: regeneração natural, *Araucaria angustifolia*, Floresta com Araucária.

Introdução

Ao longo do processo histórico de ocupação do Sul do Brasil ocorreu a rápida eliminação da maior parte da cobertura florestal em decorrência da extração de madeira, assim como, para dar espaço a atividades agro-pastoris (Maack 1948, Sonda 1996), restando hoje tão somente, um grande número de fragmentos florestais, com tamanho e conservação muito variados. Muitos desses fragmentos perderam a maior parte dos atributos da grande floresta original, em consequência do isolamento no meio de uma paisagem devastada, pela perda da biodiversidade, da estrutura e da dinâmica dos processos ecológicos. Em seu conjunto constituem atualmente um sistema insular desconexo com pouca ou nenhuma conectividade entre os mesmos (Mauhs & Backes 2002). No entanto, outros conservam importantes atributos ecológicos intrínsecos e são fundamentais para recuperar a continuidade da cobertura florestal, reduzindo, dessa maneira, os efeitos da fragmentação da paisagem. Sua conservação constitui uma garantia para a manutenção ou para o restabelecimento dos processos naturais de funcionalidade do ecossistema florestal em questão.

A preocupação com a preservação dos remanescentes florestais ainda existentes tem também colocado em destaque a questão da recuperação e manejo de áreas perturbadas, principalmente pela ação antrópica. Porém, as medidas adotadas para recuperar e dar continuidade a estes sistemas tem sido muitas vezes, inócuas, pois são utilizadas técnicas e procedimentos eficientes,

testados e aprovados em outros sistemas, mas cuja aplicação em situações distintas nem sempre levaram aos resultados esperados (Dorneles & Negrelle 2000). Neste contexto, estudos de regeneração natural são de grande valia para compreender o processo evolutivo da vegetação até a formação de uma floresta semelhante à primitiva, após o desmatamento parcial ou total de uma área (Poggiani 1989).

O estudo da regeneração natural pode também fornecer subsídios para o diagnóstico ambiental da região e estabelecer programas mais eficazes de conservação ou de restauração de florestas degradadas ou totalmente destruídas; constitui, além do mais, um importante subsídio para o gerenciamento das unidades de conservação em condições ambientais similares. Klein (1960), Backes (1973, 1983, 2001), Kindel (1996), Caldato *et al.* (1996), Mauhs & Backes (2002), entre outros, procuraram avaliar a dinâmica da regeneração natural da Floresta Ombrófila Mista do Rio Grande do Sul.

A regeneração natural pode ser analisada sob uma forma estática, isto é, considerando basicamente o número de espécimes nas categorias plântula e juvenil num dado momento, ou sob uma forma dinâmica, tomando como base não só o número de indivíduos das classes regenerantes presentes num dado momento, mas também os processos naturais que promovem a regeneração, que são responsáveis pela manutenção dos níveis já alcançados e permitindo a introdução de novas espécies. A regeneração dinâmica considera os processos de dispersão e de germinação de propágulos, o crescimento e o desenvolvimento das plantas em regeneração, a dinâmica dos agentes de polinização e de dispersão e os fatores ambientais (Rollet 1974, Roseira 1990, Volpato 1994). No presente estudo foi estimado a regeneração estática, a partir do inventário do número de plântulas e de juvenis existentes na área pesquisada, pois, segundo Roseira (1990), esse parâmetro constitui um indicador confiável quanto à garantia de sucesso da evolução do sistema.

Com base em estudos qualitativos e quantitativos das categorias plântula e juvenil, é possível admitir que o sistema florestal em questão tenha um potencial de se regenerar naturalmente, perpetuando as espécies que o compõe. Partindo desta prerrogativa este estudo teve como objetivos:

Analisar o componente regenerante (plântula e juvenil) da floresta através de alguns parâmetros fitossociológicos como: densidade absoluta e relativa e freqüência absoluta e relativa.

Comparar a composição florística do estrato regenerante, com o arbóreo adulto.

Verificar que espécies têm maior probabilidade de sobrevivência dentro da floresta e, portanto, com possibilidade de chegar à fase adulta.

Material e métodos

Área de estudo

A Floresta Nacional de São Francisco de Paula está localizada no Município de São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul, entre as coordenadas 29°23' e 29°27'S e 50°23' e 50°25'W, na região Nordeste do Planalto das Araucárias. A altitude máxima na área da floresta é de 930 m

constituindo, portanto uma Floresta Montana, já próximo ao limite de Alto-Montana. Ocupa atualmente 1.606,60 hectares e é constituída por um mosaico de comunidades compreendendo formações nativas e plantações. Entre as primeiras destacam-se remanescentes de Floresta Ombrófila Densa, Floresta Ombrófila Mista, áreas savânicas e áreas úmidas. Entre as plantações predominam bosques de *Araucaria angustifolia*, de *Pinus spp* e de *Eucalyptus spp*.

Em 1946, o então Instituto Nacional do Pinho adquiriu, no Município de São Francisco de Paula, diversas áreas para implantar a Estação Florestal de Morrinhos, a qual deu origem à atual Floresta Nacional. Aos antigos proprietários foi autorizado, na ocasião, o corte de árvores de valor madeireiro, o que levou à extração seletiva principalmente de araucárias (comunicação pessoal de Fialho, M. & Soligo, A. 2004). Atualmente são encontrados na Floresta Nacional, diversos remanescentes florestais com poucas araucárias. Nesses remanescentes, no entanto, encontram-se nós-de-pinho indicando que no passado havia araucárias em maior número nessas áreas, pois os nós são estruturas muito resistentes à decomposição e permanecem por muitos anos intactos no interior das florestas.

Procedimento amostral

A presente pesquisa foi desenvolvida no interior de um remanescente florestal no qual houve corte seletivo de araucárias e de diversas outras espécies de valor madeireiro. No remanescente escolhido foi delimitada uma área de um hectare, no qual foram traçados cinco transecções de 100 m, distanciados 20 m entre si. Ao longo de cada transecção foram demarcadas cinco parcelas de 10 x 10 m, distantes 10 m entre si, totalizando 25 parcelas. Cada parcela foi subdividida em duas sub-parcelas sendo uma menor e outra maior, medindo respectivamente, 5 x 5 m e 10 x 5 m. Na sub-parcela menor foram inventariadas as plântulas e na maior os juvenis. A categoria plântula compreendia todos os indivíduos com até 20 cm de altura e a categoria juvenil todos os indivíduos com 21 cm até 200 cm de altura. Foram contados todas as plântulas e todos os juvenis encontrados nas respectivas sub-parcelas. A coleta dos dados referentes à categoria adulta foi feita simultaneamente com a das categorias plântula e juvenil, em todas as 25 parcelas e foram inventariados somente as espécies de hábito arbóreo, consideradas como tais por Reitz *et al.* (1983) e Backes & Nardino (2002).

O material botânico coletado foi herborizado e identificado, quando possível, até o nível de espécie, com o auxílio de especialistas e por comparação com material do Herbário Anchiitano (PACA) do Instituto Anchiitano de Pesquisas com sede em São Leopoldo. O material herborizado e identificado foi incorporado ao herbário acima mencionado. As espécies foram classificadas segundo o sistema de Cronquist (1981).

Foram calculadas a densidade e freqüência, absoluta e relativa, tanto de plântulas como de juvenis conforme Mueller-Dombois & Elenberg (1974). A diversidade foi estimada através do índice de diversidade de Shannon (H').

Para verificar que espécies conseguiram estabelecer-se na floresta e que tem maior probabilidade de chegar à fase adulta, foi utilizada a fórmula proposta por Volpato (1994), seguindo os seguintes passos:

$$RN_{ij} = DR_{ij} + FR_{ij} / 2$$

Onde:

RN_{ij} = estimativa de regeneração natural da espécie i , na classe de tamanho j ;

DR_{ij} = densidade relativa da espécie i , na classe de tamanho j ;

FR_{ij} é a frequência relativa da espécie i , na classe de tamanho j ;

A regeneração natural total de uma espécie é obtida pela soma dos valores em cada classe de tamanho. Os valores de densidade e frequência relativa devem ser calculados considerando todas as classes de tamanho avaliadas, de maneira que a soma dos valores de regeneração resulte num máximo de 100%, tanto para cada espécie como para a totalidade das mesmas.

O potencial de regeneração natural total (RNT), por espécie, corresponde ao somatório dos valores do potencial de regeneração de cada uma das categorias plântula e juvenil ($RN_{plântula} + RN_{juvenil}$), dados expressos em porcentagem.

Resultados

No levantamento foram encontrados 3.013 indivíduos pertencentes a 44 espécies, 37 gêneros e 23 famílias incluídos nas três categorias, plântula, juvenil e adulta. Destas, uma espécie foi encontrada exclusivamente na categoria plântula (2,1%), cinco espécies foram encontradas somente na categoria juvenil (11,11%), sete espécies exclusivamente na categoria adulta (15,2%), sete sob as categorias plântula e juvenil, nove sob as categorias juvenil e adulta e 15 espécies (31%) apresentaram indivíduos em todas as categorias (Tabela 1).

Na categoria plântula a família Myrtaceae apresentou a maior riqueza de espécies (cinco). Asteraceae Sapindaceae estava representada por três espécies. Da família Myrtaceae foram identificadas duas espécies. As famílias Flacourtiaceae, Myrsinaceae e Aquifoliaceae apresentaram cada qual apresentou uma única espécie. Na categoria juvenil a família Myrtaceae apresentou sete espécies, Lauraceae seis, seguida por Asteraceae e Sapindaceae cada qual com três espécies e Aquifoliaceae e Myrsinaceae estavam representadas por duas espécies cada uma. Na categoria adulta a família Myrtaceae apresentou a maior riqueza de espécies (oito), seguida por Lauraceae (cinco), Flacourtiaceae (três), Aquifoliaceae, Asteraceae e Myrsinaceae, com duas espécies cada qual (Figura 1). A família Myrtaceae foi, portanto a que apresentou a maior riqueza de espécies em cada uma das três categorias avaliadas.

A categoria plântula apresentou o menor índice de diversidade de Shannon (0,98), seguida da juvenil (1,03) e da adulta (1,34).

A categoria juvenil apresentou a maior abundância e a maior densidade absoluta (DA) por hectare, (abundância igual a 2.235 e DA igual a 17.880),

seguida da categoria plântula (abundância igual a 573 e DA igual a 9.168) e da categoria adulta (abundância igual a 2.005 e DA igual a 820). A categoria juvenil apresentou também a maior riqueza de espécies (36), seguida da categoria adulta com 31 espécies e por último a categoria plântula com 23 espécies (Figura 2).

Das 23 espécies encontradas na categoria plântula, as quatro mais abundantes foram *Myrceugenia myrcioides* com 162 indivíduos, *Matayba elaeagnoides* com 92, *Blepharocalyx salicifolius* com 77, *Piptocarpha notata* com 39. Estas espécies tiveram também alta frequência relativa (FR) e alta densidade relativa (DR): *Myrceugenia myrcioides* com FR igual a 12,76 e DR igual a 28,27; *Matayba elaeagnoides* com FR igual a 12,76 e DR igual a 16,06; *Blepharocalyx salicifolius* com FR igual a 11,7 e DR igual a 13,44; *Piptocarpha notata* com FR igual a 9,69 e DR igual a 6,81. As duas espécies com os menores índices foram; *Campomanesia xanthocarpa* com abundancia igual a dois, FR de 0,51 e DR de 0,35 e *Araucaria angustifolia* com abundancia igual a um, FR de 0,51 e DR de 0,17. A única espécie exclusiva deste componente foi *Lamanonia ternata* (Tabela 2).

Na categoria juvenil as quatro espécies com índices fitossociológicos mais altos foram: *Myrceugenia myrcioides* com 656 indivíduos, *Matayba elaeagnoides* com 473, *Blepharocalyx salicifolius* com 268, *Cupania vernalis* com 225. A frequência relativa de todas estas espécies foi de 7,9 e apresentaram a seguinte densidade relativa: *Myrceugenia myrcioides* obteve DR igual a 29,35; *Matayba elaeagnoides* com DR igual 21,16; *Blepharocalyx salicifolius* com DR igual a 11,99; *Cupania vernalis* com DR igual a 10,7. *Cabralea canjerana*, *Nectandra megapotamica*, *Gordonia fruticosa*, *Endlicheria paniculata*, *Brunfelsia sp*, *Ilex brevicuspis*, *Daphnopsis fasciculata* somaram os mais baixos índices de abundância, frequência e densidade relativa, todas com abundancia igual a um, FR de 0,3 e DR de 0,04. Neste componente foram registradas cinco espécies exclusivas, são elas: *Cabralea canjerana*, *Rollinia rugulosa*, *Endlicheria paniculata*, *Brunfelsia sp* e *Daphnopsis fasciculata* (Tabela 3).

As espécies mais abundantes na categoria adulta foram *Myrsine parvula* (23 indivíduos), *Ilex brevicuspis* (22), *Ocotea pulchella* (19). As espécies mais abundantes e com maior dominância nas categorias plântula e juvenil foram *Myrceugenia myrcioides*, *Matayaba elaeagnoides* e *Blepharocalyx salicifolius*. Esta última foi à única espécie que obteve altos valores de abundância, frequência e densidade relativa em todas as categorias.

A categoria adulta apresentou distribuição mais homogênea em relação ao número de indivíduos por espécie, ao passo que as categorias plântula e juvenil apresentaram maior variação quanto à abundância de indivíduos por categoria (Figura 3).

Araucaria angustifolia apresentou baixo número de indivíduos nas três categorias estudadas. Na categoria plântula foi encontrado um único indivíduo, na juvenil sete e na adulta, dois indivíduos. Durante todo o período do atual estudado, não foi encontrada nenhuma semente de araucária na chuva de sementes.

As espécies que apresentaram os maiores índices de regeneração natural total (RNT) foram: *Myrceugenia myrcioides* com 19,56, *Matayba elaeagnoides* com 14,46, *Blepharocalyx salicifolius* com 11,26, *Cupania vernalis* com 8,48 e *Casearia decandra* com 7,2. Na categoria plântula as espécies que obtiveram o maior RNT foram *Myrceugenia myrcioides* com 20,52, *Matayba elaeagnoides* com 14,41 e *Cupania vernalis* com 7,99 e para juvenil *Myrceugenia myrcioides* 18,61, *Matayba elaeagnoides* 14,51 e *Blepharocalyx salicifolius* 9,93.

As espécies que apresentaram os índices de RNT mais baixos foram: *Ocotea pulchella* com 0,37; *Ocotea puberula* com 0,31; *Myrsine umbellata* com 0,27; *Gochnatia polymorpha* com 0,18; *Myrceugenia miersiana* com 0,10; *Brunfelsia* sp.; *Cabralea canjerana*; *Daphnopsis fasciculata*; *Endlicheria paniculata*; *Ilex brevicuspis* e *Nectandra megapotamica* com 0,09 cada uma. As últimas seis espécies não foram encontradas na categoria plântula e seu índice de regeneração natural na categoria juvenil foi muito baixo, o que determinou um índice de regeneração natural total, igualmente baixo.

Discussão

Na maioria dos trabalhos de regeneração natural (Dorneles & Negrelle 2000, Backes 2001, Silva *et al* 2004, Narvaes 2004) a categoria mais abundante normalmente foi a de plântula, seguida pela juvenil e adulta, sendo que a estrutura dessas populações é representada por uma curva em forma de “J” invertido. No presente trabalho, no entanto, a categoria mais abundante foi a juvenil seguida da categoria plântula. Blanc *et al.* (2000) caracterizam este padrão de regeneração como pobre, o que pode estar relacionado com fatores que impedem a germinação das sementes, sobretudo quando são sementes recalcitrantes (Paludo *et al.* 2009), excesso de predação principalmente quando são frutos e ou sementes zocóricas (Paise & Vieira 2005) ou pode estar relacionado também a condições ambientais desfavoráveis à germinação, à sobrevivência e ao desenvolvimento das plântulas.

A família Myrtaceae destaca-se pelo grande número de indivíduos nas três categorias, resultando no equilíbrio populacional nas diferentes faixas de idade, assim como a grande importância dessa família na determinação tanto da fisionomia quanto da estrutura do remanescente de Floresta Ombrófila Mista avaliado. Rambo (1949, 1951), Klein (1984), entre outros já destacaram a importância da família Myrtaceae na composição da mencionada floresta.

A baixa diversidade específica das plântulas e juvenis assim como a alta densidade na categoria juvenil de *Myrceugenia myrcioides*, *Matayba elaeagnoides* e *Blepharocalyx salicifolius* revelam a dominância dessas espécies, favorecidas pelas condições ambientais no interior da floresta e que favorecem o seu estabelecimento. As espécies acima mencionadas são encontradas desde seres sucessionais iniciais até seres finais do gradiente de sucessão ecológica e apresentam alta frequência no remanescente de Floresta Ombrófila Mista avaliado.

Comparando os dados obtidos no presente estudo com os apresentados por Mauhs & Backes (2002) em um fragmento de floresta

exposto a perturbações antrópicas freqüentes, pode-se verificar que no presente estudo foi encontrada uma densidade total maior para a categoria juvenil e mais baixa para a categoria plântula. Os índices encontrados para as duas categorias, plântula e juvenil, no presente trabalho são também mais baixos que os encontrados por Mauhs & Backes (2002). Estes resultados indicam que o corte seletivo de árvores há mais de 50 anos teve conseqüências sobre os processos de regeneração, tão ou mais negativas quanto em áreas que apresentam perturbações mais freqüentes.

As espécies inventariadas apresentaram padrões distintos de abundância e raridade dos indivíduos de sua classe regenerante. *Matayba elaeagnoides* e *Myrceugenia myrcioides* foram as duas espécies mais abundantes, e têm capacidade de se adaptar a diferentes ambientes. Ocorrem em florestas em adiantados estádios da sucessão secundária, mas também são encontradas como pioneiras em áreas que sofreram alterações (Backes & Irgang 2002). Segundo Narvaes (2004) *Matayba elaeagnoides* ocorre em até 90% das unidades amostrais em diferentes condições ambientais e de relevo. Neste estudo *Cabralea canjerana* é uma espécie exclusiva da classe juvenil a qual pode estar iniciando a sua colonização nesta área. Esta espécie é considerada climática, propaga-se naturalmente em florestas primárias, bem como em vegetação secundária, seus frutos são dispersos por pássaros, bugios e outros mamíferos (Backes & Irgang 2002). *Banara parviflora* e *Sapium glandulatum* são espécies exclusivas da categoria adulta e que podem estar tendo dificuldade de regeneração, o que poderá comprometer sua presença futura na área. *Sapium glandulatum* é considerada uma espécie pioneira, que provavelmente colonizou esta área quando houve intervenção antrópica, mas sua população dificilmente aumentará no estágio atual da floresta.

Das 44 espécies encontradas, 13 não tinham indivíduos adultos, portanto as plântulas e os juvenis dessas espécies resultaram de sementes provenientes de outros locais. Seis espécies estavam presentes somente sob a categoria juvenil indicando a ausência de propágulos quer de procedência endógena quer exógena, o que pode ser determinado pela ausência de agentes dispersores, ou a falta de condições do ambiente impedindo o estabelecimento de plântulas. Um número maior de espécies estava presente nas categorias juvenil e adulta o que pode indicar mudanças nas condições da floresta impedindo o aparecimento de plântulas das espécies em questão.

Os resultados constantes da Tabela 1 mostram as diferentes fases da regeneração natural de remanescentes florestais que sofreram impactos mais ou menos severos. A composição florística da nova floresta é constituída à base das espécies em equilíbrio populacional entre as três categorias, isto é, plântula, juvenil e adulta e as espécies com indivíduos exclusivamente adultos tendem a serem eliminadas. No entanto, o dado que mais chama a atenção é a situação de *Araucaria angustifolia* espécie altamente dominante nas primitivas florestas com araucária teve a mais drástica redução da sua população, determinando uma quase total alteração tanto da estrutura quanto da dinâmica do atual remanescente florestal. Os resultados das Tabelas 2, 3 e 4, evidenciam que o sucesso de regeneração da araucária como espécie e da

Floresta Ombrófila Mista primária como sistema, é altamente comprometido pela dinâmica do novo sistema florestal. Na categoria de plântula a araucária aparece em último lugar com um único exemplar e na categoria juvenil aparece em 16º lugar com apenas sete indivíduos e está em 19º lugar na capacidade de regeneração natural total com 1.6. Além da baixa capacidade de regeneração natural da araucária no ambiente florestal, os resultados mostram também a pouca eficácia em restabelecer a densidade populacional original. A araucária não tem condições de competir com as espécies latifoliadas favorecidas, além do mais, pelas condições gerais do clima, condições que devido às mudanças das últimas décadas, tornam-se progressivamente mais favoráveis às espécies de origem tropical e mais desfavoráveis à conífera. (Backes 1999, Lenoir *et al.* 2008). Os sistemas florestais com araucária que resultaram da regeneração natural são, em grande parte, profundamente diferentes quanto à composição florística, estrutura e dinâmica e nos quais a araucária aparece contrariamente das florestas primárias, com baixa densidade populacional. Portanto a regeneração deu origem a uma nova floresta, diferente da primária, isto é, originou uma floresta caracteristicamente secundária.

Segundo Silva *et al.* (2005) as espécies mais abundantes da categoria adulta produzem grande quantidade de propágulos, mas não foram encontradas ou apresentaram baixo número de indivíduos nas categorias plântula e juvenil. Isto parece estar relacionado ao fato das sementes de algumas espécies terem dificuldades de germinarem dentro da floresta, como as sementes de espécies dos gêneros: *Ilex*, cujas sementes precisam de estímulos mecânicos ou químicos para germinar, de *Myrsine* e *Ocotea* que são espécies pioneiras e heliófilas que dificilmente germinam no interior de uma floresta desenvolvida (Backes & Irgang 2002, Reitz *et al.* 1983).

As espécies encontradas no levantamento têm uma distribuição bastante irregular nas categorias avaliadas, sendo que, a categoria plântula e juvenil são mais semelhantes em relação aos padrões de distribuição de abundância das espécies. No entanto, *Ocotea puberula*, *Ocotea pulchella* e *Gochnatia polymorpha* são muito abundantes na categoria adulta, mas na área estudada não foi encontrado nenhuma plântula e poucos indivíduos juvenis dessas três espécies. Contrariamente *Matayba elaeagnoides* e *Myrceugenia myrcioides* estão representadas na área por uns poucos indivíduos adultos, mas são muito abundantes tanto na categoria plântula como na categoria juvenil. Segundo Lorenzi (2000), estas espécies produzem grande quantidade de frutos e sementes viáveis e de rápida germinação. No entanto, estas espécies não frutificaram durante todo o período em que foi realizado o presente estudo.

Algumas espécies, como *Myrceugenia myrcioides*, *Matayba elaeagnoides* e *Blepharocalyx salicifolius* apresentaram altos índices de regeneração natural, com a formação de grandes estoques de plântulas, e, como tudo indica com maior probabilidade das mesmas chegarem à fase adulta. Contrariamente, um maior número de espécies apresentou baixos índices de regeneração natural, como foi observado com *Ocotea pulchella*, *Ocotea puberula*, *Myrsine umbellata*, *Gochnatia polymorpha*, *Myrceugenia*

miersiana, *Brunfelsia* sp., *Cabralea canjerana*; *Daphnopsis fasciculata*, *Endlicheria paniculata*, *Ilex brevicuspis* e *Nectandra megapotamica*. *Araucaria angustifolia* apresentou um número reduzido de indivíduos nas três categorias. Foram encontradas uma plântula, sete juvenis e duas árvores adultas. Apresentou igualmente baixo índice de regeneração total (0,80), indicando que dificilmente a araucária estabelecerá uma nova população adulta no interior da floresta. Esta situação é devida, provavelmente, à restrição na dispersão das sementes ou por dificuldades no estabelecimento e sobrevivência de regenerantes no interior da floresta já desenvolvida. Durante o período em que foi realizado o presente estudo, não foram registradas sementes de araucária na chuva de sementes, mas foram encontradas sementes inteiras ou predadas no chão da floresta resultantes dos processos de dispersão pela fauna. O baixo número de araucárias adultas existentes no remanescente florestal, o baixo índice de dispersão e a predação de sementes podem explicar a ausência de plântulas e o baixo número de indivíduos juvenis encontrados na área. Segundo Backes (1973, 2001) a maior perda de indivíduos ocorre durante as fases iniciais e as taxas de mortalidade mais altas que indicam inclusive a idade crítica, ocorrem em indivíduos entre 0 e 50 cm de altura, isto é, na categoria de plântula o que corresponde, para a maioria, ao primeiro ano de vida após a germinação. Muitas definham e secam sem que haja uma causa mais evidente. Numa avaliação da idade de uma população de araucárias no município de Caxias do Sul, RS, Backes (2001) constatou que somente 0,4% dos indivíduos tinham até 10 anos de idade. A idade média da população foi de 49 anos, sendo que 54,7% dos indivíduos tinham mais de 50 e até 117 anos. Era uma população formada quase exclusivamente por indivíduos fisiologicamente adultos, pois 99,6% produziam cones de pólen ou de sementes.

O desequilíbrio luminoso determinado pelo sombreamento causado pelos estratos superiores da floresta foi apontado como eventual causa deste padrão (Reitz & Klein 1983, Backes 1973, Salanta 1988, Hoeflich *et al.* 1992). No entanto, Duarte *et al.* (2002) avaliaram o papel da luz na regeneração de *Araucaria angustifolia* e concluíram que a incidência luminosa não é fator limitante para a regeneração da mesma. Segundo os autores acima mencionados, a tolerância à sombra, sua capacidade de germinação e estabelecimento em baixas condições luminosas indicam que a araucária não é estritamente heliófila e pioneira sendo capaz de se estabelecer no sub-bosque da floresta. Segundo Jarenkow (1985), Rambo (1994), Klein (1960) a araucária está pobremente representada no componente arbustivo da Floresta Ombrófila Mista, situação esta referida por diversos autores para a sua área de distribuição. No entanto é freqüente na borda da floresta e com expansão sobre o campo. A araucária necessita de espaços abertos, Muitas sementes germinam cada ano, em ambientes com as mais variadas condições de luminosidade e em decorrência da grande quantidade de reserva de suas sementes as plântulas se estabelecem sem maiores problemas. No entanto e à medida que se esgotam as reservas e a plântula se torna dependente dos

processos de síntese começa a apresentar dificuldades de crescimento e desenvolvimento em ambientes florestais ombrófilos.

Em consequência muitas plântulas morrem antes de completarem um ano, tendo atingido menos de 50 cm de altura. Muitas secam sem que haja uma causa mais evidente (Backes 2001) Klein (1960) e Rambo (1994) salientam que apesar de ser uma espécie longeva, que alcança grande porte e produz muitas sementes, nem sempre a clareira constitui uma garantia para o desenvolvimento de plântulas e juvenis, pois as espécies latifoliadas normalmente ocupam e sombreiam mais rapidamente estes espaços, comprometendo o sucesso de regeneração da conífera.

Salanta (1988) e Hoeflich *et al.* (1992) salientam que a regeneração da araucária em sistemas florestais em fases mais avançadas de sucessão só é possível mediante manejo artificial e somente é viável em sistemas com idade entre 5 a 15 anos, pois sistemas mais desenvolvidos apresentam maior densidade e, em consequência, alteram progressivamente as condições ambientais em seu interior, dificultando ou impedindo o desenvolvimento de plântulas ou juvenis de araucária. Em quatro experimentos de plantios de araucária organizados a partir de 1976, em quatro ambientes diferentes e conduzidos também de maneiras diferentes, e levantamentos paralelos de plântulas e juvenis resultantes da dispersão natural da araucária no interior de fragmentos florestais, mostraram que o sucesso do desenvolvimento da conífera está em função direta de diferentes variáveis que incluem entre outros, a competição por espaço com as espécies latifoliadas, a incidência de luz, a estrutura e constituição do solo, além de outros fatores ainda não suficientemente avaliados, mas tudo indica que a regeneração da araucária no ambiente florestal é pouco viável (comunicação pessoal, Backes 2005, trabalho em andamento).

Os resultados mostram que *Myrceugenia myrcioides*, *Matayaba elaeagnoides* e *Blepharocalyx salicifolius* têm elevada potencialidade de regenerar no ambiente florestal, enquanto outras espécies como *Araucaria angustifolia*, *Ocotea puberula*, *Ocotea pulchella* e *Gochnatia polymorfa* apresentam baixa ou nenhuma potencialidade para estabelecer uma nova população adulta no ambiente florestal. Os resultados indicam também, que o extrativismo comumente praticado em sistemas florestais, não é sustentável na manutenção da biodiversidade plena e no que diz respeito à regeneração espontânea no interior do sistema florestal. Portanto, a possibilidade de reconstituir, pela regeneração natural, os sistemas florestais primários parece ser pouco viável, o que comprova de forma indiscutível, a perda progressiva da biodiversidade à medida que os remanescentes perdem a sua identidade em relação aos biomas primários, por ciclos alternados de destruição e de regeneração. Comprova igualmente a necessidade imperiosa de preservar áreas significativas em termos de biodiversidade dos biomas primários, como uma garantia maior de continuidade tanto dos sistemas quanto das espécies que os compõem (Paludo *et al.* 2009).

Agradecimentos – Ao Programa de Pós-Graduação em Biologia da UNISINOS, pela oportunidade de realização deste trabalho; ao IBAMA através da Direção da Floresta Nacional de São Francisco de Paula pela autorização e apoio para a realização da presente pesquisa, a Iara de Almeida Mirico e Luzardo Ferreira da Silva, por possibilitarem meus estudos ao longo destes anos; a Marcos Vinícios Backes pelo apoio e pelo auxílio no trabalho de campo; a Julian Mauhs pela grande ajuda no trabalho de campo e na identificação de muitas espécies encontradas.

Referências Bibliográficas

- BACKES, A. 1973. *Contribuição ao conhecimento da ecologia da mata de araucária*. Tese de doutorado em ecologia. Universidade de São Paulo, São Paulo.
- BACKES, A. 1983. Dinâmica do Pinheiro Brasileiro. *Iheringia, Série Botânica* 30: 49-84.
- BACKES, A. 2001. Determinação da idade e regeneração natural de uma população de *Araucaria angustifolia* em um povoamento florestal localizado no município de Caxias do sul, RS, Brasil. *Iheringia, Série Botânica* 50: 115-130.
- BACKES, A. & NARDINO, M. 2002. *Árvores, arbustos e algumas lianas nativas no Rio Grande do Sul*. São Leopoldo.
- BACKES, P. & IRGANG, B. 2002. *Árvores do Sul; Guia de identificação e interesse ecológico*. Clube da Árvore, Instituto Souza Cruz. Brasil.
- BLANC, L.; MAURY-LECHON, G. & PASCAL, J. P. 2000. Structure, Floristic composition and natural regeneration in the forests of cat Tien National Park, Vietnam: An analysis of the successional trends. *Journal of Biogeography* 27: 141-157.
- CALDATO, S.L.; FLOSS, P.A.; CROCE, D. M. & LONGHI, S.J. 1996. Estudos da regeneração natural, banco de sementes e chuva de sementes na Reserva Genética Florestal de Caçador, SC. *Ciência Florestal* 6 (1): 27-38.
- CRONQUIST, A. 1981. *An integrated system of classification of flowering plants*. New York: Columbia University.
- DALLING, J.W.; WINTER, K.; NASON, D.J.; HUBBEL, S.P.; MURAWSKI, D.A. & HAMRICK, J.L. 2001. The unusual life history of *Alseis blackiana*: a shade-persistent pioneer tree. *Ecology* 82 (4): 933-945.
- HOEFLICH, V. A., GRAÇA, L. R. & CARVALHO, P. E. R. 1992. Conversão de capoeiras em povoamentos de pinho-do-paraná: uma avaliação econômica. Congresso Florestal Estadual, 7. Nova Prata, RS. 1992. *Anais...* 2.
- JARENKOW, J.A. 1985. *Composição florística e estrutura da Mata com Araucária na Estação Ecológica de Aracuri, Esmeralda, Rio Grande do Sul*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- JARENKOW, João André & BAPTISTA, Luís Rios de Moura. 1987. Composição Florística e Estrutura da Mata com Araucária na Estação Ecológica de Aracuri, Esmeralda, Rio Grande do Sul. In: *Napaea*. 3: 9-18.
- KINDEL, E.A. I. 1996. *Padrões de dispersão espacial de Araucaria angustifolia (Bert.) O. Ktze. e suas relações com aves e mamíferos na Estação Ecológica de Aracuri, Esmeraldo, RS*. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- KLEIN, R.M. 1960. O aspecto dinâmico do pinheiro brasileiro. *Sellowia*, 12: 17-44.
- KLEIN, R.M. 1984. Importância sociológica das mirtáceas nas florestas riograndense. v 2. pp.967-375. *Anais XXXIV Congresso Nacional de Botânica*, Porto Alegre, 2:967-375.

- LENOIR, J., GÉGOUT, J. C., MARQUET, P. A., de RUFFRAY, P. & BRISSE, H. 2008. A significant upward shift in plant species optimum elevation during the 20th century. *Science* 320 (5884): 1768-71.
- LORENZI, H. 2000. *Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil*, 1 e 2.
- MAACK, R. 1948. Notas preliminares sobre o clima, solos e vegetação do Estado do Paraná. *Arquivos de Biologia e Pesquisas Tecnológicas* 3: 103-200.
- MAUHS, J. & BACKES, A. 2002. Estrutura fitossociológica e regeneração Natural de um Fragmento de Floresta Ombrófila Mista exposta a perturbações Antrópicas. *Pesquisas, Botânica* 52: 89-109
- MUELLER-DOMBOIS, D. & ELLENBERG, H. 1974. *Aims and methods of vegetation ecology*. New York.
- NARVAES I.S. 2004. *Classificação e caracterização da regeneração natural em Floresta Ombrófila Mista na Floresta Nacional de São Francisco de Paula, RS. Santa Maria*. Dissertação de Mestrado Universidade Federal de Santa Maria.
- NEGRELLE, R.R.B. & SILVA, F.C. da. 1992. Fitossociologia de um trecho de floresta com araucária no município de Caçador, SC. *Boletim de Pesquisas Florestais* 24/25: 37-54.
- PAISE, Gabriela & Vieira, Emerson M. 2005. Produção de frutos e distribuição espacial de angiospermas com frutos zoocóricos em uma Floresta Ombrófila Mista no Rio Grande do Sul, Brasil. *Rev. Bras. Bot.* 28 (3). São Paulo.
- PALUDO, G. F., MONTOVANI, A., KLAUBER, C. & REIS, M. S. dos. 2009. Estrutura demográfica e padrão espacial de uma população natural de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze (Araucariaceae), na Reserva Genética Florestal de Caçador, Estado de Santa Catarina. *Rev. Árvore* 33, Viçosa.
- POGGIANI, F. 1989. Estrutura, funcionamento e classificação das florestas; implicação ecológica das florestas plantadas. *Documentos Florestais*, Piracicaba: 1-14.
- RAMBO, B. 1949. A flora de Cambará. *Anais Botânicos do Herbário Barbosa Rodrigues, Sellowia* 1: 111-135.
- RAMBO o, B. 1951. O elemento andino no pinhal riograndense. *Anais Botânicos do Herbário Barbosa Rodrigues, Sellowia* 3: 7-39.
- RAMBO, B. 1956. A flora fanerogâmica dos Aparados riograndenses. *Anais Botânicos do Herbário Barbosa Rodrigues, Sellowia* 7: 235-298.
- RAMBO, B. 1994. *A fisionomia do Rio Grande do Sul: ensaio de monografia natural*. São Leopoldo.
- REITZ, R.; KLEIN, R.M. 1966. Araucariáceas. Reitz, R. (ed.). *Flora Ilustrada Catarinense*. Itajaí: Herbário Barbosa Rodrigues.
- REITZ, R.; KLEIN, R.M. & REIS, A. 1983. Projeto madeira do Rio Grande do Sul. *Sellowia* 34/35.
- ROLLET, B. 1974. *L'architecture de forêts dense humides sempervirens de Plaine*. Norgent sur Marne: Centre Technique Forestier Tropica.
- ROSEIRA, D.S. 1990. *Composição florística e estrutura Fitossociológica do bosque com araucária no Parque Estadual João Paulo II, Curitiba, Paraná*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná. Curitiba.
- SALANTA, L. 1988. Formação de floresta nativa por manejo de regeneração natural e adensamento com *Araucaria angustifolia*. *Anais VI Congresso Florestal Estadual, Nova Prata*. 1:175-182
- SILVA, J.A.; LEITE, E.J.; SILVEIRA, M.; NASSIF A.A.; REZENDE, S. J. M. 2004. Caracterização Florística, Fitossociológica e regeneração natural do Sub-bosque da Reserva Genética Florestal, Tamanduá, DF. *Ciência Florestal* 14(1): 121-132.
- SILVA, M.M., GANADE, G. M. S. & BACKES, A. 2005. Fitossociologia de um remanescente de Floresta Ombrófila Mista, na Floresta Nacional de São Francisco de Paula, Rio Grande do Sul. *Acta Botanica Brasílica* (submetido).

- SONDA, C. 1996. *A floresta no Estado do Paraná: condicionantes naturais, econômicos e sociais*. Dissertação de Mestrado. Universidade Técnica de Lisboa. Lisboa.
- VELOSO, H. P. 1962. Os grandes climaxes do Brasil. I – Considerações sobre os tipos vegetativos da região sul. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 60 (2): 175-193.
- VOLPATO, M.M.L. 1994. *Regeneração natural em uma Floresta Secundária no Domínio de Mata Atlântica: uma análise Fitossociológica*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Viçosa.

Tabela 1: Famílias e espécies arbóreas, amostradas em uma área de Floresta Ombrófila Mista, na Floresta Nacional de São Francisco de Paula, RS, considerando os três estádios de desenvolvimento: plântula, juvenil e adulto.

Família	Espécie	plântula	juvenil	adulto
Aquifoliaceae	<i>Ilex paraguariensis</i>	X	X	X
	<i>Ilex brevicuspis</i>		X	X
Annonaceae	<i>Rollinia rugulosa</i>		X	
Araucariaceae	<i>Araucaria angustifolia</i>	X	X	X
Asteraceae	<i>Dasyphyllum spinescens</i>	X	X	X
	<i>Gochnatia polymorpha</i>		X	X
	<i>Piptocarpha notata</i>	X	X	
Celastraceae	<i>Maytenus evonymoides</i>			X
Cunoniaceae	<i>Lamanonia ternata</i>	X		
Euphorbiaceae	<i>Sapium glandulatum</i>			X
Mimosaceae	<i>Inga virescens</i>	X	X	X
Flacourtiaceae	<i>Casearia decandra</i>	X	X	X
	<i>Casearia obliqua</i>			X
	<i>Banara parviflora</i>			X
Icacinaceae	<i>Citronella sp</i>	X	X	
Lauraceae	<i>Cryptocarya aschersoniana</i>	X	X	X
	<i>Endlicheria paniculata</i>		X	
	<i>Nectandra megapotamica</i>		X	X
	<i>Ocotea puberula</i>		X	X
	<i>Ocotea pulchella</i>		X	X
	<i>Phoebe sellowiana</i>		X	X
Loganiaceae	<i>Strychnos brasiliensis</i>	X	X	
Meliaceae	<i>Cabralea canjerana</i>		X	
Myrsinaceae	<i>Myrsine umbellata</i>		X	X
	<i>Myrsine parvula</i>	X	X	X
Myrtaceae	<i>Blepharocalyx salicifolius</i>	X	X	X
	<i>Calyptranthes concinna</i>			X
	<i>Campomanesia xanthocarpa</i>	X	X	X
	<i>Campomanesia rhombea</i>	X	X	
	<i>Myrciaria delicatula</i>	X	X	X
	<i>Eugenia rostrifolia</i>			X
	<i>Eugenia uruguayensis</i>		X	X
	<i>Myrceugenia miersiana</i>		X	X
	<i>Myrceugenia myrcioides</i>	X	X	X
Podocarpaceae	<i>Podocarpus lambertii</i>	X	X	X
Proteaceae	<i>Roupala brasiliensis</i>	X	X	X
Rosaceae	<i>Prunus sellowii</i>	X	X	
Rutaceae	<i>Zanthoxylum rhoifolium</i>			X
Sapindaceae	<i>Cupania vernalis</i>	X	X	X
	<i>Matayba elaeagnoides</i>	X	X	X
	<i>Allophylus edulis</i>	X	X	
Solanaceae	<i>Brunfelsia sp</i>		X	
Theaceae	<i>Gordonia fruticosa</i>	X	X	
Thymeleaceae	<i>Daphnopsis fasciculata</i>		X	
		23	36	31
23 famílias	37 gêneros	44 espécies		

Tabela 2: Espécies amostradas do estágio plântula e seus respectivos parâmetros fitossociológicos, onde: Ni = número de indivíduos; FA = frequência absoluta; FR = frequência relativa; DA = densidade absoluta por hectare e DR = densidade relativa.

Espécie	Ni	FA	FR (%)	DA	DR (%)
<i>Nyrceugenia myrcioides</i>	162	100	12,76	2592,00	28,27
<i>Matayba elaeagnoides</i>	92	100	12,76	1472,00	16,06
<i>Blepharocalyx salicifolius</i>	77	92	11,73	1232,00	13,44
<i>Piptocarpha notata</i>	39	76	9,69	624,00	6,81
<i>Casearia decandra</i>	39	80	10,20	624,00	6,81
<i>Cupania vernalis</i>	31	72	9,18	496,00	5,41
<i>Inga virescens</i>	26	40	5,10	416,00	4,54
<i>Myrsine parvula</i>	22	64	8,16	352,00	3,84
<i>Strychnos brasiliensis</i>	14	24	3,06	224,00	2,44
<i>Myrciaria delicatula</i>	14	32	4,08	224,00	2,44
<i>Campomanesia rhombea</i>	10	16	2,04	160,00	1,75
<i>Podocarpus lambertii</i>	7	12	1,53	112,00	1,22
<i>Gordonia fruticosa</i>	6	8	1,02	96,00	1,05
<i>Cryptocarya aschersoniana</i>	5	8	1,02	80,00	0,87
<i>Lamanonia ternata</i>	4	12	1,53	64,00	0,70
<i>Prunus sellowii</i>	4	8	1,02	64,00	0,70
<i>Ilex paraguariensis</i>	4	8	1,02	64,00	0,70
<i>Dasyphyllum spinescens</i>	4	8	1,02	64,00	0,70
<i>Citronela sp.</i>	4	4	0,51	64,00	0,70
<i>Roupala brasiliensis</i>	3	4	0,51	48,00	0,52
<i>Allophylus edulis</i>	3	8	1,02	48,00	0,52
<i>Campomanesia xanthocarpa</i>	2	4	0,51	32,00	0,35
<i>Araucaria angustifolia</i>	1	4	0,51	16,00	0,17
Total	573	784	100	9168	100

Tabela 3: Espécies amostradas do estágio juvenil e seus respectivos parâmetros fitossociológicos, onde: Ni = número de indivíduos; FA = frequência absoluta; FR = frequência relativa; DA = densidade absoluta por hectare e DR = densidade relativa.

Espécie	Ni	FA	FR%	DA	DR (%)
<i>Myrceugenia myrcioides</i>	656	100,0	7,9	5248,0	29,35
<i>Matayba elaeagnoides</i>	473	100,0	7,9	3784,0	21,16
<i>Blepharocalyx salicifolius</i>	268	100,0	7,9	2144,0	11,99
<i>Cupania vernalis</i>	225	100,0	7,9	1800,0	10,07
<i>Myrciaria delicatula</i>	152	96,0	7,5	1216,0	6,80
<i>Casearia decandra</i>	72	100,0	7,9	576,0	3,22
<i>Myrsine parvula</i>	43	96,0	7,5	344,0	1,92
<i>Cryptocarya aschersoniana</i>	46	48,0	3,8	368,0	2,06
<i>Strychnos brasiliensis</i>	43	60,0	4,7	344,0	1,92
<i>Ilex paraguariensis</i>	37	60,0	4,7	296,0	1,66
<i>Eugenia uruguayensis</i>	33	64,0	5,0	264,0	1,48
<i>Rollinia rugulosa</i>	49	20,0	1,6	392,0	2,19
<i>Piptocarpha notata</i>	32	44,0	3,5	256,0	1,43
<i>Inga virescens</i>	21	32,0	2,5	168,0	0,94
<i>Podocarpus lambertii</i>	10	28,0	2,2	80,0	0,45
<i>Araucaria angustifolia</i>	7	28,0	2,2	56,0	0,31
<i>Phoebe sellowiana</i>	6	24,0	1,9	48,0	0,27
<i>Prunus sellowii</i>	7	20,0	1,6	56,0	0,31
<i>Ocotea pulchella</i>	5	16,0	1,3	40,0	0,22
<i>Allophylus edulis</i>	7	16,0	1,3	56,0	0,31
<i>Ocotea puberula</i>	4	16,0	1,3	32,0	0,18
<i>Campomanesia xanthocarpa</i>	5	12,0	0,9	40,0	0,22
<i>Campomanesia rhombea</i>	4	12,0	0,9	32,0	0,18
<i>Roupala brasiliensis</i>	5	12,0	0,9	40,0	0,22
<i>Myrsine umbellata</i>	3	12,0	0,9	24,0	0,13
<i>Citronella sp.</i>	5	8,0	0,63	40,0	0,22
<i>Dasyphyllum spinescens</i>	6	8,0	0,6	48,0	0,27
<i>Gochnatia polymorpha</i>	2	8,0	0,6	16,0	0,09
<i>Myrceugenia miersiana</i>	2	4,0	0,3	16,0	0,09
<i>Cabrlea canjerana</i>	1	4,0	0,3	8,0	0,04
<i>Nectandra megapotamica</i>	1	4,0	0,3	8,0	0,04
<i>Gordonia fruticosa</i>	1	4,0	0,3	8,0	0,04
<i>Enlicheria paniculata</i>	1	4,0	0,3	8,0	0,04
<i>Brunfelsia sp</i>	1	4,0	0,3	8,0	0,04
<i>Ilex brevicuspis</i>	1	4,0	0,3	8,0	0,04
<i>Daphnopsis fasciculata</i>	1	4,0	0,3	8,0	0,04
Total	2235	1272,0	100	17880,0	100

Tabela 4: Espécies amostradas nos estádios plântula e juvenil, com respectivos valores de regeneração natural, listadas em ordem decrescente de RNT (regeneração natural total), sendo RN1 = taxa de regeneração natural na condição plântula, RN2 = taxa de regeneração natural na condição juvenil.

Espécie	RN1	RN2	RNT	RNT%
<i>Myrceugenia myrcioides</i>	20,52	18,61	39,12	19,56
<i>Matayba elaeagnoides</i>	14,41	14,51	28,92	14,46
<i>Blepharocalyx salicifolius</i>	12,58	9,93	22,51	11,26
<i>Cupania vernalis</i>	7,99	8,96	16,96	8,48
<i>Casearia decandra</i>	8,50	5,54	14,04	7,02
<i>Myrsine parvula</i>	6,79	4,74	11,52	5,76
<i>Myrciaria delicatula</i>	3,26	7,17	10,44	5,22
<i>Piptocarpha notata</i>	7,11	2,45	9,56	4,78
<i>Ingá virescens</i>	4,47	1,73	6,20	3,10
<i>Strychnos brasiliensis</i>	2,75	3,32	6,07	3,04
<i>Ilex paraguariensis</i>	0,86	3,19	4,05	2,02
<i>Cryptocarya aschersoniana</i>	0,86	2,92	3,77	1,89
<i>Eugenia uruguayensis</i>	0,00	3,25	3,25	1,63
<i>Podocarpus lambertii</i>	1,40	1,32	2,72	1,36
<i>Campomanesia rhombea</i>	1,89	0,56	2,45	1,23
<i>Rollinia rugulosa</i>	0,00	1,88	1,88	0,94
<i>Prunus sellowii</i>	0,86	0,94	1,80	0,90
<i>Allophylus edulis</i>	0,86	0,79	1,64	0,82
<i>Araucaria angustifolia</i>	0,34	1,26	1,60	0,80
<i>Dasyphyllum spinescens</i>	0,96	0,45	1,31	0,65
<i>Lamanonia ternata</i>	1,29	0,00	1,29	0,64
<i>Gordonia fruticosa</i>	0,85	0,18	1,13	0,56
<i>Roupala brasiliensis</i>	0,52	0,56	1,10	0,55
<i>Phoebe sellowiana</i>	0,00	1,08	1,08	0,54
<i>Campomanesia xanthocarpa</i>	0,43	0,58	1,01	0,51
<i>Citronella sp.</i>	0,52	0,43	0,94	0,47
<i>Ocotea pulchella</i>	0,00	0,74	0,74	0,37
<i>Ocotea puberula</i>	0,00	0,72	0,72	0,36
<i>Myrsine umbellata</i>	0,00	0,54	0,54	0,27
<i>Gochnatia polymorpha</i>	0,00	0,36	0,36	0,18
<i>Myrceugenia miersiana</i>	0,00	0,20	0,20	0,10
<i>Brunfelsia sp.</i>	0,00	0,18	0,18	0,09
<i>Cabralea canjerana</i>	0,00	0,18	0,18	0,09
<i>Daphnopsis fasciculata</i>	0,00	0,18	0,18	0,09
<i>Endlicheria paniculata</i>	0,00	0,18	0,18	0,09
<i>Ilex brevicuspis</i>	0,00	0,18	0,18	0,09
<i>Nectandra megapotamica</i>	0,00	0,18	0,18	0,09

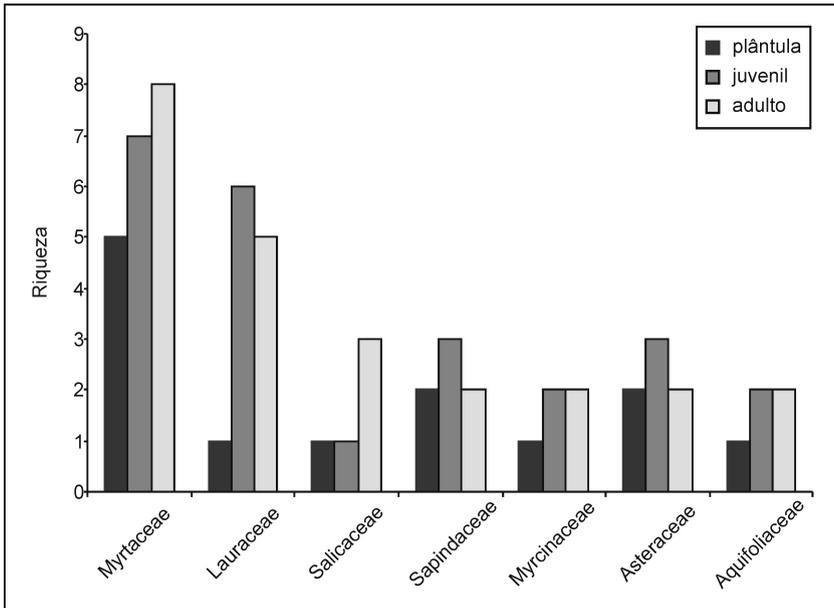


Figura 1: Número de espécies encontradas nas famílias mais representativas nas categorias estudadas: plântula, juvenil e adulta.

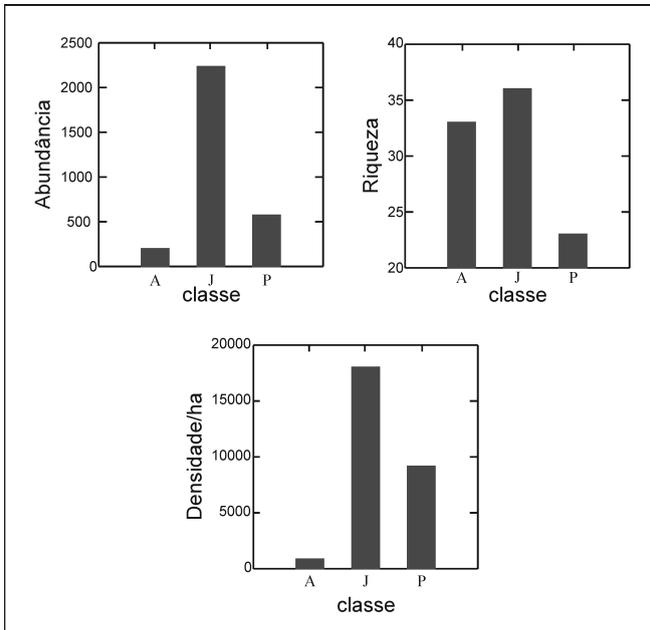


Figura 2: Abundância, riqueza e densidade absoluta por hectare, dos estádios: (A) adulto, (J) juvenil e (P) plântula.

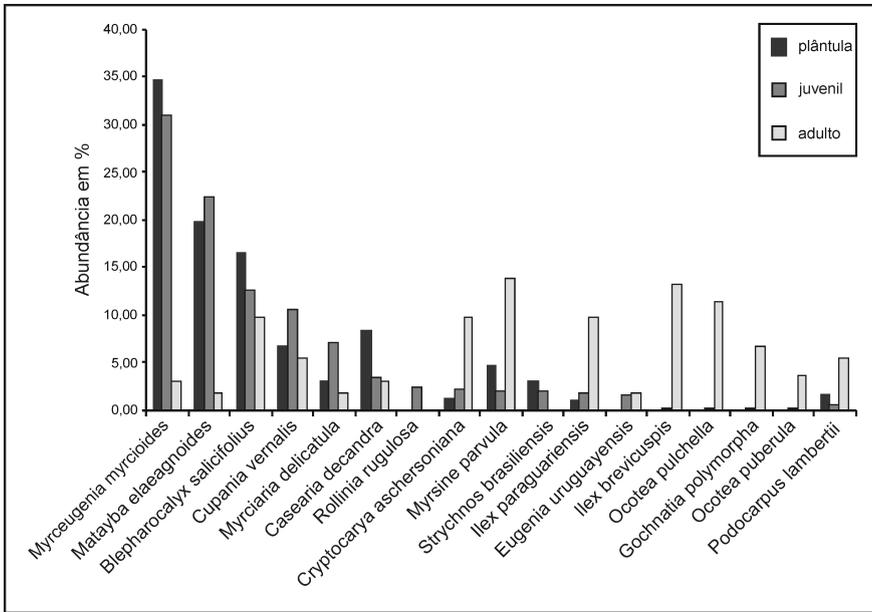


Figura 3: Abundância das espécies mais freqüentes nas três categorias estudadas: plântula, juvenil e adulta.

DINÂMICA DA SERAPILHEIRA EM UM TRECHO DE FLORESTA ATLÂNTICA SECUNDÁRIA EM ÁREA URBANA DO RIO DE JANEIRO

José Raimundo Silvado Pinto de Abreu¹
Rogério Ribeiro de Oliveira²
Rita de Cássia Martins Montezuma³

Abstract

The present study was carried out in a tract of Atlantic Forest in advanced stage of regeneration located at the Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro-RJ, Brazil. We distributed 24 litterfall collectors over two areas; one located at the bottom of valley and the other located on the hill ridge. Over three years fortnightly collections of litterfall, and daily surveys of precipitation data were collected. The average litter production at the bottom of the valley was 9,8 Mg.ha⁻¹.year⁻¹. On the hill ridge position was 11,5 Mg.ha⁻¹.year⁻¹, the greater value observed for remains of Atlantic Forest. Leaf litter and reproductive structures production at the hill ridge position were considered statistically higher. The average precipitation registered was 1.547,4 mm.year⁻¹. There was a weak correlation between fortnight precipitation and wood fraction production in both sampled areas. The precipitation above historic normal can be one of the factors responsible for the high litter production at Rio Caçambe basin.

Keywords: Litter, forest dynamic and Atlantic Forest.

Resumo

O presente estudo foi realizado num remanescente de Floresta Atlântica (Floresta Ombrófila Densa Submontana) em estágio avançado de regeneração situado no Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro (RJ). Foram distribuídos ao todo 24 coletores de serapilheira em duas áreas amostrais: fundo de vale e divisor de drenagem. Ao longo de três anos foram realizadas coletas quinzenais de serapilheira, e levantamentos diários de precipitação. A produção média de serapilheira na área de fundo de vale foi de 9,8 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹. No divisor de drenagem a média foi de 11,5 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹, valor recorde para remanescentes de Floresta Atlântica. A produção de folhas e elementos reprodutivos foi estatisticamente maior no divisor de drenagem. A média de precipitação anual observada durante o monitoramento foi de 1.547,4 mm.ano⁻¹. Foi detectada correlação fraca entre precipitação quinzenal e a deposição quinzenal da fração galhos nas duas áreas amostrais. A precipitação acima da média histórica registrada durante o monitoramento pode ser um dos fatores responsáveis pela alta produção de serapilheira observada na bacia do Rio Caçambe.

¹ Professor do Departamento de Ciências Biológicas, Universidade de Cuiabá (Email: raiabreu@hotmail.com)

² Professor Assistente, Doutor, do Departamento de Geografia da PUC-Rio; bolsista pesquisador do CNPq

³ Professora Assistente, Doutora, do Departamento de Geografia da PUC-Rio.

Palavras-chave: Serapilheira, dinâmica florestal e Floresta Atlântica.

Introdução

A Floresta Atlântica, até o momento, é um dos ecossistemas brasileiros mais ameaçados pelas atividades humanas (Mittermeier *et al.*, 2005). Sua história de uso remonta a milhares de anos antes da chegada dos navegantes portugueses. As primeiras intervenções antrópicas se deram através da agricultura de corte e queima, em pequena escala, praticada pelos indígenas, que posteriormente foi incorporada pelos colonos portugueses, sendo utilizada até os dias atuais por comunidades caiçaras do litoral sudeste. Outros usos da floresta foram se sobrepondo à medida que transcorriam os ciclos econômicos da exploração do pau-brasil até a industrialização e urbanização acelerada do século XX. Atualmente restam poucos remanescentes de Floresta Atlântica e sua maior porção encontra-se nas encostas íngremes das serras da região sudeste do país (Oliveira, 2002; Pádua, 2004).

Devido a esta rica história ambiental os remanescentes protegidos de Floresta Atlântica são muito úteis como fontes de informação a respeito dos impactos das atividades humanas, passadas ou presentes sobre os ecossistemas florestais. Estudos sobre a ecologia da Floresta Atlântica foram profícuos nas últimas décadas. O monitoramento da dinâmica da serapilheira tem sido um dos mais utilizados por ser um método não destrutivo de avaliar a produtividade florestal e, quando associado a outros dados ecológicos, permite avaliar a resposta da floresta às tensões bióticas e abióticas (Oliveira, 1999). Na região sudeste brasileira, estudos da dinâmica da serapilheira em áreas protegidas de Floresta Atlântica com diferentes históricos de uso reportaram valores de produção de serapilheira que variam de $6,0 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}\cdot\text{ano}^{-1}$ até valores superiores a $11,0 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}\cdot\text{ano}^{-1}$ (Custodio Filho *et al.*, 1996; Diniz & Pagano, 1997; Martins & Rodrigues, 1999).

Especificamente no município do Rio de Janeiro existem ainda três remanescentes florestais protegidos: os maciços da Tijuca, Mendanha e Pedra Branca onde foi conduzido este estudo. O presente estudo teve como objetivo monitorar a variabilidade do aporte de serapilheira ao longo de três anos subseqüentes, em um trecho de Floresta Atlântica secundária, em área urbana, verificando-se a influência do posicionamento topográfico do sítio, da precipitação e da história ambiental da região.

Materiais e métodos

Este trabalho foi realizado no Maciço da Pedra Branca (Figura 1), localizado na zona oeste da cidade do Rio de Janeiro ($22^{\circ}58'17.79''\text{S}$ e $43^{\circ}25'29.24''\text{O}$), que atualmente constitui o pólo de expansão urbana, estando, portanto, sob alta pressão antrópica. Sua área é protegida, desde 1974, pela criação do Parque Estadual da Pedra Branca, que é a maior Unidade de Conservação do município com 12.500 ha (IBAM, 1998). No Parque Estadual da Pedra Branca existem registros históricos confirmando seu uso pretérito como área de lavoura, de extração de madeira e lenha para abastecer um grande engenho de açúcar durante os séculos XVIII e XIX. No início do século XX até a década de 50, o destino da madeira e do carvão vegetal passou a ser

a cidade do Rio de Janeiro, até a substituição deste combustível pelo gás de petróleo (Engemann *et al.*, 2005; Solórzano *et al.*, 2005).

A área amostral encontra-se na vertente Sudeste do Maciço da Pedra Branca. Localmente é conhecido como Floresta do Camorim e fica adjacente à Baixada de Jacarepaguá (Figura 1). O clima da região é subúmido, com pouco ou nenhum déficit hídrico, megatérmico, com calor uniformemente distribuído por todo o ano, região esta categorizada por Köppen como Af – clima tropical quente e úmido, sem estação seca, com baixas precipitações no mês mais seco: 60mm em agosto (IBGE,1992) e uma precipitação média de 1.176 mm anuais (FIDERJ, 1978). A média térmica anual registrada para o município no período de 1961 a 1990 (Mendonça & Danni-Oliveira, 2007) é de 23,7° C, com a diferença entre as máximas e mínimas de 6° C. A média das máximas atinge 30,2° C em fevereiro e a das mínimas chega a 18,4° C em julho, sendo os meses de janeiro e fevereiro os mais quente e julho o mês mais frio. A vegetação predominante no Maciço da Pedra Branca pode ser classificada como Floresta Ombrófila Densa Submontana (Veloso *et al.*, 1991). A floresta primária sofreu corte raso para a produção de carvão e uso agrícola nas décadas de 1940-50, o que a classifica atualmente em floresta secundária em estágio avançado de regeneração.

O monitoramento do aporte de serapilheira foi iniciado em novembro de 2002 e finalizado em outubro de 2005. Foram utilizados coletores feitos de moldura quadrada de madeira com 0,5 m de lado e 10 cm de altura (0,25 m² de área interna) e fundo de tela de polietileno com malha de 2 mm². Em cada posição topográfica estudada – (a) divisor de drenagem; e (b) fundo de vale – foi delimitada uma área amostral de aproximadamente 1,0 ha. A área do divisor de drenagem situa-se a uma altitude de 300 m e o fundo de vale a 150 m, ambas localizadas na mesma bacia hidrográfica e distantes 400 m entre si, aproximadamente.

Foram colocados 12 coletores espalhados aleatoriamente em cada área, totalizando 24 coletores e a cada quinze dias, aproximadamente, era recolhida a serapilheira acumulada no interior dos coletores. Em laboratório, as 24 amostras foram pré-secas em estufa e em seguida separadas entre folhas, galhos, elementos reprodutivos e resíduos. As subamostras foram novamente secas em estufa a 60° C até atingirem peso constante. Utilizando os dados de pesagem calcularam-se as médias mensais de produção total de serapilheira e suas frações (folhas, galhos, elementos reprodutivos e resíduos) para cada posição topográfica ao longo dos três anos de monitoramento. Galhos com diâmetro superior a 2,0 cm foram descartados por considerar-se que parte de sua biomassa provavelmente foi produzida ao longo de mais de um ano, não se prestando para medida de produção de serapilheira anual (Clark *et al.*, 2001).

Cada mês do ano foi considerado um tratamento e cada posicionamento topográfico uma parcela. Assim, o tamanho amostral total foi de 72 meses (12 meses x 2 posicionamentos x 3 anos) tanto para a serapilheira total quanto para cada uma das frações. Para verificar a normalidade dos dados aplicou-se o teste de Lilliefors e para verificar a

homogeneidade das variâncias foi utilizado o teste de Bartlett. Os dados que não responderam positivamente a estes dois testes foram transformados utilizando-se o método da raiz quadrada. Para avaliar se houve variação significativa na deposição de serapilheira (total e frações) entre os três anos de monitoramento (anos 1, 2 e 3) e entre as duas posições topográficas (fundo de vale e divisor de drenagem) foi aplicado o teste de variância “two-way” Anova a 5% de significância. Para comparar e ordenar os resultados foi aplicado o teste de Tukey (Zar, 1984). As análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do software STATISTICA for Windows – Release 5.1.

Para verificar a influência da chuva sobre a produção de serapilheira foram utilizados dados de precipitações diárias registrados pela estação pluviométrica automática localizada no Centro de Convenções Riocentro, que dista aproximadamente 1,0 km em linha reta das áreas amostrais e é operada pela Fundação Instituto de Geotécnica do Município do Rio de Janeiro (GEORIO). Foi verificado o coeficiente de correlação de Pearson entre os dados de produção quinzenal de serapilheira e os dados da precipitação quinzenal, totalizando 74 quinzenas.

Resultados e discussão

Produção de serapilheira nas duas áreas amostrais

A produção de serapilheira na área amostral do fundo de vale foi relativamente estável ao longo dos três anos, apresentando um total de 9,5 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹ no primeiro ano, 9,7 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹ no segundo e 10,2 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹ no terceiro, sendo a média de produção dos três anos de 9,8 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹ (Figura 2).

Já no divisor de drenagem a produção de serapilheira total foi de 11,3 Mg.ha⁻¹ no primeiro ano, 10,4 Mg.ha⁻¹ no segundo ano e 12,9 Mg.ha⁻¹ no terceiro ano, sendo a média dos três anos de 11,5 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹ (Figura 2).

Apesar da produção total de serapilheira do divisor de drenagem, em termos numéricos, ter superado a produção do fundo de vale nos três anos de experimento, não foi detectada diferença estatisticamente significativa entre a produção total dos dois posicionamentos topográficos (tabela 1). No entanto, em termos globais, há que se destacar que a produção de serapilheira da área do divisor de drenagem foi a mais elevada de todos os estudos disponíveis para a região sudeste do país, ressalvando-se de que se trata de florestas de diferentes tipologias e idades (tabela 2). A média destes 16 monitoramentos – feitos em formações de diferentes idades e tipologias – é de 8,7 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹ e foi inferior à produção média da área do divisor de drenagem, a qual equivaleu a 11,5 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹.

A produção de fração folhas no divisor de drenagem foi estatisticamente superior. A média de produção no divisor foi de 663,96 ± 216,4 kg.ha⁻¹.ano⁻¹ com coeficiente de variação de 32,6 %. A média de produção de folhas no fundo de vale foi 508,17 ± 230,3 kg.ha⁻¹.ano⁻¹ com coeficiente de variação de 45,3 %, não sendo, no entanto, detectada diferença quando comparadas a produção média de folhas entre os anos (tabela 1).

Quanto à fração galhos, não foram detectadas diferenças de produção entre as duas posições topográficas ou entre os três anos de monitoramento. No caso dos elementos reprodutivos, após a transformação dos dados, também o divisor de drenagem apresentou maior produção ao longo dos três anos de monitoramento. Considerando as duas áreas amostrais juntas verificou-se que a produção de elementos reprodutivos do primeiro ano foi estatisticamente maior que aquela do segundo ano, e a produção do terceiro ano ficou numa posição intermediária, não se diferenciando estatisticamente (tabela 1).

Para a fração resíduos, não foi obtida normalidade dos dados, mesmo após a transformação dos mesmos. Como esta fração é influenciada pelas demais frações, assim como pelo manuseio das amostras, optou-se por não tentar outros tipos de transformação dos dados.

Quanto à contribuição percentual das frações sobre o peso total de serapilheira, na área de fundo de vale, a fração folhas contribuiu com 61,6 %, a fração galhos com 30,4 %, os elementos reprodutivos com 5,2 % e a fração resíduos com 2,7 % do peso total. Na área do divisor de drenagem, a fração folhas contribuiu com 69,3 % do peso total, os galhos com 20,6 %, os elementos reprodutivos com 7,2 % e os resíduos com 2,9 %. As diferenças observadas entre as duas posições topográficas devem-se basicamente à maior produção de folhas e elementos reprodutivos no divisor de drenagem (tabela 2).

Vitousek (1984), após realizar comparação entre 62 monitoramentos de serapilheira em diferentes florestas tropicais do globo, ressaltou que, em geral, a fração folhas corresponde a aproximadamente 70% do peso total de serapilheira produzida e os componentes de madeira da serapilheira são aportados de forma muito heterogênea, tanto espacialmente quanto temporalmente para permitir uma generalização.

A participação percentual média da fração folhas observada em trabalhos semelhantes realizados em Floresta Atlântica do sudeste brasileiro foi de 68,6 % (tabela 2). Este valor está bem próximo do sugerido por Vitousek (1984), e próximo também ao valor obtido no presente monitoramento na área do divisor de drenagem (69,3 %). Já a produção de folhas na área do fundo de vale, se comparada aos resultados daqueles estudos, encontra-se no patamar mais baixo.

A influência do impacto antrópico sobre produção de serapilheira

O resultado encontrado no presente estudo parece ser uma exceção ao que se observa na literatura. Normalmente, áreas localizadas em fundos de vale são mais produtivas que topos de morro ou divisores de drenagem. Isto se deve, geralmente, às melhores características físicas e químicas dos solos encontrados em fundos de vale tais como umidade, textura e conteúdo de nutrientes (Clark *et al.*, 1998; Resende *et al.*, 2002; Coelho Netto, 2003). As análises de amostras de solo das duas áreas confirmaram esta premissa. O fundo de vale apresentou solo eutrófico e o divisor de drenagem apresentou

solo distrófico segundo estudo feito por Solórzano *et al.* (2005) nas mesmas áreas do presente trabalho.

A estrutura e composição da vegetação podem explicar a menor produção de folhas na área do fundo de vale. Solórzano *et al.* (2005), estudando a composição fitossociológica das mesmas áreas amostrais do presente trabalho verificaram no divisor de drenagem a ocorrência de 91 espécies vegetais/ha e um índice de Shannon de 3,98 nats/ind, enquanto no fundo de vale o valor obtido foi de 41 espécies/ha e índice de Shannon de 2,19 nats/ind. Um maior número de espécies no divisor de drenagem levaria a uma maior diversificação de arquitetura de copas e folhas, o que se traduziria num melhor aproveitamento da luz na área do divisor de drenagem e, portanto, numa maior produtividade (Janzen, 1980).

O mesmo estudo detectou ainda que a espécie arbórea *Guarea guidonia* (L.) Sleumer (carrapeta) é dominante na área do fundo de vale, com Valor de Importância de 119,7 e um Valor de Cobertura de 98,6 (Solórzano *et al.*, 2005). *G. guidonia* é comum em formações secundárias localizadas em fundos de vale e beiras de rios (Wanderley *et al.*, 2003). Campos & Landgraf (2001), estudando a regeneração natural às margens de uma represa em Alfenas, MG, encontraram uma densidade de 960 ind./ha e 820 ind./ha de *G. guidonia* em áreas amostrais a 10 e 36 metros da margem respectivamente, demonstrando a alta capacidade de ocupação da espécie após uma intervenção humana, em ambiente que lhe seja favorável.

É importante ressaltar que a produção de serapilheira do divisor de drenagem atingiu um valor muito elevado se comparado com outros estudos, tendo chegado a 12,9 Mg.ha⁻¹ no terceiro ano do presente estudo. No Brasil, apenas no trabalho de Diniz & Pagano (1997) em uma Floresta Estacional Semidecidual do Estado de São Paulo foi obtido um valor próximo a este (11,2 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹). Já na América Central, segundo Oliveira (1999) existem registros de valores próximos em florestas tropicais do Panamá (11,2 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹), Guatemala (11,5 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹), Venezuela (11,9 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹) e Colômbia (12,0 Mg.ha⁻¹.ano⁻¹).

Uma vez que o impacto antrópico pretérito foi semelhante nas duas posições topográficas aqui tratadas, as diferenças de produção de serapilheira verificadas devem ser creditadas, a princípio, à influência do posicionamento topográfico sobre o desenvolvimento da vegetação.

A influência da precipitação sobre a produção de serapilheira

Foram significativos os coeficientes de correlação obtidos entre a precipitação e a produção total no fundo de vale ($r = 0,24$) e, entre a precipitação e a produção de galhos no divisor de drenagem ($r = 0,25$) e fundo de vale ($r = 0,27$). Mas todas são correlações fracas (tabela 3). Custodio Filho *et al.* (1996) consideram que a produção de ramos e resíduos pode estar associada a fortes tempestades, mas observam que a produção de serapilheira, como um todo, estaria mais associada às condições edafoclimáticas históricas do ecossistema do que a eventos climáticos pontuais. Varjabedian & Pagano (1988), assim como Oliveira & Lacerda (1993),

não observaram relação entre a precipitação e a produção de serapilheira no Guarujá (SP) e na Floresta da Tijuca (RJ) respectivamente. Concluíram que as oscilações no regime pluviométrico que ocorrem devido à proximidade do mar impedem o estabelecimento de uma relação de causa e efeito entre a precipitação mensal e a produção mensal de serapilheira.

A série histórica de precipitação para a Baixada de Jacarepaguá durante o período de 1936 a 1975 registrou uma média anual de 1.175,8 mm (FIDERJ, 1978), valor próximo a este foi observado no segundo ano do presente monitoramento (1.188,0 mm) (Figura 3). Os valores de precipitação observados no primeiro ano (1.765,9 mm) e terceiro ano (1.688,5 mm) de monitoramento superaram em 578 mm e 500 mm, respectivamente, a precipitação do segundo ano. Windsor (1990) observou que, em média, um aumento de 500 mm na precipitação anual acarreta um aumento de 400 mm de *runoff* e um aumento de 100 mm na evapotranspiração, o que contribui para uma maior produção de biomassa por parte da vegetação, e conseqüentemente numa maior deposição de serapilheira (Almeida & Soares, 2003). A maior produção de serapilheira observada no primeiro e no terceiro ano confirmam esta premissa, porém enquanto a deposição do primeiro ano superou em 356 kg.ha⁻¹ àquela do segundo ano, a produção do terceiro ano superou em 1.645 kg.ha⁻¹.

Um fator importante que pode ter contribuído para esta diferenciação de produção entre os anos foi a distribuição das chuvas. No primeiro ano o volume de chuva acumulado nos meses de maior precipitação (janeiro, março e agosto) foi de 1.028 mm. No mês de janeiro deste ano ocorreu o maior volume de chuva observado em um único dia (112 mm) durante o monitoramento. Normalmente boa parte das chuvas com volume superior a 50 mm precipitadas em um único dia são drenadas superficialmente para os rios, não contribuindo localmente para a recarga hídrica do solo e posterior utilização pela vegetação (Figueiró, 2005). Por outro lado neste mesmo ano ocorreram três meses com precipitação acumulada abaixo de 40 mm, sendo que em fevereiro praticamente não houve precipitação, apesar de ser um mês de verão.

No terceiro ano o volume de chuva acumulado nos três meses de maior precipitação (novembro, março e setembro) foi de 714 mm sendo que agosto foi o único mês com precipitação inferior a 40 mm, o que é normal para esta época do ano no litoral sudeste. Em regiões com temperatura média acima de 20 C° é necessária uma precipitação mensal acima de 40 mm e com boa distribuição para que não ocorra redução significativa na produção de biomassa devido ao estresse hídrico (Walter, 1986; Ayoade, 2002; Ricklefs, 2003).

Conclusões

Ficou evidenciado que após aproximadamente 60 anos sem a intervenção humana direta a sucessão ecológica na bacia do Rio Caçambe resultou na recuperação da dinâmica de produção de serapilheira, apesar do provável empobrecimento da estrutura e da composição da florística.

Apenas a produção de folhas e elementos reprodutivos no divisor de drenagem foi estatisticamente maior que a observada no fundo de vale. Este fato reforça a hipótese de que a composição florística mais rica no divisor pode estar influenciando positivamente na produção da serapilheira naquele local.

Apesar da correlação fraca entre a precipitação e produção de serapilheira foi observado que nos dois anos com maior produção de serapilheira ocorreu também um volume de precipitação acima da média histórica da região.

A continuidade do presente monitoramento associada ao estudo de outros fatores ambientais locais e regionais poderá elucidar o elevado patamar de produção de serapilheira observado na bacia hidrográfica do Rio Caçambe.

Agradecimentos: os autores são gratos a Agni Hévea dos Santos, Maxwell Maranhão de Sousa e Rodolfo Rosa da Silveira, alunos de graduação do curso de Geografia e Meio Ambiente da PUC-Rio, pela parceria e pela disponibilidade na obtenção dos dados de campo.

Referências bibliográficas

- ALMEIDA, A. C. & SOARES, J. V. 2003. Comparação entre uso de água em plantações de *Eucalyptus grandis* e Floresta Ombrófila Densa (Floresta Atlântica) na costa leste do Brasil. *Revista Árvore* 27 (2): 159-170.
- AYOADE, J.O. 2002. *Introdução à climatologia dos trópicos*. Rio de Janeiro, Bertrand Brasil.
- CAMPOS, J. C. & LANDGRAF, P. R. 2001. Análise da regeneração natural de espécies florestais em matas ciliares de acordo com a distância da margem do lago. *Ciência Florestal* 11(2): 143-151.
- CESAR, O. 1992. Produção de serapilheira na mata mesófila semidecídua da fazenda Barreiro Rico, Município de Anhembi, SP. *Revista Brasileira de Biologia* 53 (4): 671-681.
- CLARK, D. B.; CLARK D. A. & READ, J. 1998. Edaphic variation and the mesoscale distribution of tree species in a neotropical rain forest. *Journal of Ecology* 86:101-112.
- CLARK, D. B., BROWN, S. KICLIGHTER, D.W., CHAMBERS, J.Q., THOMLINSON, J.R., NI, J. & HOLLAND, E.A. 2001. Net primary production in tropical forests: an evaluation and synthesis of existing field data. *Ecological Application* 11(2): 371-384.
- COELHO NETTO, A. L. 2003. Hidrologia de encosta na interface com a geomorfologia In: Guerra, A. J. T.; Cunha, S. B. (Org.). *Geomorfologia: uma atualização de bases e conceitos*. Rio de Janeiro, Bertrand Brasil, p.93-148.
- CUSTÓDIO FILHO, A., FRANCO, G.A.D. & DIAS, A.C. 1997. Produção de serapilheira em floresta pluvial atlântica secundária, Parque Estadual da Serra do Mar (Cunha, SP, Brasil). *Revista do Instituto Florestal* 9 (2):103-110.
- CUSTÓDIO FILHO, A., FRANCO, G.A.D.C., POGGIANI, F. & DIAS, A.C.1996. Produção de serapilheira e retorno de macronutrientes em Floresta Pluvial Atlântica – Estação Biológica de Boracéia (São Paulo – Brasil). *Revista do Instituto Florestal* 8(1): 1-16.
- DINIZ, S. & PAGANO S. N. 1997. Dinâmica de folheto em floresta mesófila semidecídua no Município de Araras, SP – Produção, decomposição e acúmulo. *Revista do Instituto Florestal* 9(1): 27-36.
- DOMINGOS, M., POGGIANI, F., STRUFFALDI-DE VUONO, Y & LOPES, M.I.M.S. 1997. Produção de serapilheira e retorno de nutrientes em um trecho de Floresta Atlântica secundária, na Reserva Biológica de Paranapiacaba, SP. *Revista Brasileira de Botânica* 20 (1):91-96.
- FIDERJ. 1978. *Indicadores climatológicos*. Rio de Janeiro, Fundação Instituto de Desenvolvimento Econômico Social do Rio de Janeiro.

- FIGUEIRÓ, A. S. 2005. *Mudanças ambientais na interface floresta-cidade e propagação de efeitos de borda no Maciço da Tijuca – Rio de Janeiro, RJ*. Tese de Doutorado, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.
- GEORIO. Fundação Instituto de Geotécnica do Município do Rio de Janeiro. *Alerta Rio: Dados pluviométricos*. Disponível em: <<http://www.rio.rj.gov.br/georio.htm>>. Acesso em: 10 nov. 2006.
- IBAM 1998. *Guia de Unidades de Conservação Ambiental do Rio de Janeiro*. Rio de Janeiro, IBAM/DUMA, PCRJ/SMAC.
- JANZEN, D. H. 1980. *Ecologia vegetal nos trópicos*. São Paulo, Ed. da Universidade de São Paulo.
- MARTINS, S. V. & RODRIGUES, R. R. 1999. Produção de serapilheira em clareiras de uma floresta estacional semidecidual no município de Campinas, SP. *Revista Brasileira de Botânica* 22(3): 405-412.
- MENDONÇA, F. & DANNI-OLIVEIRA, I.M. *Climatologia: noções básicas e climas do Brasil*. São Paulo. Oficinas de Textos, 2007.
- MERGURO, M.; VENUEZA & G. N.; DELITTI, W. B. C. 1979. Ciclagem de nutrientes minerais na mata mesófila secundária – São Paulo. I. Produção e conteúdo de nutrientes minerais no folheto. *Boletim de Botânica* 7: 61-67.
- MITTERMEIER, R. A. et al. 2005. *Hotspots Revisited: Earth's Biologically Richest and Most Endangered Terrestrial Ecoregions*. New York, Conservation International.
- NASCIMENTO, A. C. P. 2005. *Produção e aporte de nutrientes da serrapilheira em um fragmento de Floresta Atlântica na Rebio União, RJ: efeito de borda*. Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual do Norte Fluminense, Campos dos Goytacazes, RJ.
- OLIVEIRA, R. R. & LACERDA, L. D. 1993. Produção e composição química da serrapilheira na Floresta da Tijuca (RJ). *Revista Brasileira de Botânica* 16 (1): 93-99.
- OLIVEIRA, R. R. 1999. *O rastro do homem na floresta: sustentabilidade e funcionalidade da Floresta Atlântica sob manejo caçara*. Tese de Doutorado, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.
- OLIVEIRA, R. R. 2002. Ação antrópica e resultantes sobre a estrutura e composição da Floresta Atlântica na Ilha Grande, RJ. *Rodriguésia* 53 (82): 33-58.
- PÁDUA, J. A. 2004. *Um sopro de destruição: pensamento político e crítica ambiental no Brasil escravista, 1786-1888*. Rio de Janeiro, Ed. Jorge Zahar.
- RESENDE, M.; LANI, J. L. & REZENDE, S. B. 2002. Pedossistemas da Floresta Atlântica: considerações pertinentes sobre a sustentabilidade. *Revista Árvore* 26 (3): 261-269.
- RICKLEFS, R. E. 2003. *A economia da natureza*. 5ªed. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan.
- SCHLITTLER, F. H. M., MARINIS, G.; CESAR, O. 1993. Produção de serapilheira na floresta do Morro do Diabo, Pontal do Paranapanema – SP. *Naturalia* 18: 135-147.
- SOLÓRZANO, A.; OLIVEIRA, R. R. & GUEDES-BRUNI, R. R. 2005. História ambiental e estrutura de uma floresta urbana. In: OLIVEIRA, R. R. (Org.) *As marcas do homem na floresta: História ambiental de um trecho urbano de Floresta Atlântica*. Rio de Janeiro, Ed. PUC-Rio.
- VARJABEDIAN, R. & PAGANO, N. P. 1988. Produção e decomposição de folheto em um trecho de Floresta Atlântica de encosta no Município de Guarujá, SP. *Acta Botanica Brasilica* (1): 2: 243-256.
- VELOSO, H. P.; FILHO, A. L. R. & LIMA, J. C. A. 1991. *Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal*. Rio de Janeiro, Ed. IBGE.
- VITOUSEK, P. M. 1984. Litterfall, nutrient cycling, and nutrient limitation in tropical forests. *Ecology* 65 (1): 285-298.
- WALTER, H. 1986. *Vegetação e zonas climáticas: tratado de ecologia global*. São Paulo, EPU.
- WANDERLEY, M. G. L. SHEPERD G. J.; GIULIETTI, A. M. & MELLEN, T.S. (Eds.). 2003. *Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo*. São Paulo, Fapesp/Rima.
- WINDSOR, D. M. 1990. *Climate and moisture variability in a tropical forest: Long-term records of Barro Colorado Island, Panamá*. Washington, Smithsonian Institution Press.

ZAR, J. H. 1984. *Bioestatistical analysis*. New Jersey, Prentice Hall.

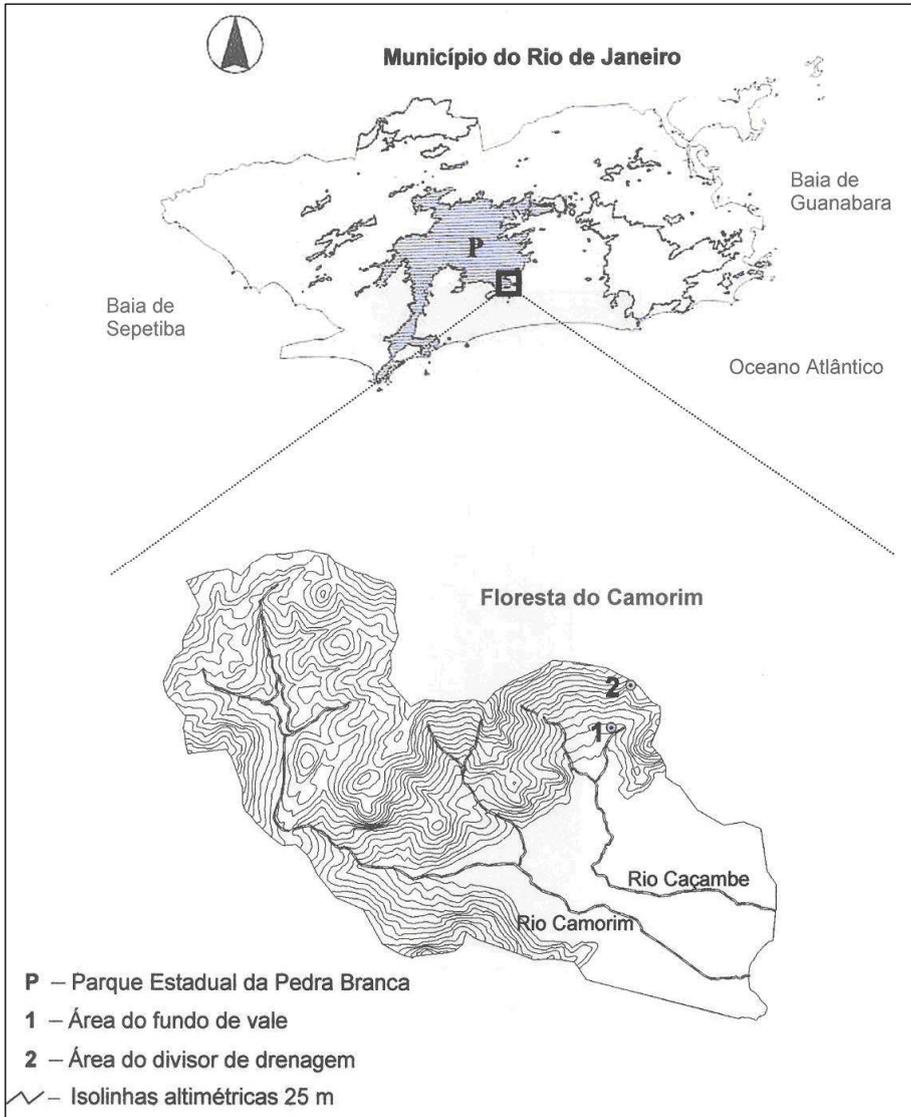


Figura 1 – Áreas amostrais monitoradas: 1 – fundo de vale; 2 – divisor de drenagem, localizadas na bacia do Rio Caçambe, Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro, RJ.

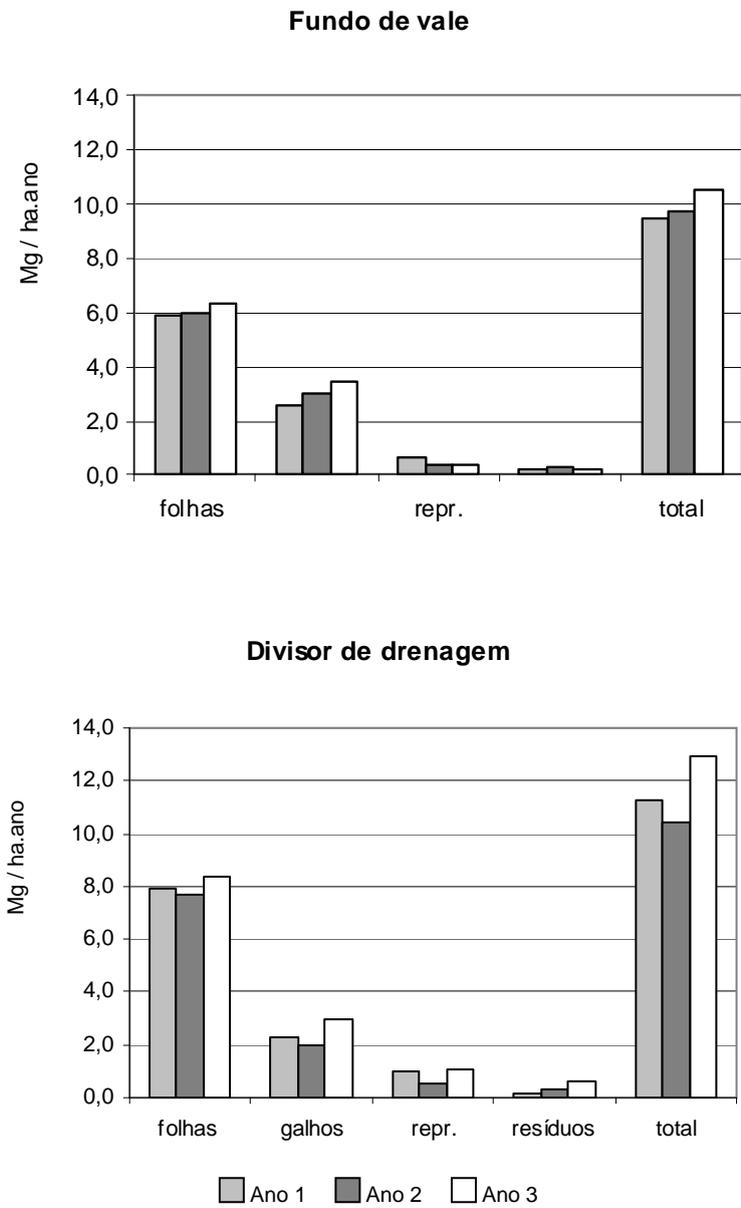


Figura 2 – Produção de serapilheira nas duas posições topográficas da bacia hidrográfica do Rio Caçambe, Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro, RJ. (repr. = elementos reprodutivos)

Tabela 1 – Médias mensais (kg.ha⁻¹) de aporte de serapilheira. Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro, RJ.

		folhas		galhos		elementos reprodutivos			resíduos		total	
		vale	divisor	vale	divisor	vale	divisor	média	vale	divisor	vale	divisor
Ano 1	média mensal	506,42	659,42	224,39	187,35	54,36	80,58	67,47A	19,09	12,82	804,27	925,02
	desvio padrão	221,66	269,67	91,81	116,74	27,93	59,09		9,73	7,72	297,08	388,76
	C.V. (%)	43,77	40,90	40,92	62,31	51,38	73,33		50,97	60,22	36,94	42,03
Ano 2	Média mensal	517,14	637,32	246,00	165,28	31,91	41,47	36,69B	25,90	23,77	820,95	868,59
	desvio padrão	305,66	200,40	185,01	116,37	27,07	40,44		41,83	25,99	485,83	324,21
	C.V. (%)	59,11	31,44	75,21	70,41	84,84	97,53		161,54	109,30	59,18	37,33
Ano 3	média mensal	528,80	695,14	288,56	245,71	36,24	88,02	62,13AB	21,46	48,83	854,49	1077,71
	desvio padrão	159,62	185,10	184,14	133,89	45,66	76,29		15,40	50,08	277,88	370,34
	C.V. (%)	30,19	26,63	63,81	54,49	125,99	86,67		71,74	102,54	32,52	34,36
36 meses	média mensal	508,17a	663,96b	251,87	199,45	42,36x	70,03y		22,65	28,48	818,19	957,10
	desvio padrão	230,29	216,40	157,96	123,93	35,20	62,21		25,73	35,39	356,29	362,86
	C.V. (%)	45,32	32,59	62,72	62,14	83,09	88,83		113,59	124,29	43,55	37,91

Letras minúsculas – diferença entre as médias mensais, considerando os três anos. Letras maiúsculas – diferença entre as médias mensais, comparando cada ano. Ausência de letras – médias consideradas iguais dentro das respectivas frações.

Tabela 2 – Média de produção de serapilheira em 14 áreas de Floresta Atlântica no Sudeste do Brasil; P = precipitação e Repr. = elementos reprodutivos; resid. = resíduos.

município	classificação da formação florestal	Altitude m	P mm	deposição Mg.ha ⁻¹ .ano ⁻¹	Folhas %	Galhos %	repr. %	resid. %	autores
Rio de Janeiro, RJ	Ombrófila Densa Submontana, 60 anos, divisor de drenagem	340	1.547	11,5	69,3	20,6	7,2	2,9	este estudo
Araras, SP	Estacional Semidecidual Montana	655	1.144	11,2	66,3	31,8	2,0		Diniz & Pagano, 1997
Angra dos Reis, RJ	Ombrófila Densa Submontana, clima	280	4.532	10,0	67,0	19,0	9,0	5,0	Oliveira, 1999
Angra dos Reis, RJ	Ombrófila Densa Submontana, 5 anos	80	1.246	9,9	79,0	14,0	4,0	4,0	Oliveira, 1999
Anhemi, SP	Estacional Semidecidual Montana	500		9,8	64,6	27,9	7,6		Cesar, 1992
Rio de Janeiro, RJ	Ombrófila Densa Submontana, 60 anos, fundo de vale	150	1.547	9,8	61,6	30,4	5,2	2,8	este estudo
São Paulo, SP	Estacional Semidecidual Montana	750	1.428	9,4	62,6	28,6	6,3	2,4	Merguro <i>et al.</i> , 1979
Rio das Ostras, RJ	Ombrófila Densa de Terras Baixas		2.281	9,3	59,5	25,0	9,0	6,5	Nascimento, 2005
Rio de Janeiro, RJ	Ombrófila Densa Montana	750	2.300	8,9	74,0	12,8	7,9	5,1	Oliveira, 1993
Angra dos Reis, RJ	Ombrófila Densa Submontana, 25 anos	140	1.480	8,7	73,0	14,0	9,0	4,0	Oliveira, 1999
Guarujá, SP	Ombrófila Densa Submontana de Terras Baixas	140		7,9	63,6	24,6	6,2	2,8	Varjabedian & Pagano, 1988
Teod. Sampaio, SP	Semidecidual Submontana	320	1.382	7,6	62,6	25,2	7,2	4,9	Schlitler <i>et al.</i> , 1993.
Santo André, SP	Ombrófila Densa Submontana	820	3.380	7,0	72,0	22,0	2,0	4,0	Domingos <i>et al.</i> , 1997
Cunha, SP	Ombrófila Densa Montana	1075	2.241	6,4	67,3	20,2		12,5	Custodio Filho <i>et al.</i> , 1997
Campinas, SP	Estacional Semidecidual Montana	595	1.360	6,0	75,9	19,3	3,2	1,7	Martins & Rodrigues, 1999
São Paulo, SP	Ombrófila Densa Montana		2.451	6,0	72,7	16,1		11,3	Custodio Filho <i>et al.</i> , 1996

Tabela 3 – Coeficientes de correlação de Pearson entre a produção de serapilheira quinzenal e a precipitação quinzenal.

	folha	galhos	repr.	resíduos	total
Divisor	0,07	0,25 *	0,00	0,00	0,13
Fundo	0,17	0,27 *	0,22	0,10	0,24 *

r (5%) = 0,237

* valores significativos a 5%

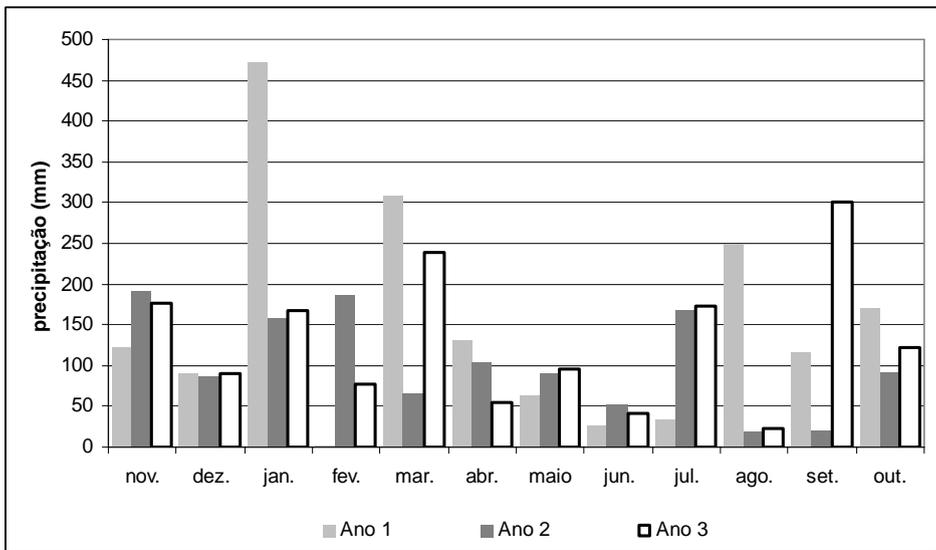


Figura 3 – Precipitações mensais, estação pluviométrica do Riocentro, Jacarepaguá, Rio de Janeiro, RJ (GEORIO, 2005).

SINOPSE COMENTADA DE SAPOTACEAE NO MUNICÍPIO DE RIO DAS OSTRAS (RJ, BRASIL)

Flávia Maria de Almeida Palazzo¹

Antônio de Oliveira Dias Neto²

Maria Helena Durães Alves Monteiro³

Regina Helena Potsch Andreatta⁴

Abstract

The present work consists of a taxonomic synopsis of the family Sapotaceae in Rio das Ostras municipality, Rio de Janeiro State, Brazil (22°31'37"S and 41°56'42"W). The aim was to identify and catalogue the species of the local flora. Botanical collections, field observations and morphological studies were done for identification, description of the plant species, also supported by the literature and analysis of specimens from Rio de Janeiro and São Paulo herbaria. It was verified the occurrence of about 18 species of 7 genera: *Pouteria* Aubl. (*P. bangii*, *P. grandiflora*, *P. macahensis*, *P. psammophila*, *P. aff. reticulata*, *P. torta* e *P. venosa*), *Chrysophyllum* L. (*C. imperiale*, *C. flexuosum*, *C. januariense* e *C. splendens*), *Diploon* Cronq. (*D. cuspidatum*), *Ecclinusa* Mart. (*E. ramiflora*), *Manilkara* Adan. (*M. subsericea*), *Micropholis* (Griseb) Pierre (*M. gardneriana* e *M. guyanensis*) e *Sideroxylon* L. (*S. obtusifolium*). The taxonomic treatment includes an illustrated key for identification of the species, commentary on the morphology of the species, on their natural habitats, and of their conservation status according to the criteria of the International Union for Conservation of Nature and Natural Resources (IUCN).

Keywords: Sapotaceae, State of Rio de Janeiro, Conservation

Resumo

O presente trabalho consiste de uma sinopse taxonômica da família Sapotaceae no município de Rio das Ostras, Rio de Janeiro, Brasil (22 ° 31'37 "S e 41 ° 56'42" O). O objetivo foi identificar e catalogar as espécies da flora local. Coleções botânicas, observações de campo e estudos morfológicos foram feitos para a identificação, descrição das espécies de plantas, também apoiada pela literatura e análise de amostras dos herbários do Rio de Janeiro e São Paulo. Verificou-se a ocorrência de 18 espécies de 7 gêneros: *Pouteria*

¹ Graduada em Ciências Biológicas – Laboratório de Anatomia Vegetal, Universidade Santa Úrsula, Rua Fernando Ferrari, 75, Botafogo, Rio de Janeiro, RJ, CEP: 22231-040. E-mail: flaviapalazzo1@gmail.com.

² Graduado em Ciências Biológicas – Laboratório de Anatomia Vegetal, Universidade Santa Úrsula, Rio de Janeiro. E-mail: antonioanato@yahoo.com.br

³ Doutora em Ciências Biológicas – Laboratório de Anatomia Vegetal, Universidade Santa Úrsula, Rio de Janeiro. E-mail: mhduraes@yahoo.com.br.

⁴ Doutora em Ciências Biológicas – Laboratório de Angiospermas, Universidade Santa Úrsula, Rio de Janeiro. E-mail: regina.andreatta@gmail.com.

Aubl. (*P. bangii*, *P. grandiflora*, *P. macahensis*, *P. psammophila*, *P. aff. reticulata*, *P. torta* e *P. venosa*), *Chrysophyllum* L. (*C. imperiale*, *C. flexuosum*, *C. januariense* e *C. splendens*), *Diploon* Cronq. (*D. cuspidatum*), *Ecclinusa* Mart. (*E. ramiflora*), *Manilkara* Adan. (*M. subsericea*), *Micropholis* (Griseb) Pierre (*M. guyanensis* e *M. gardneriana*) e *Sideroxylon* L. (*S. obtusifolium*). O tratamento taxonômico inclui uma chave ilustrada para identificação das espécies, comentários sobre a morfologia das espécies nos seus habitats naturais, e de seu estado de conservação, segundo os critérios da União Internacional para a Conservação da Natureza e Recursos Naturais (IUCN).

Palavras-chave: Sapotaceae, Estado do Rio de Janeiro, Conservação

Introdução

A família Sapotaceae de acordo com a classificação do APG III (2009) e Pennington (1990) está subordinada a Ordem Ericales e apresenta cerca de 53 gêneros e 1.100 espécies. Os táxons se distribuem em regiões tropicais e subtropicais ao redor do mundo com grande representatividade na região Amazônica e na Floresta Atlântica. No Brasil é constituída por aproximadamente 245 espécies distribuídas em 11 gêneros sendo os de maior riqueza *Pouteria* Aubl., *Chrysophyllum* L. e *Manilkara* Adan. (Monteiro *et al.* 2007).

Muitos de seus representantes possuem grande importância econômica, tais como os fornecedores de frutos (abiu, *Pouteria* spp.; sapoti, *Manilkara zapota*), madeira (maçaranduba, *Manilkara* spp.), látex, utilizados na medicina popular e ornamentais (Pennington 1990; Monteiro *et al.* 2007; Felippi *et al.* 2008).

Os estudos na região do norte fluminense do Rio de Janeiro são escassos, estando em grande parte voltados para a Reserva Biológica Poço das Antas em Silva Jardim. Para Rio das Ostras poucos trabalhos foram realizados, sendo a sua maioria de levantamentos florísticos, como os de Seda (2001), na restinga de Itapebussus, Braga (2004) que realizou o levantamento das espécies fanerogâmicas da Praia Virgem, Rodrigues (2004) e Prieto (2008) com a vegetação da Reserva Biológica União e os efeitos de borda de Mata Atlântica fragmentada e Oliveira (2005) na ARIE Itapebussus, não tendo até o momento nenhum trabalho voltado para a família Sapotaceae.

O presente trabalho visa contribuir para o conhecimento taxonômico da família no município de Rio das Ostras, apresentar uma listagem comentada das espécies e fornecer uma chave ilustrada para o reconhecimento dos táxons.

Material e Métodos

As coletas de material botânico foram realizadas no município de Rio das Ostras, RJ, S22°31'37" e O41°56'42", na faixa litorânea que corresponde a Área de Proteção Ambiental (APA) da Lagoa do Iriry e a Área de Proteção Ambiental (APA) do Monumento Natural dos Costões Rochosos (MNCR) assim

como saídas de campo a Área de Relevante Interesse Ecológico (ARIE) Itapebussus.

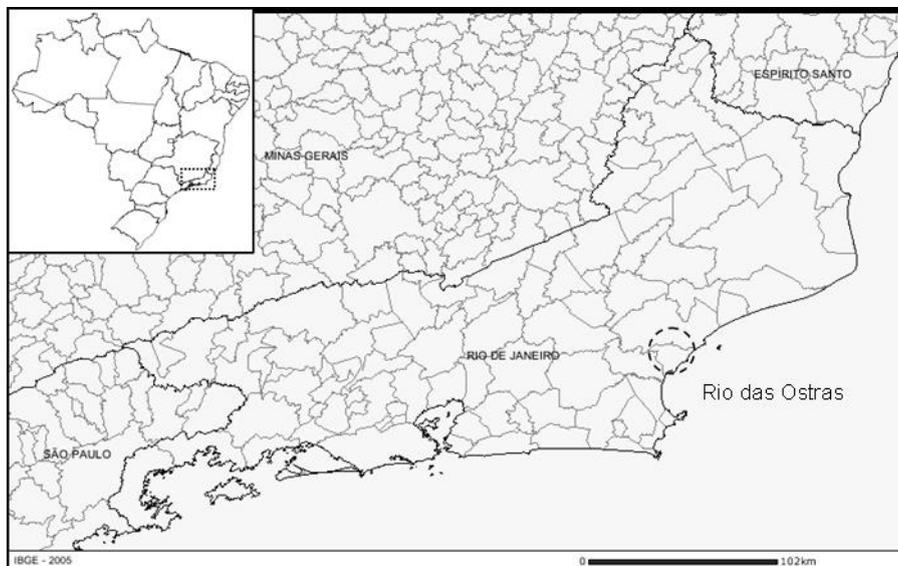


Figura 1 – Mapa de localização do município de Rio das Ostras, RJ, Brasil (Fonte: IBGE)

As coletas direcionadas à família ocorreram no período de setembro de 2008 a fevereiro de 2010. O material coletado foi parte fixado em FAA 70% (Johansen 1940) para estudos morfológicos posteriores em laboratório e parte prensado no local. Os espécimes foram herborizados segundo as técnicas usuais, identificados e incorporados ao acervo do Herbário da universidade Santa Úrsula (RUSU).

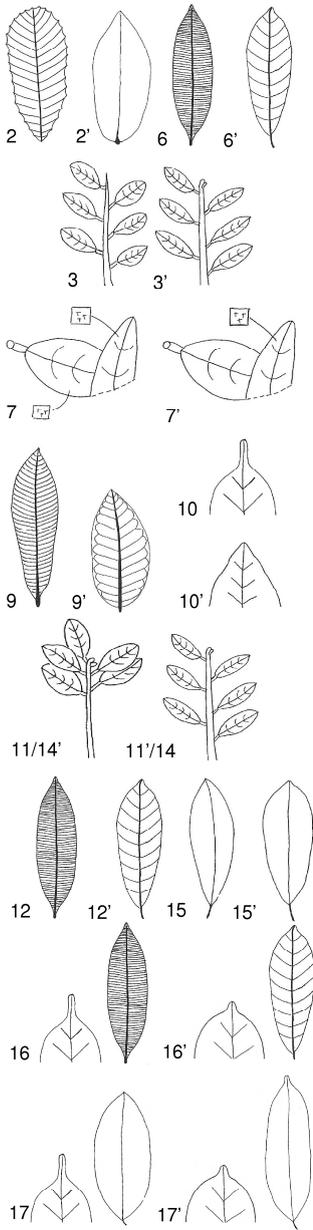
A fim de se conhecer e analisar o maior número possível de espécimes, foram realizadas visitas técnicas ou consultas às bases de dados e imagens dos herbários do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (RB), Universidade de São Paulo (SPF), Instituto de Botânica (SP) e Universidade Santa Úrsula (RUSU)

Para cada espécie são apresentadas breves descrições, material examinado, comentários e uma chave ilustrada para identificação das espécies com base em caracteres vegetativos.

Resultados

Chave para a identificação das espécies de Sapotaceae no município de Rio das Ostras.

Para Rio das Ostras são reconhecidas dezoito espécies distribuídas em oito gêneros apresentadas na chave abaixo:



- 1. Lâmina foliar coriácea.....2
- 1'. Lâmina foliar cartácea ou membranácea.....16
- 2. Margem da lâmina espinhosa.....1. *Chrysophyllum imperiale*
- 2'. Margem da lâmina inteira.....3
- 3. Porção terminal do ramo modificada em espinho.....18. *Syderoxylon obtusifolium*
- 3'. Porção terminal do ramo sem espinho.....4
- 4. Nervuras de ordens superiores indistinguíveis a partir das nervuras de segunda ordem.....8. *Micropholis gardneriana*
- 4'. Nervuras de ordem superior distinguíveis a olho nu.....5
- 5. Lâmina foliar com tricomas.....6
- 5'. Lâmina foliar com tricomas esparsos ou glabra.....12
- 6. Nervuras secundárias com distância ca. de 1mm entre si, tricomas dourados ou marrom avermelhado.....9. *Micropholis guyanensis*
- 6'. Nervuras secundárias com distância superior a 1mm entre si.....7
- 7. Tricomas em ambas as faces da lâmina.....3. *Chrysophyllum januariense*
- 7'. Tricomas apenas na face abaxial da lâmina.....8
- 8. Tricomas alvacentos.....10. *Pouteria bangii*
- 8'. Tricomas castanhos.....9
- 9. Nervação eucamptódroma.....6. *Ecclinusa ramiflora*
- 9'. Nervação broquidódroma.....10
- 10. Lâmina com ápice longo acuminado.....4. *Chrysophyllum splendens*
- 10'. Lâmina com ápice agudo.....11
- 11. Folhas concentradas na porção terminal do ramo.....15. *Pouteria torta*
- 11'. Folhas distribuídas ao longo do ramo.....13. *Pouteria psammophila*
- 12. Nervuras secundárias com distância ca. de 1mm entre si ou menor.....7. *Manilkara subsericea*
- 12'. Nervuras secundárias com distância superior à 2mm entre si.....13
- 13. Nervuras secundárias proeminentes em ambas as faces.....14. *Pouteria aff. reticulata*
- 13'. Nervuras secundárias inconspícuas ou proeminentes apenas na face abaxial.....14
- 14. Folhas distribuídas ao longo do ramo.....12. *Pouteria macahensis*
- 14'. Folhas congestionadas no ápice do ramo.....15
- 15. Folhas adultas predominantemente obovadas.....16. *Pouteria venosa*
- 15'. Folhas adultas predominantemente oblanceoladas.....11. *Pouteria grandiflora*
- 16. Ápice longo acuminado, nervuras secundárias com distância ca. de 1mm entre si.....5. *Diploon cuspidatum*
- 16'. Ápice acuminado ou longo acuminado, nervuras secundárias com distância superior a 1mm entre si.....17
- 17. Ápice longo acuminado, lâmina elíptica, reticulado laxo conspicuo.....17. *Sarcaulus brasiliensis*
- 17'. Ápice acuminado, lâmina oblônga, lanceolada, retículo não conspicuo.....2. *Chrysophyllum flexuosum*

Sinopse das espécies de Sapotaceae no município de Rio das Ostras

1. *Chrysophyllum imperiale* (Linden ex Koch & Filtelmann) Benth. & Hooke

Árvore com ramos adultos pilosos. **Folhas** em curtos entrenós, alternas, pecíolo canaliculado, piloso, 0,5 – 1 cm de comp.; lâmina coriácea, oblanceolada, 29,3 – 32 x 15 – 16 cm, base aguda, ápice truncado, margem espinho-serreada, face adaxial glabra e abaxial velutina de coloração castanha; nervação broquidódroma com 13 – 15 pares de nervuras secundárias.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 05-VIII-2005, *P. V. Pietro 535* (RUSU).

2. *Chrysophyllum flexuosum* Mart.

Árvores com esparsos tricomas, visíveis quando jovens. **Folhas** em longos entrenós, alternas, espiraladas, pecíolo piloso, 0,5 – 0,8 cm de comp., lâmina cartácea ou membranácea, oblongo lanceolada, elíptica, 4,5 – 6 x 1,9 – 2,7 cm, base aguda, obtusa, ápice curto acuminado, margem inteira, face adaxial glabra e face abaxial pilosa ferrugínea; nervação broquidódroma, 8 – 10 pares de nervuras secundárias e retículo não conspicuo. **Inflorescência** axilar.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 18 – II – 1998, *P. P. de Oliveira 424 B* (SPF).

Comentários: Face abaxial da lâmina foliar de coloração cobre quando seca.

3. *Chrysophyllum januariense* Eichler

Árvores de tronco laminar, látex branco; ramos jovens e adultos ferrugíneos pilosos. **Folhas** em longos entrenós, alternas, dísticas, pecíolo piloso, 0,5 – 0,7 cm de comp.; lâmina coriácea, ovada, 9 - 11,7 x 3,9 – 5,7 cm, base truncada a levemente cordada, ápice agudo, margem inteira, revoluta, face adaxial pubescente e face abaxial vermelha pilosa; nervação broquidódroma 7 – 14 pares de nervuras secundárias. **Inflorescência** em cima axilar. **Flores** monoclinas, verde pálido. **Fruto** arredondado, carnoso, velutino alaranjado, com uma semente.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia da Joana, 14-VIII-2009, fr., *F. M. Palazzo et al. 23* (RUSU).

Comentários: Floração foi observada em janeiro e fevereiro. A frutificação foi observada de agosto a dezembro.

4. *Chrysophyllum splendens* Spreng.

Árvore com ramos adultos glabros. **Folhas** em longos entrenós, alternas, pecíolo canaliculado, piloso, 1,1 – 1,8 cm de comp.; lâmina semi coriácea, elíptica a obovada, 13 – 17 x 4 – 6 cm, base aguda, ápice longo acuminado a caudado, margem inteira, revoluta, face adaxial glabra e abaxial pilosa de coloração castanha; nervação broquidódroma com inúmeras nervuras secundárias.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 05-VIII-2005, *P.V.Pietro 646* (RUSU).

5. *Diploon cuspidatum* (Hoehne) Cronq.

Árvores com ramos adultos pilosos. **Folhas** alternas, pecíolo canaliculado, glabro, 0,6 – 0,9 cm de comp.; lâmina cartácea, elíptica a obovada, 8 – 12,4 x 2,7 – 4,2 cm, base aguda, ápice longo acuminado a caudado, margem inteira, revoluta, ambas as faces glabras; nervação broquidódroma com nervuras secundárias com distância ca. de 1mm entre si.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 23-IX-2005, *P.V.Pietro 827* (RUSU).

6. *Ecclinusa ramiflora* Mart.

Árvores com ramos adultos pilosos. **Folhas** espiraladas, pecíolo canaliculado, piloso, 1,7 - 4,7 cm de comp.; lâmina coriácea, oblanceolada, 28 – 45 x 5 – 12,1 cm, base aguda, ápice agudo, margem inteira a raro sinuosa, face adaxial glabra e face abaxial com tricomas castanhos na nervura principal e esparsos por toda a lâmina; nervação eucamptódroma, 24 – 42 pares de nervuras secundárias, nervuras terciárias oblíquas .

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 05-VIII-2005, *P.V.Pietro 430* (RUSU).

Comentário: As folhas apresentaram considerável número de galhas por toda a lâmina.

7. *Manilkara subsericea* (Mart.) Dubard

Árvores com ramos adultos glabros. **Folhas** alternas, espiraladas, em curtos entrenós, pecíolo glabro, 1 -1,5 cm de comp., lâmina foliar coriácea, obovada, oblanceolada, 4 – 6 x 1,2 – 1,8 cm, base aguda, ápice arredondado, margem inteira, levemente sinuosa, revoluta, ambas as faces glabras; nervação broquidódroma com nervuras secundárias com distância ca. de 1mm entre si ou menor.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 14 – VI – 2001, *P.P. de Oliveira 10319* (SPF)

Comentários: Na base de dados do herbário do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (Jabot,online), a espécie aparece citada para as seguintes localidades: restinga de Itapebussus e restinga da Praia Virgem, porém não se obteve acesso ao material.

8. *Micropholis gardneriana* (A.DC) Pierre

Árvores com ramos jovens com tricomas dourados ferrugíneos. **Folhas** alternas, espiraladas, pecíolo 0,5 – 0,8 cm de comp., lâmina foliar coriácea, elípticas, obovadas, 3,5 – 6,8 x 3,7 - 5 cm, base aguda, ápice acuminado, margem inteira, face adaxial glabra e face abaxial com tricomas ferrugíneos; nervuras de ordem superior indistinguíveis a partir das nervuras de segunda ordem.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 27 – VIII – 1998, *P.P. de Oliveira 4111* (SPF)

9. *Micropholis guyanensis* (A.DC) Pierre

Árvore, ramos adultos com tricomas ferrugíneos. **Folhas** alternas, pecíolo piloso, 0,5 – 1,2 cm de comp., lâmina coriácea, elíptica, obovada, 4,5 – 7 x 1,9 – 3,8 cm, base aguda, ápice acuminado, longo acuminado, margem inteira, face adaxial glabra, face abaxial com tricomas dourados ou marrons avermelhado; nervação broquidódroma, nervuras secundárias com ca. de 1mm entre si e visíveis a olho nu.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 18 – II – 1998, *P.P. de Oliveira 233* (SPF)

10. *Pouteria bangii* (Rusby) T.D Penn.

Árvores com ramos adultos glabros. **Folhas** em curtos entrenós, espiraladas, pecíolo canaliculado, glabro, 1,5 – 3,4 cm de comp.; lâmina coriácea, elíptica, obovada a oblanceolada, 14,7 – 26,5 x 4,4 – 10,2 cm, base aguda, ápice acuminado, margem inteira, face adaxial glabra e abaxial velutina com tricomas alvacentos; nervação broquidódroma com inúmeras nervuras secundárias.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 05-VIII-2005, *P.V.Pietro 1284* (RUSU). Idem, Rio das Ostras, Costa Azul, Reserva Biológica União, 16-IV-1997, *P.P de Oliveira 2006* (SPF).

11. *Pouteria grandiflora* (A.DC) Baehni

Árvores de tronco laminar, látex branco; ramos adultos glabros. **Folhas** em longos entrenós, espiraladas, pecíolo 1,5- 3 cm de comp., não canaliculado; lâmina coriácea, oblanceolada a estreito obovada, 12 - 21 x 3,8 - 7,8 cm, base atenuada, ápice agudo a cuspidato, margem inteira, sinuosa, revoluta, ambas as faces glabras; nervação broquidódroma, 9 – 19 pares de nervuras secundárias. **Inflorescência** em cima axilar. **Flores** monoclinas, verde pálido, com aroma.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 10-IV-2009, *F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 10* (RUSU). Idem, Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 10-IV-2009, *F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 11* (RUSU). Idem, Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 10-IV-2009, *F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 12* (RUSU). Idem, Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 10-IV-2009, *F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 13* (RUSU). Idem, Rio das Ostras, Costa Azul, Praia da Joana, 10-IV-2009, *F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 14* (RUSU). Idem, Rio das Ostras, Costa azul, Praia da Joana, 10-IV-2009, *F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 15* (RUSU).

Comentários: A floração foi observada de dezembro a março e de junho a setembro. Frutificação não foi observada. Os troncos geralmente

começam a sua ramificação a partir da base. Frutos abortados são comumente encontrados ainda presos às árvores.

12. *Pouteria macahensis* (Glaz.) T.D.Penn

Árvore com ramos adultos glabros. **Folhas** alternas, espiraladas, distribuídas ao longo do ramo, pecíolo 0,8 – 1,3 cm de comp., lâmina foliar coriácea, obovada, oblanceolada, 7 – 12,1 x 2,2 – 3,5 cm, base aguda, ápice acuminado, margem inteira, ambas as faces glabras; nervação broquidódroma, 10 – 13 pares de nervuras secundárias. **Inflorescência** em racemo.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 12 – I – 1999, *P.P. de Oliveira 529 I* (SPF).

13. *Pouteria psammophila* (Mart.) Radlk.

Árvores de tronco laminar, látex branco; ramos adultos com tricomas castanhos. **Folhas** em curtos entrenós, espiraladas, distribuídas ao longo do ramo, pecíolo canaliculado, 2,8 – 5,5 cm de comp., castanho, piloso; lâmina coriácea, oblanceolada, 14,8 – 22 x 5 – 9 cm, base aguda, ápice agudo, margem inteira, fortemente sinuosa, revoluta, face adaxial glabra e face abaxial castanho vilosa na nervura principal e nervuras secundárias, ocorrendo também tricomas esparsos por toda a lâmina,; nervação broquidódroma, 8 – 12 pares de nervuras secundárias.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 14-VIII-2009, *F.M. Palazzo et al. 19* (RUSU).

Comentários: As folhas apresentam alto grau de herbivoria, assim, como um número expressivo de galha por toda a lâmina. Quando secas, tem um aspecto lustroso pela face adaxial que, segundo Monteiro (2007), é uma importante característica diagnóstica do táxon.

14. *Pouteria aff. reticulata* (Engler) Eyma

Árvore de tronco laminar, látex branco; ramos adultos glabros. **Folhas** em longos entrenós, espiraladas, pecíolo, 1,5 – 2,5 cm de comp.; lâmina coriácea, oblanceolada ou elípticas, 10,7 – 13,5 x 4,6 – 6,7 cm; base aguda, ápice agudo, Margem inteira, sinuosa, revoluta, ambas as faces glabras; nervação broquidódroma, 14- 18 pares de nervuras secundárias proeminentes em ambas as faces.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 30-VIII-2009, *F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 24* (RUSU).

15. *Pouteria torta* (Mart.) Radlk.

Árvores de tronco laminar, látex branco; ramos adultos castanho pilosos. **Folhas** em curtos entrenós, espiraladas, concentradas na porção final do ramo, com pecíolo canaliculado, 2,5 – 4,5 cm de comp.; lâmina coriácea, obovada, 13,5 – 17,5 x 6,5 – 9,3 cm; base aguda, ápice agudo a obtuso, margem inteira, fortemente sinuosa, revoluta, face adaxial glabra e face abaxial

ferrugínea vilosa na nervura principal, nas nervuras secundárias ocorrem tricomas por toda a lâmina; nervação broquidódroma, 12 – 16 pares de nervuras secundárias.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 14-VIII-2009, *F.M. Palazzo et al.* 20 (RUSU).

Comentário: As folhas apresentam um alto grau de herbivoría assim como um número expressivo de galha por toda a lâmina. Quando secas, apresentam um aspecto lustroso pela face adaxial. Uma importante característica diagnóstica do táxon é a presença de expressivas cicatrizes deixadas pelas folhas nos ramos das árvores.

16. *Pouteria venosa* (Mart.) Baehni

Árvores de tronco laminar, látex branco; ramos adultos glabros.

Folhas em longos entrenós, espiraladas, pecíolo não canaliculado, 1 – 2 cm de comp.; lâmina coriácea, obovadas, 10,2 – 12 x 2,8 – 4,2 cm; base cuneada, ápice agudo, margem inteira, sinuosa, revoluta, ambas as faces glabras; nervação broquidódroma, 8 – 12 pares de nervuras secundárias.

Inflorescência em cima axilar. **Flores** monoclinas, verde pálido, com aroma.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia da Joana, 14-VIII-2009, fl., *F.M. Palazzo et al.* 21 (RUSU).

Comentário: A floração foi observada em agosto e setembro. Frutificação não foi observada. Na base de dados do herbário do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (Jabot,online), a espécie aparece citada para as seguintes localidades: restinga da Praia Virgem e Balneário das Garças, porém não se obteve acesso ao material.

17. *Sarcaulus brasiliensis* (A.DC) Eyma

Árvore com ramos adultos glabros. **Folhas** em longos entrenós, alternas, pecíolo canaliculado, 0,6 - 1,3 cm de comp., lâmina cartácea ou membranácea, alternas, dísticas, elípticas, 6,5 – 9,7 x 3,5 – 5,2 cm; base obtusa, ápice longo acuminado, margem inteira, levemente sinuosa, face adaxial glabra e face abaxial glabra ou raros tricomas; nervação broquidódroma, 9 – 10 pares de nervuras secundárias e retículo laxo conspicuo. **Inflorescência** axilar.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Reserva Biológica União, 13 – I – 1999, *P.P. de Oliveira* 979 H (SPF); Idem, Rio das Ostras, Costa Azul, Reserva Biológica União, 17-II-1998, *P.P. de Oliveira* 971 A (SPF).

18. *Sideroxylon obtusifolium* (Roem. & Schult.) T.D. Penn.

Árvore de tronco laminar, látex branco; ramos jovens e adultos com tricomas e porção terminal do ramo modificada em espinho. **Folhas** em longos entrenós, alternas e opostas, com pecíolo canaliculado, 0,5 – 0,9 cm de comp.; lâmina coriácea, elíptica, 3,8 – 4,6 x 2 – 2,2 cm, base aguda, ápice obtuso,

margem inteira, face adaxial glabra e face abaxial pilosa com tricomas; nervação broquidódroma, 8 – 12 pares de nervuras secundárias. **Inflorescência** axilar. **Flores** monoclinas, verde alvacentas. **Frutos** baga, de coloração verde quando imaturos, roxo escuro quando maduros com uma semente.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia da Joana, 10-IV-2009, F.M. Palazzo & A.O. Dias Neto 18 (RUSU). Idem, Rio das Ostras, Costa Azul, Praia da Joana, 14-VIII-2009, fl., fr., F.M. Palazzo et al. 22 (RUSU).

Comentários: A floração foi observada nos meses de julho a dezembro e a frutificação nos meses de agosto a fevereiro. As folhas podem-se apresentar alternas e opostas em um mesmo ramo. Quando secas, os tricomas se tornam castanhos. A floração foi observada em agosto e setembro. Frutificação não foi observada. Na base de dados do herbário do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (Jabot,online), a espécie aparece citada para a seguinte localidade: restinga de Itapebussus, porém não se obteve acesso ao material.

Discussão e conclusões

A família Sapotaceae está representada no município de Rio das Ostras por 18 espécies onde o gênero de maior riqueza é *Pouteria* com sete espécies (*P. banggi*, *P. grandiflora*, *P. macahensis*, *P. psammophyla*, *P. aff. reticulata*, *P. torta* e *P. venosa*), seguido de *Chrysophyllum* com quatro (*C. imperiale*, *C. flexuosum*, *C. januariense* e *C. splendens*), *Micropholis* com duas (*M. gardneriana* e *M. guyanensis*) e *Diploon* (*D. cuspidatum*), *Ecclinusa* (*E. ramiflora*), *Manilkara* (*M. subsericea*), *Sarcaulos* (*S. brasiliensis*) e *Sideroxylon* (*S. obtusifolium*) com uma espécie.

As espécies encontradas ocorrem apenas na APA do Monumento Natural dos Costões Rochosos e na Reserva Biológica União. Não foram registrados exemplares na APA da Lagoa do Iriry e na ARIE Itapebussus. Os táxons mostraram um padrão de distribuição bem definido entre a RBU (região de Mata) e a APA MNCR (região de restinga) onde, apenas, *P. torta* apresenta-se em ambas as localidades (Quadro 1).

Quadro 1 – Distribuição das espécies de Sapotaceae em áreas de conservação no município de Rio das Ostras, RJ

Espécies	RBU	APA MNCR
<i>Chrysophyllum imperiale</i>	X	
<i>C. flexuosum</i>	X	
<i>C. januariense</i>		X
<i>C. splendens</i>	X	
<i>Diploon cuspidatum</i>	X	
<i>Ecclinusa ramiflora</i>	X	
<i>Manilkara subsericea</i>	X	
<i>Micropholis gardneriana</i>	X	
<i>M. guyanensis</i>	X	
<i>Pouteria bangii</i>	X	
<i>P. grandiflora</i>		X
<i>P. macahensis</i>	X	
<i>P. psammophila</i>		X
<i>P. aff. reticulata</i>		X
<i>P. torta</i>	X	X
<i>P. venosa</i>		X
<i>Sarcaulos brasiliensis</i>	X	
<i>Sideroxylon obtusifolium</i>		X

RBU – Reserva Biológica União; APA MNCR – APA Monumento Natural dos Costões Rochosos.

Monteiro *et al.* (2007), ao realizarem o levantamento e distribuição das espécies de *Pouteria* no Estado do Rio de Janeiro, assinalaram três espécies para o município de Rio das Ostras que também foram confirmadas no presente trabalho (*P. bangii*, *P. reticulata* e *P. torta*), e cujo número total foi ampliado para sete espécies. Para a Reserva Biológica União, Prieto (2008) relatou a ocorrência de mais dois táxons (*Pouteria filipes* e *Pouteria guianensis*). O autor apresenta também uma tabela onde assinala a ocorrência de mais algumas espécies provenientes de outros levantamentos para a região, são elas: *Micropholis crassipedicellata*, *Pouteria gardineriana*, *Pouteria reticulata* e *Pradosia kuhlmanii*. Não se obteve acesso a este material. Para a Praia Virgem situada na APA MNCR, Braga (2004) assinala a presença de *P. caimito*, porém, esta espécie não foi localizada durante o atual estudo.

Das espécies contempladas no presente trabalho, nove podem ser encontradas em listas de espécies ameaçadas da Flora Brasileira, tais como: International Union for Conservation of Nature (IUCN online), que enquadra nove espécies encontradas no município de Rio das Ostras com algum tipo de risco, pertencentes aos gêneros: *Chrysophyllum*, *Manilkara* e *Pouteria*; Ministério do Meio Ambiente (MMA online) assinala *P. psammophyla* como ameaçada e *C. imperiale* aparece com deficiência de dados e a Biodiversitas (online) aponta *C. imperiale* e *P. psammophila* como em perigo (Quadro 2).

Com relação à localidade, tem-se para o Rio de Janeiro *P. psammophila* em perigo, e *S. obtusifolium* vulnerável (Prefeitura do Rio de Janeiro online); para Minas Gerais *S. obtusifolium* encontra-se vulnerável

(Biodiversitas online); em São Paulo *P. reticulata* está em perigo (Biodiversitas online) e no Rio Grande do Sul *S. obtusifolium* está vulnerável (SEMA online).

Quadro 2- Status de conservação das espécies de Sapotaceae encontradas no município de Rio das Ostras, RJ.

Espécies	IUCN	MMA	Biodiversitas
<i>Chrysophyllum imperiale</i>	EN	DD	EN
<i>C. flexuosum</i>	LR	-	-
<i>C. januariense</i>	EX	-	-
<i>C. splendens</i>	VU	-	-
<i>Manilkara subsericea</i>	LR	-	-
<i>Pouteria grandiflora</i>	LR	-	-
<i>P. macahensis</i>	EN	-	-
<i>P. psammophila</i>	EN	EN	EN
<i>P. reticulata</i>	LR	-	-

EN- em perigo; EX- extinto; VU- vulnerável; LR – menor risco; DD – deficiência de dados.

A diversidade biológica do município de Rio das Ostras ainda é pouco explorada e apesar de Andreatta (2002) ter relatado alguns valores importantes da flora local, a família Sapotaceae não aparece representada. É importante ressaltar que muitas espécies de Sapotaceae encontradas em Rio das Ostras possuem importância econômica como: a) medicinal, *P. caimito*, *P. torta* e *P. venosa* (Silva *et al.* 2009) e *S. obtusifolium*, este último utilizado no tratamento das inflamações ováricas e do diabetes (Agra *et al.* 2007); b) frutos comestíveis: espécies pertencentes aos gêneros *Chrysophyllum*, *Pouteria* e *S. obtusifolium* (Ferrão 1999); c) *Chrysophyllum* como ornamentais (Pio Correa 1974) e d) espécies dos gêneros *Manilkara* e *Pouteria* conhecidas por fornecer madeira de boa qualidade (Tomazello Filho-& Couto 1983).

Tendo em vista o número de táxons encontrados e o número de espécies ameaçadas, este trabalho mostra a importância do município de Rio das Ostras no que diz respeito à diversidade taxonômica da família evidenciando a necessidade de estudos taxonômicos mais aprofundados e preservação da área.

Agradecimentos

Agradecemos a João Marcelo A. Braga e Pablo P. J. F. Rodrigues pelo envio de material, aos curadores dos herbários visitados pela disponibilidade e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa concedida a Regina H. P. Andreatta (Produtividade de Pesquisa) e ao apoio financeiro recebido para realização de parte do trabalho (processo 473850/2006-0).

Referências bibliográficas

- AGRA, M. F., BARACHO, G. S., BASÍLIO, I. J. D., NURIT, K., COELHO, V. P. & BARBOSA, D. A. 2007. Sinopse da flora medicinal do cariri paraibano. *Oecologia Brasiliensis* 11 (3): 323-330.
- ANDREATA, R.H.P. 2002. *O valor da biodiversidade no município de Rio das Ostras*. In: Siqueira, J.C (coord). 2002. Rio das Ostras Educação Ambiental: Resgate de valores ético-ambientais. Ed. Loyola, p. 31-36.
- ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP. 2009. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III. 161: 105-121.
- BRAGA, H.N. 2004. *Levantamento das espécies fanerogâmicas da Praia Virgem, Município de Rio das Ostras, RJ*. Dissertação de Mestrado. PPG-Botânica, Museu Nacional, UFRJ, Rio de Janeiro.
- FELIPPI, M., GROSSI, F., NOGUEIRA, A.C. & KUNIYOSHI, Y.S. 2008. Morfologia da flor, do fruto e da plântula; ontogênese e germinação de *Chrysophyllum gonocarpum* (Mart. & Eichl.). *Florestas* 38(2): 229-243.
- FERRÃO, J. E. M. 1999. *Fruticultura tropical: espécies com frutos comestíveis*. Lisboa: IICT. 621p.
- FUNDAÇÃO BIODIVERSITAS. 2008. *Lista da flora brasileira ameaçada de extinção*. Disponível online em <http://www.biodiversitas.org.br/floraBr/grupo3fim.asp> Acesso em: 30 de dezembro de 2009.
- IBGE. *Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística*.--2005. Disponível em:<http://mapas.ibge.gov.br/>. Acesso em: 19 de março de 2010.
- IUCN. *International Union for Conservation of Nature*. Disponível em: <<http://www.iucn.org/#>>. Acesso em: 22 de outubro de 2009.
- JABOT. Herbário online do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://www.jbrj.gov.br/jabot/formularios/consultarespecime_pub.php?idioma=0>. Acesso em: 07 de março de 2010.
- JOHANSEN, D. A. 1940. *Plant Microtechnique*. New York, Mc Graw-Hill Book Co. 523 p., il.
- MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. *Listagem da flora ameaçada de extinção*. 2008 Disponível em; <http://www.mma.gov.br/estruturas/ascom_boletins/_arquivos/83_19092008034949.pdf>. Acesso em: 30 de novembro de 2009.
- MONTEIRO, M.H.D.A, NEVES, L.J & ANDREATA, R.H.P. 2007. Taxonomia e anatomia das espécies de *Pouteria Aublet* (Sapotaceae) do estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Pesquisas, Botânica* 58: 7-118.
- MONTEIRO, M.H.D.A; NEVES, L.J & ANDREATA, R.H.P. 2007. Levantamento e distribuição das espécies de *Pouteria Aubl.* (Sapotaceae) do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Revista Brasileira de Biociências* 5, supl. 2: 369-371, jul.
- OLIVEIRA, A.E.S. 2005. A vegetação da ARIE Itapebussus, Rio das Ostras, RJ e o valor da conservação dos fragmentos florestais. *Clube de Engenharia* 1: 1-20.
- PENNINGTON, T.D. 1990. Sapotaceae. *Flora Neotropica*, Monograph 52:1-770.
- PIO CORRÊA, M. 1974. *Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas*. Rio de Janeiro: Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal, 3v.
- PREFEITURA DO RIO DE JANEIRO. *Secretaria do meio ambiente – espécies ameaçadas de extinção*. Disponível em: <http://www.rio.rj.gov.br/smac/esp_est> Acesso em: 30 de novembro de 2009.
- PRIETO, P. V. 2008. *Efeitos de borda sobre o sub-bosque da Mata Atlântica de terras baixas na Reserva Biológica União, RJ*. Dissertação de mestrado. PPG – Botânica, Escola Nacional de Botânica Tropical, JBRJ, Rio de Janeiro.

RODRIGUES, P.J.F.P. 2004. *A vegetação da Reserva Biológica União e os efeitos de borda de mata atlântica fragmentada*. Tese de Doutorado, Curso de Pós-graduação em Ciências Biológicas, da Universidade Estadual do Norte Fluminense, UENF.153 p.

SECRETARIA DO MEIO AMBIENTE DO RIO GRANDE DO SUL. *Espécies da flora ameaçadas de extinção*. Disponível em: < <http://www.sema.rs.gov.br/sema/HTML/pdf/especies-ameacadas.pdf>> Acesso em 30 de dezembro de 2009.

SEDA, L.F.P. 2001. *Padrões de distribuição geográfica das espécies da formação de ericácea, restinga de Itapebussus, Rio das Ostras, RJ*. (Dissertação de mestrado) Museu Nacional, UFRJ, Rio de Janeiro.

SILVA, C.A.M., SIMEONI, L.A. & SILVEIRA, D. 2009. Genus Pouteria: Chemistry and biological activity. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 19(2A): 501-509, Abr./Jun.

TOMAZELLO FILHO, M. & COUTO, H.T.Z. 1983. Madeiras de Espécies Florestais do Estado do Maranhão: I – Identificação e Aplicações. *Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais* 23: 21-28. abr.

SINOPSE COMENTADA DE SMILACACEAE NAS RESTINGAS DE RIO DAS OSTRAS (RJ, BRASIL)

Antônio de Oliveira Dias Neto¹
Flávia Maria de Almeida Palazzo²
Regina Helena Potsch Andreata³
Maria Helena Durães Alves Monteiro⁴

Abstract

A survey of the *Smilax* species (Smilacaceae) was conducted in a sandy coastal plain vegetation ("restingas") in Rio das Ostras municipality, Rio de Janeiro State, Brazil (22° 31' 37" S and 41° 56' 42" O). The aim was to identify and catalogue the species of the local flora. Botanical collections, field observations and morphological studies were done for identification, description and botanical illustration of the plant species, also supported by the literature and analysis of Brazilian and foreign herbaria, plus specimens from EAN and JPB herbaria. Five species of *Smilax* were recorded in the Rio das Ostras municipality: *S. hilariana* A. De Candolle, *S. quinquenervia* Vellozo, *S. remotinervis* Handel-Mazzetti, *S. rufescens* Grisebach and *S. subsessiliflora* Duhamel. Of these, four occurred only in Brazil, with exception of *S. quinquenervia* that occurs also in Peru. The taxonomic treatment includes an illustrated key for identification of the species, commentary on the morphology of the species and on their natural habitats.

Key words: State of Rio de Janeiro, "restinga", *Smilax*.

Resumo

O levantamento das espécies de *Smilax* (Smilacaceae) foi conduzido nas restingas do município de Rio das Ostras, Rio de Janeiro, Brasil (22° 31' 37" S e 41° 56' 42" O). O objetivo foi identificar e catalogar as espécies da flora local. Coleções botânicas, observações de campo e estudos morfológicos foram feitos para a identificação, descrição e ilustração botânica das espécies de plantas, também apoiada pela literatura e análise dos herbários brasileiros e estrangeiros, além de espécimes de herbários JPB e EAN. Cinco espécies foram registradas para o município: *S. hilariana* A. De Candolle, *S. quinquenervia* Vellozo, *S. remotinervis* Handel-Mazzetti, *S. rufescens* Grisebach e *S. subsessiliflora* Duhamel. Destes, quatro ocorrem somente no

¹ Graduado em Ciências Biológicas - Laboratório de Anatomia Vegetal, Universidade Santa Úrsula, Rua Fernando Ferrari 75, Botafogo, Rio de Janeiro, RJ, CEP 22231-040. E-mail: antonioanato@yahoo.com.br

² Graduada em Ciências Biológicas - Laboratório de Anatomia Vegetal, Universidade Santa Úrsula, Rio de Janeiro. E-mail: flaviapalazzo1@gmail.com

³ Doutora em Ciências Biológicas, bolsista CNPq - Laboratório de Angiospermas, Universidade Santa Úrsula, Rio de Janeiro. E-mail: regina.andreata@gmail.com

⁴ Doutora em Ciências Biológicas - Laboratório de Anatomia Vegetal, Universidade Santa Úrsula, Rio de Janeiro. E-mail: mhduraes@yahoo.com.br

Brasil, com exceção de *S. quinquenervia* que ocorre também no Peru. O tratamento taxonômico inclui uma chave ilustrada para identificação das espécies, comentários sobre a morfologia e seus habitats naturais.

Palavras-chave: Estado do Rio de Janeiro, restinga, *Smilax*.

Introdução

Smilacaceae está representada no Brasil por 32 espécies do gênero *Smilax* L., sendo a região Sudeste considerada o centro de diversidade no país (Andreata 1997; 2009).

Smilax constitui um grupo monofilético na família, dadas as suas sinapomorfias, como o par de gavinhas peciolares, as flores imperfeitas em inflorescências umbeliformes (JUDD *et al.* 2009) e as anteras biesporangiadas, cada teca com um esporângio (SOUZA *et al.* 2005).

Suas espécies são conhecidas popularmente como dente-de-cachorro, inhapecanga, japecanga, jupicanga, salsa-americana, salsa-de-espinho, salsaparrilha, salsaparrilha-das-boticas, entre outros nomes (Medeiros *et al.* 2007).

As contribuições mais recentes para a família compreendem os trabalhos de floras regionais como o da Reserva do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (Andreata & Wanderley 1984), Serra do Cipó (Andreata & Cowley 1987), Ilha do Cardoso (Andreata 1991), Pico das Almas (Andreata 1995), Reserva Ecológica de Macaé de Cima (Andreata 1996), Estado de São Paulo (Andreata 2003) e Reserva Biológica de Poço das Antas (Andreata 2006).

Apesar de ser um gênero bem definido, apresenta uma grande variabilidade morfológica, o que dificulta consideravelmente a delimitação de suas espécies. Sendo assim, o reconhecimento dos táxons só pode ser feito mediante a combinação de caracteres e do conhecimento da variabilidade do caule, ramos e folhas (Andreata 1997).

A diversidade biológica no município de Rio das Ostras ainda é pouco explorada (Andreata 2002).

Desta forma, o presente estudo tem por objetivo realizar coletas sistemáticas direcionadas ao grupo e elaborar uma sinopse comentada com base nos caracteres observados, fornecendo uma chave ilustrada de identificação das espécies e contribuindo para o conhecimento de *Smilax* nas restingas deste município.

Material e métodos

As saídas de campo foram realizadas no município de Rio das Ostras (Fig.1), Rio de Janeiro, latitude S 22°31'37" e longitude O 41°56'42", na faixa litorânea que compreende a Área de Proteção Ambiental (APA) da Lagoa do Iriry e a Área de Proteção Ambiental (APA) do Monumento Natural dos Costões Rochosos, assim como a Área de Relevante Interesse Ecológico (ARIE) Itapebussus.

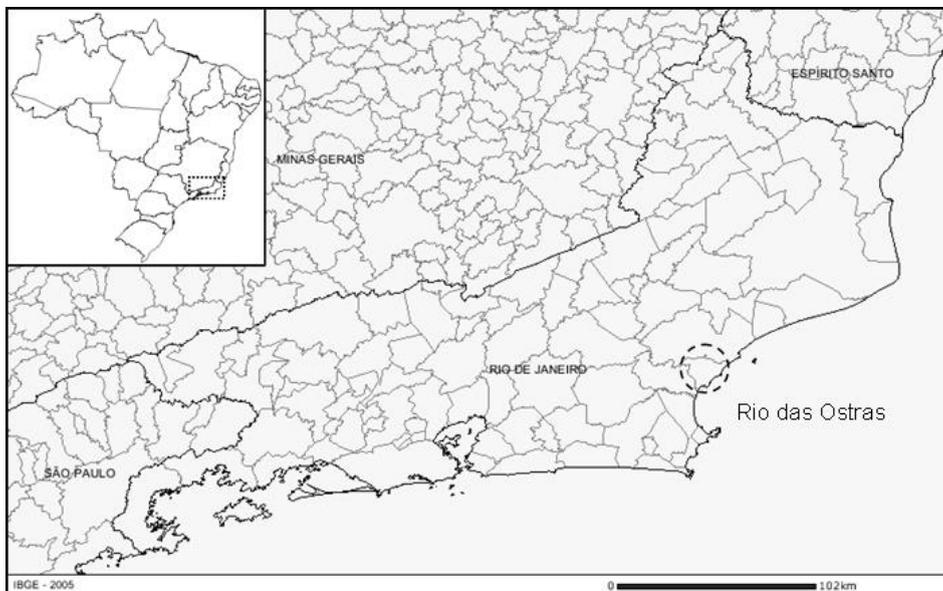


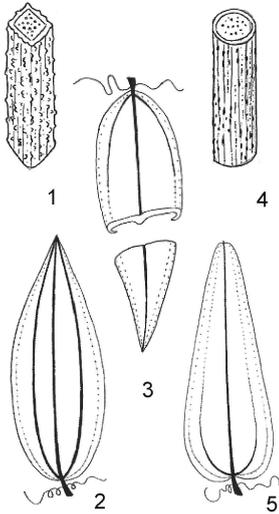
Figura 1 – Mapa de localização do município de Rio das Ostras, RJ, Brasil (fonte: IBGE)

As coletas direcionadas ao gênero, observações de floração e frutificação foram realizadas no período de maio a novembro do ano de 2009. O material coletado foi parte fixado em FAA 70% (Johansen 1940) para estudos morfológicos posteriores em laboratório e parte prensado no local. Os espécimes foram herborizados segundo as técnicas usuais em taxonomia, identificados e incorporados ao acervo do Herbário da Universidade Santa Úrsula (RUSU). Foram levantadas coleções de *Smilax* nos herbários do Rio de Janeiro, não havendo registros para a área.

São apresentadas breves descrições, material examinado, comentários e uma chave ilustrada para identificação das espécies com base em caracteres vegetativos.

Resultados

Chave para identificação das espécies de *Smilax* nas restingas de Rio das Ostras



1. Caule angular, verrucoso..... 1. *S. hilariana*
 1'. Caule cilíndrico, liso ou áspero
 2. Caule áspero; lâmina foliar ferrugínea quando seca4. *S.*
 2'. Caule liso; lâmina foliar esverdeada ou amarelo-
 esverdeada quando seca
 3. Lâmina foliar amarelo-esverdeada quando seca,
 margem revoluta 3. *S. remotinervis*
 3'. Lâmina foliar esverdeada quando seca, margem
 plana
 4. Lâmina foliar coriácea, 1º par de nervuras laterais
 acródomas proeminentes até o ápice2. *S. quinquenervia*
 4'. Lâmina foliar papirácea, 1º par de nervuras laterais
 acródomas inconspícuas em direção ao ápice
5. *S. Subsessiliflora*

1. *Smilax hilariana* A. DC.

Caule angular, verrucoso, com acúleos esparsos nos entrenós; ramos angulares e verrucosos. Lâmina foliar coriácea, esverdeada quando seca, ovada; ápice agudo, com apículo; base obtusa a cordada; margem plana, às vezes aculeada; nervação acródoma, três nervuras principais e duas inconspícuas. Botões e flores estaminadas e pistiladas de coloração vinosa. Bagas maduras arroxeadas a negras; sementes vinosas.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, Praia Virgem, 24-V-2008, A.O. *Dias Neto et al.* 44 (RUSU). Idem, Costa Azul, Praia Virgem. 01-VIII-2009, A.O. *Dias Neto & F. Palazzo* 151 (RUSU); Idem, Costa Azul, Praia Virgem. 01-VIII-2009, A.O. *Dias Neto & F. Palazzo* 153 (RUSU); Idem, Costa Azul, restinga da praia das Areias Negras, 15-VIII-2009, A.O. *Dias Neto et al.* 156 (RUSU); Idem, Costa Azul, restinga da praia das Areias Negras, 15-VIII-2009, A.O. *Dias Neto et al.* 157 (RUSU); Idem, Costa Azul, restinga da Praia da Tocolândia, 28-VIII-2009, A.O. *Dias Neto & F. Palazzo* 160 (RUSU).

Comentários: A floração foi observada nos meses de agosto a outubro e a frutificação nos meses maio, setembro, outubro e novembro.

As flores pistiladas e as estaminadas dos indivíduos procedentes de restinga até então não haviam sido coletadas, o que impedia, segundo Andreatta (1997), uma análise acurada dos exemplares coletados no estado do Rio de Janeiro nesse habitat. A espécie é melhor conhecida em certos ambientes de Minas Gerais e Bahia e carece de um estudo comparativo entre

as populações conhecidas ao longo da sua faixa de ocorrência, de modo a permitir uma melhor avaliação do táxon.

Segundo Medeiros *et al.* (2007), *S. hilariana* fazia parte do elenco das 19 espécies de *Smilax* utilizadas pelos boticários do Mosteiro de São Bento durante o século XIX.

2. *Smilax quinquenervia* Vell.

Caule cilíndrico, liso, com acúleos localizados nos nós; ramos cilíndricos e lisos. Lâmina foliar coriácea, escurecida quando seca, ovada; ápice agudo, com apículo; base arredondada; margem plana; nervação acródroma, 1º par de nervuras laterais proeminentes até o ápice. Flores e frutos não observados.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, restinga da Praia Virgem, 01-VIII-2009, A.O. *Dias Neto & F. Palazzo*150 (RUSU).

Comentários: É uma espécie de distribuição restrita à América do Sul. Encontra-se bem representada em ambientes florestais das regiões Sul e Sudeste do Brasil, alcançando até a Bahia (Andreata 1997).

Diferentes estudos evidenciam o uso medicinal desta planta. Segundo Peckolt (1936), a raiz possui atividade depurativa e anti-reumática, além de ter efeito diurético. Monteiro & Andreata (1997) observaram que os extratos brutos das folhas apresentam atividade analgésica significativa no modelo de contorções abdominais em camundongos.

3. *Smilax remotinervis* Hand.-Mazz.

Caule cilíndrico, liso, estriado, com acúleos esparsos nos nós e entrenós; ramos cilíndricos e lisos. Lâmina foliar papirácea, amarelo-esverdeada quando seca, ovado-lanceolada; ápice agudo, com apículo; base cuneada ou arredondada; margem revoluta; nervação acródroma, três nervuras principais e duas inconspícuas. Flores e frutos não observados.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, restinga da Praia Virgem, 15-VIII-2009, A.O. *Dias Neto et al.* 154 (RUSU).

Comentários: É uma espécie de ocorrência circunscrita ao território brasileiro. Concentra-se em diferentes habitats do Sudeste e expande sua área de distribuição para o norte chegando até a Bahia (Andreata 1997).

4. *Smilax rufescens* Griseb.

Caule cilíndrico, áspero, com acúleos esparsos nos entrenós; ramos cilíndricos ou angulares, ásperos ou lisos. Lâmina foliar coriácea, ferrugínea quando seca, ovada; ápice agudo a obtuso, com apículo; base obtusa ou levemente cordada; margem plana, às vezes aculeada; nervação acródroma, três nervuras principais e duas inconspícuas. Botões e flores estaminadas e

pistiladas de coloração esverdeada. Bagas maduras arroxeadas a negras; sementes avermelhadas.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, restinga de Itapebussus, 15-VIII-2009, A. O. *Dias Neto et al.* 158 (RUSU); Idem, Costa Azul, restinga da Praia da Tocolândia, 28-VIII-2009, A.O. *Dias Neto & F. Palazzo* 159 (RUSU); Idem, Costa Azul, restinga da Praia da Tocolândia, 28-VIII-2009, A.O. *Dias Neto & F. Palazzo* 161 (RUSU).

Comentários: A floração foi observada nos meses de agosto a novembro e a frutificação de agosto a novembro.

É uma espécie de ocorrência circunscrita ao território brasileiro e de ampla distribuição. É encontrada desde o Amazonas até Santa Catarina e ocorre, preferencialmente, nas restingas do Norte ao Sul do país (Andreata 1997).

Segundo Medeiros *et al.* (2007), *S. rufescens* pertencia ao elenco das 19 espécies de *Smilax* utilizadas pelos boticários do Mosteiro de São Bento durante o século XIX.

5. *Smilax subsessiliflora* Duham.

Caule cilíndrico, liso, com acúleos localizados nos nós e entrenós; ramos freqüentemente cilíndricos e lisos. Lâmina foliar papirácea, esverdeada quando seca, às vezes com máculas alvacentas, ovada; ápice agudo, com apículo; base arredondada a levemente cordada; margem plana, às vezes aculeada; nervação acródroma, três nervuras principais e duas inconspícuas. Botões e flores estaminadas de coloração esverdeada; botões e flores pistiladas de coloração vinosa. Bagas maduras arroxeadas a negras; sementes vinosas.

Material examinado: BRASIL: RIO DE JANEIRO: Rio das Ostras, Costa Azul, restinga da Praia Virgem, 01-VIII-2009, A.O. *Dias Neto & F. Palazzo* 152 (RUSU); Idem, Costa Azul, restinga da Praia das Areias Negras, 15-VIII-2009, A. O. *Dias Neto et al.* 155 (RUSU).

Comentários: A floração foi observada nos meses de setembro a novembro e a frutificação nos meses de agosto a novembro.

É uma espécie de ocorrência circunscrita ao território brasileiro e ampla distribuição. Concentra-se em diferentes habitats do Sudeste e expande sua área de distribuição para o norte alcançando até a Bahia (Andreata 1997).

Discussão e conclusões

A família Smilacaceae está representada nas restingas do município de Rio das Ostras por cinco espécies: *S. hilariana*, *S. quinquenervis*, *S. remotinervis*, *S. rufescens* e *S. subsessiliflora*. Trabalhos anteriores realizados por Seda (2001) e Braga (2004) citam apenas *S. rufescens* para o município.

As cinco espécies ocorrem na APA do Monumento Natural dos Costões Rochosos, sendo que *S. hilariana*, *S. rufescens* e *S. subsessiliflora* apresentam

populações maiores nesta região. Apenas *S. rufescens* ocorre na APA da Lagoa do Iriry e na ARIE Itapebussus.

A floração e frutificação das espécies foram observadas nos meses de agosto a novembro. As flores pistiladas e as estaminadas dos indivíduos de *S. hilariana* procedentes de restinga até então não haviam sido coletadas, o que permite uma melhor avaliação do táxon nesse hábitat, já que esta espécie é melhor conhecida para a região de Minas Gerais (Andreata 1997).

É importante ressaltar que *S. hilariana*, *S. rufescens* e *S. quinquenervia* possuem uso medicinal reportado em diferentes trabalhos (Peckolt 1936; Monteiro & Andreata 1997; Medeiros *et al.* 2007).

As espécies do presente trabalho são de distribuição circunscrita ao território brasileiro, exceto *S. quinquenervia* que também ocorre no Peru, sendo, portanto de distribuição exclusiva à América do Sul.

Tendo em vista que estão assinaladas sete espécies para as restingas do estado do Rio de Janeiro (Curty & Andreata com. pess.), este trabalho mostra a importância de Rio das Ostras, em especial da Área de Proteção Ambiental (APA) do Monumento Natural dos Costões Rochosos, no que diz respeito à diversidade taxonômica do gênero neste hábitat, evidenciando a necessidade de estudos taxonômicos posteriores e preservação da área.

Agradecimentos

Agradecemos aos curadores dos herbários visitados pela disponibilidade e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelas bolsas concedidas a Antônio de Oliveira Dias Neto (PIBIC/CNPq/USU) e a Regina H. P. Andreata (Produtividade de Pesquisa) e ao apoio financeiro recebido para realização de parte do trabalho (processo 473850/2006-0).

Referências Bibliográficas

- ANDREATA, R. H. P. 1991. Smilacaceae. In: Barros, F. et al. *Flora fanerogâmica da Ilha do Cardoso. Caracterização geral da vegetação e listagem das espécies ocorrentes*. São Paulo. Instituto de botânica, v. 1, p. 170-171.
- ANDREATA, R. H. P. 1995. Smilacaceae. In: Stannard, B. (Ed.). *Flora of Pico das Almas*. Royal Botanic Gardens, Kew, p. 770-772.
- ANDREATA, R. H. P. 1996. Smilacaceae. In: Lima, M. P. M. & Guedes-Bruni, R. R. (Org.). *Reserva Ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, RJ. Aspectos florísticos das espécies vasculares*, p. 433-440.
- ANDREATA, R. H. P. 1997. Revisão das espécies brasileiras do gênero *Smilax* Linnaeus (Smilacaceae). *Pesquisas, Botânica* 47: 5-243.
- ANDREATA, R.H.P.2002. O valor da biodiversidade no município de Rio das Ostras. In: Siqueira, J.C (coord). 2002. *Rio das Ostras Educação Ambiental: Resgate de valores ético-ambientais*. Ed. Loyola, p. 31-36.
- ANDREATA, R. H. P. 2003. Smilacaceae. In: Wanderley, M. G. L., Shepherd, G. J., Giulietti, A. M. & Melhem, T. S. (Eds.) *Flora fanerogâmica do Estado de São Paulo*, v.3. São Paulo. RiMa. 323-332.

- ANDREATA, R. H. P. 2006. Smilacaceae na Reserva Biológica de Poço das Antas, Silva Jardim, Rio de Janeiro, Brasil. *Rodriguésia* 57: 647-657.
- ANDREATA, R. H. P. 2009. A New Species of Smilax and a Key to All Species from Minas Gerais, Brazil. *Systematic Botany* 34: 28-31.
- ANDREATA, R. H. P. & COWLEY, J. 1987. Smilacaceae. In: Giulietti, A. M. et al. *Flora da Serra do Cipó, Minas Gerais: Caracterização e lista das espécies*. Bolm. Botânica, Univ. S. Paulo, v.9, p. 132.
- ANDREATA, R. H. P.; WANDERLEY, M. DAS G. L. 1984. Flora fanerogâmica do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (São Paulo, Brasil): 195 – *Smilacaceae*. *Hoehnea* 11: 114-118.
- BRAGA, H.N. 2004. *Levantamento das espécies fanerogâmicas da Praia Virgem, Município de Rio das Ostras, RJ*. Dissertação de Mestrado. PPG-Botânica, Museu Nacional, UFRJ, Rio de Janeiro.
- IBGE. *Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística*. 2005. Disponível em: <<http://mapas.ibge.gov.br/>> acesso em: 19/03/2010.
- JOHANSEN, D. A. 1940. *Plant Microtechnique*. New York, Mc Graw-Hill Book Co. 523 p. il.
- JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOG, E. A.; STEVENS, P. F. 1999. *Plant systematics. A phylogenetic approach*. Sinauer Associates, Sunderland. 1 ed. Library of Congress Cataloging in Publication Data, 564 p.
- MEDEIROS, M. F., VALLE L. S. & ANDREATA, R. H. P. 2007. Histórico e o uso de "Salsaparrilha" (*Smilax* spp.) pelos boticários no Mosteiro de São Bento. *Revista Brasileira de Biociências*. 5(1): 27-29.
- MONTEIRO, M. H. D. A. & ANDREATA, R. H. P. 1997. Pharmacological and botanical study of *Smilax quinquenervia* Vellozo (Smilacaceae) from Brazil. In: Rios, M. & Pedersen, H.B. (eds) 1997 - *Uso y manejo de recursos vegetales memorias del Segundo Simposio Ecuatoriano de Etnobotánica y Botánica Económica*. Ed. Abya-Yala. Quito. p. 384-395.
- PECKOLT, O. 1936. Sobre a planta produtora da Japecanga. *Revista Flora Medicinal* 2(9): 513-517.
- SEDA, L.F.P. 2001. *Padrões de distribuição geográfica das espécies da formação de ericácea, restinga de Itapebussus, Rio das Ostras, RJ*. (Dissertação de mestrado) Museu Nacional, UFRJ, Rio de Janeiro.
- SOUZA, R. C. O. S. de; DE TONI, K. L. G.; ANDREATA, R. H. P. & COSTA, C. G. 2005. Anatomia e vascularização das flores estaminadas e pistiladas de *Smilax fluminensis* steudel (Smilacaceae). *Rodriguésia* 56(87): 107-121.

EFEITO DA ESTERILIZAÇÃO SOBRE O ESTABELECIMENTO DA CULTURA *IN VITRO* DE *ROSMARINUS OFFICINALIS* LINN. (LAMIACEAE)

Daiane Trindade Costa¹
Annette Droste²

Abstract

Rosmarinus officinalis Linn. (rosemary), of the family Lamiaceae, is rich in aromatic essential oils and exploited due its pharmaceutical, aromatic and culinary properties. Seeds and nodal segments of rosemary were submitted to different conditions of surface sterilization and placed on Murashige & Skoog (MS) culture medium, with the aims of investigate the germination viability of seeds and determinate the best sterilization conditions of meristematic tissues for the in vitro production of plants. Two concentrations of sodium hypochlorite (NaClO) solution (0.5% and 1%) were tested for 10 minutes for seed sterilization, as well as the control (0% de NaClO), with further culture on MS medium. For the sterilization of nodal segments, two concentrations of NaClO (1 and 1.5%) were tested for 5, 10, 15, 20, 25 and 30 minutes. Further, 1% NaClO was tested (5, 10 and 15 minutes), with previous immersion in 70% ethylic alcohol. The nodal segments were individually cultivated in test tubes containing MS medium supplemented with 6-benzylaminopurine (BAP) and α -naphthaleneacetic acid (NAA). Contamination with fungi and bacteria, surviving of the explants as well as shoot formation were evaluated. On seeds, the minor contamination was observed applying 1% NaClO. Germination rate was very low (0.67%). The nodal segments submitted to sterilization for 1.0% NaClO with previous immersion in 70% ethylic alcohol for 10 and 15 minutes presented minor contamination rates (45 and 30%, respectively) and major surviving and shoot formation percentages (100 and 78.5%, respectively).

Key-words: in vitro germination, *Rosmarinus officinalis*, surface sterilization

Introdução

A espécie *Rosmarinus officinalis* Linn., conhecida popularmente por alecrim, é um subarbusto lenhoso da família Lamiaceae, originário da Região Mediterrânea da Europa. As folhas de *R. officinalis* são lineares, coriáceas, muito aromáticas e perenes. Suas flores, hermafroditas, encontram-se reunidas em espiguihas terminais azuladas ou lilás, pequenas e muito aromáticas (Lorenzi & Matos, 2002; Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, 2005).

¹ Graduanda em Ciências Biológicas, Laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais, Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS, CP 275, CEP 93022-000, São Leopoldo, Rio Grande do Sul, Brasil. E-mail: dtcosta@unisinis.br

² Doutora, Universidade do Vale do Rio dos Sinos, Avenida Unisinis 950, 93022-000 São Leopoldo, RS, Brasil / Centro Universitário FEEVALE, RS-239 2755, 93352-000 Novo Hamburgo, RS, Brasil. E-mail: annette@feevale.br

Além de sua utilização como cobertura vegetal para proteção contra erosão (Caruso *et al.*, 2000), a espécie é conhecida por suas propriedades nutricionais e medicinais. Dentre os benefícios, destacam-se suas propriedades antioxidantes, antissépticas, vasodilatadoras, diuréticas, antiespasmódicas, antibacterianas, antifúngicas, tônicas e estimulantes. Do ponto de vista fitoquímico, o alecrim produz flavonóides, flavonas metoxiladas e ácidos fenólicos, sobretudo derivados caféicos, tais como o ácido caféico, o ácido clorogênico e o ácido rosmarínico. O alecrim caracteriza-se, ainda, pela presença de diterpenos tricíclicos e triterpenos (Nascimento *et al.*, 2000; Packer & Luz, 2007).

A crescente importância do uso de extratos naturais de *Rosmarinus officinalis* na produção de compostos alimentares (Adegoke *et al.*, 1998; Chen *et al.*, 1999), bem como na indústria farmacêutica e de cosméticos (Mangena & Muyima, 1999), leva à preocupação com a segurança e qualidade dos produtos derivados. Genótipos com altas concentrações de metabólitos secundários devem ser selecionados e propagados, garantindo a eficiência do processo de extração destas moléculas (Hennig *et al.*, 2002).

Atualmente, os principais produtores de alecrim são a Europa e o norte da África. No Brasil, o cultivo encontra obstáculos, principalmente relacionados às condições climáticas. É uma espécie de difícil reprodução por sementes e intolerante a invernos úmidos, característicos da região Sul do Brasil. O valor medicinal e a dificuldade de obtenção de mudas justificam a importância do estudo de formas alternativas de propagação comercial para esta espécie, incluindo a micropropagação, visando selecionar linhagens de alta qualidade para o plantio extensivo e a extração adequada de fitofármacos.

A micropropagação é uma eficiente ferramenta para clonar plantas em escala comercial. Os explantes são cultivados assepticamente em meio de cultura, permitindo uma interação controlada entre fatores abióticos e bióticos, que pode dar origem a plantas geneticamente superiores multiplicadas massivamente. Diversos explantes podem ser utilizados para o início de uma propagação *in vitro* de uma planta, entretanto, procura-se selecionar explantes que contenham maior proporção de tecido meristemático ou que tenham maior capacidade de expressar totipotência, tais como gemas apicais, gemas axilares e sementes (Torres *et al.*, 2000; Andrade, 2002).

Diversos fatores influenciam no desenvolvimento da planta *in vitro*, como o genótipo da planta, o estágio de desenvolvimento do tecido doador do explante, a procedência dos explantes e as condições do meio de cultura. O meio de cultura contém boa parte da fonte de energia para a multiplicação do tecido vegetal, associando componentes, como fonte de carbono, nitrogênio, vitaminas e hormônios necessários para manter as divisões celulares e a proliferação dos explantes. A combinação desses componentes com as condições de luz, temperatura e recipiente da cultura é a base para a tecnologia da cultura de tecidos vegetais. Devido a isto, testes prévios devem

ser executados, com o objetivo de obter condições ótimas de cultura (Caldas *et al.*, 1998).

Um dos grandes obstáculos ao sucesso da cultura *in vitro* é a contaminação dos tecidos, que interfere negativamente no estabelecimento dos explantes, pois além de os microrganismos competirem por nutrientes, produzem toxinas que prejudicam o processo de regeneração. Para evitar a contaminação, é necessária a esterilização dos explantes com substâncias tais como etanos e compostos à base de cloro. Outros agentes desinfestantes incluem o cloreto de mercúrio, o ácido clorídrico, o cloreto de benzalcônio e o peróxido de hidrogênio, assim como ácidos e bases concentradas, alcoóis, como o isopropanol, e bases quaternárias, como o triquaternário de amônio, embora os mesmos sejam menos preferidos devido a seus efeitos tóxicos sobre os tecidos vegetais. O agente desinfestante mais comumente utilizado é o hipoclorito de sódio, que é uma solução aquosa alcalina com 10% de cloro ativo e cerca de 10-13 g/l de soda residual, produzido pela reação entre o cloro gás e uma solução de hidróxido de sódio. Na esterilização de sementes utiliza-se hipoclorito de sódio entre 0,5 e 1,0% de cloro ativo ou mesmo produto contido em alvejantes domésticos, usados na concentração de 1 a 1,5% do cloro ativo. Na esterilização de gemas, por sua vez, as concentrações das soluções desinfestantes podem variar muito, sendo inversamente proporcionais à sensibilidade do tecido. O álcool etílico é geralmente usado a 70% por alguns segundos e o hipoclorito de sódio é aplicado à concentração de 0,5 a 2,0% de cloro ativo por até 40 minutos (Torres *et al.*, 2000). Para melhorar o contato das soluções à base de cloro aos tecidos vegetais, geralmente são adicionadas algumas gotas de detergente. O Tween 20 é o detergente mais utilizado em concentrações de 0,01 a 0,05% (v/v), apesar de os detergentes líquidos para uso doméstico também apresentarem um bom resultado (Torres *et al.*, 2000).

As adequações da concentração do agente desinfestante e do tempo de exposição do tecido variam enormemente de acordo com a espécie e a sensibilidade do tecido, exigindo cuidadosos testes para o estabelecimento de protocolos específicos (Montarroyos, 2000). A maior dificuldade está em atingir a concentração ideal do agente desinfestante, de modo a obter amostras descontaminadas sem conduzi-las à morte quando isoladas (Grattapaglia & Machado, 1998).

Especificamente, para *Rosmarinus officinalis*, um número restrito de publicações isoladas tem sido dedicado à propagação *in vitro*, entre as quais se destacam os trabalhos de Misra & Chaturvedi (1984), Komali & Shetti (1998), Caruso *et al.* (2000) e Hennig *et al.* (2002). Entretanto, tais trabalhos apresentam protocolos pouco detalhados, além de serem específicos para genótipos adaptados a ambientes europeus e asiáticos.

Os objetivos deste trabalho foram investigar a viabilidade de germinação de sementes industrializadas *in vitro* e determinar as condições ideais de esterilização de segmentos nodais de plantas doadoras adaptadas às

condições climáticas do Rio Grande do Sul, para contribuir com o estabelecimento de um protocolo de micropropagação de *Rosmarinus officinalis*.

Material e Métodos

Esterilização e estabelecimento da cultura in vitro de sementes

As sementes de *Rosmarinus officinalis* foram adquiridas de uma empresa que atua na pesquisa, produção e comercialização de insumos e serviços para horticultura, floricultura, fruticultura e paisagismo. As sementes são previamente tratadas com o fungicida Thiram® (dissulfeto terametil-tiuram) 1,5g/kg de sementes. Conforme instruções da empresa, as sementes foram mantidas a 4°C durante sete dias antes da semeadura, condição que induz a quebra da dormência.

Foram realizados três tratamentos de esterilização, utilizando solução de hipoclorito de sódio (NaClO) a 0% (controle), 0,5% e 1%, com 200 sementes cada, totalizando 600 sementes. As sementes foram imersas na solução de NaClO (0,5 e 1%) ou na água destilada (0% de NaClO) durante 10 minutos, após o que foram lavadas quatro vezes em água destilada estéril e distribuídas, em conjuntos de 10, em placas de petri contendo 25 ml do meio MS (Murashige & Skoog, 1962), composto por sais e vitaminas de MS, 2% de sacarose, 0,4% de Phytigel™ e pH 6,0. As placas etiquetadas foram mantidas em câmara de germinação tipo B.O.D., à temperatura de 25°C ±2°C. Para cada tratamento, metade das placas foi mantida no escuro durante 10 dias (placas envoltas em papel alumínio), e o restante foi exposto ao fotoperíodo de 16 horas de luz, com intensidade luminosa de 110 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Para que todas as placas recebessem intensidade luminosa semelhante, as suas posições foram trocadas duas vezes por semana.

A avaliação da contaminação das sementes por fungos e bactérias ocorreu aos sete e 14 dias após o início da cultura. A germinação foi avaliada após 45 dias em cultura.

Esterilização e estabelecimento da cultura in vitro de segmentos nodais

Os segmentos nodais de *Rosmarinus officinalis* foram obtidos de uma planta cultivada em ambiente externo. Os explantes foram lavados em água corrente com detergente, enxaguados em água destilada e submetidos à esterilização. Diferentes concentrações de NaClO, com ou sem lavagem prévia com álcool etílico a 70%, além de diferentes tempos de exposição dos explantes ao NaClO foram testados, sob condições assépticas, conforme Tabela 1. Ao final do tratamento, os explantes foram lavados quatro vezes em água destilada estéril.

Cada segmento nodal com folhas foi transferido para um tubo de ensaio contendo 10 ml de meio MS (Murashige & Skoog, 1962), composto por sais e vitaminas de MS, 0,5 mg/l de 6-benzilaminopurina (BAP), 0,1 mg/l de

ácido α -naftalenoacético (NAA), 2% de sacarose, 4% de PhytigelTM e pH 6,0. Os tubos etiquetados foram mantidos em câmara de germinação tipo B.O.D., à temperatura de 25°C \pm 2°C.

A avaliação da contaminação por fungos e bactérias foi realizada ao final de 30 dias *in vitro*, sendo que a sobrevivência dos explantes e a formação de brotos foram avaliadas após 45 dias de cultura. Para a análise estatística foram considerados três grupos (Tabela 1). Cada tratamento consistiu de 20 repetições, sendo considerado como repetição o tubo contendo um explante. Para comparar os grupos em relação à porcentagem de contaminação e à formação de brotos a partir dos explantes, foi utilizado o teste do Qui-quadrado de associação. Os resíduos ajustados padronizados (diferenças ajustadas entre frequências observadas e esperadas) foram analisados, para identificar diferenças entre grupos. O teste do Qui-quadrado ainda foi utilizado para comparar os tratamentos dentro do Grupo 1, pelo fato de este grupo ter se destacado positivamente dos demais. Também neste caso, os resíduos ajustados foram analisados, para detectar diferenças entre tratamentos.

Tabela 1- Protocolos de esterilização aplicados aos segmentos nodais de *Rosmarinus officinalis*.

Grupo	Tratamento	Álcool 70%	NaClO (%)	Tempo de exposição (min)
Grupo 1	1	sim	1	5
	2	sim	1	10
	3	sim	1	15
Grupo 2	4	não	1	5
	5	não	1	10
	6	não	1	15
	7	não	1	20
	8	não	1	25
	9	não	1	30
Grupo 3	10	não	1,5	5
	11	não	1,5	10
	12	não	1,5	15
	13	não	1,5	20
	14	não	1,5	25
	15	não	1,5	30

Resultados e Discussão

Esterilização e estabelecimento da cultura *in vitro* de sementes.

Os dados referentes à esterilização de sementes após sete dias, bem como os dados referentes à germinação após 45 dias em cultura são apresentados na Tabela 2. Este experimento foi conduzido com o objetivo de testar a capacidade de germinação das sementes, utilizando, para tanto, sementes industrializadas e tratadas previamente com agente fungicida. Nas condições de cultivo *in vitro* testadas, o tratamento com o fungicida Thiram® se mostrou ineficiente, uma vez que 100% das placas apresentaram

contaminação por fungos, independente das condições de luz. Numericamente, o tratamento com 1,0% de NaClO durante 10 minutos proporcionou a menor quantidade de placas contaminadas (10%), tanto no claro, como no escuro, identificando esta concentração do agente desinfestante como a mais eficiente. A contaminação de placas aos 14 dias não apresentou diferença em relação à contaminação aos sete dias, mostrando que o maior crescimento de fungos e bactérias ocorreu na primeira semana da cultura. Para outras espécies da família Lamiaceae, resultados semelhantes foram encontrados em publicações. No trabalho de Lima *et al.* (2004), a solução de 1% de NaClO, durante 15 e 20 minutos, levou a uma menor porcentagem de contaminação de sementes de *Thymus vulgaris* L.. Para *Melissa officinalis* L., sementes foram desinfestadas com sucesso utilizando 0,8% de NaClO durante 20 minutos (Reis *et al.*, 2008). Em ambos os trabalhos, a porcentagem de germinação foi considerada satisfatória, o que se deve, provavelmente, ao fato de terem sido utilizadas plantas cultivadas em casa de vegetação como doadoras das sementes.

Do total de 600 sementes, apenas quatro germinaram, o que equivale a 0,67%. Uma porcentagem semelhantemente baixa já havia sido observada anteriormente (dados não publicados). Porcentagens dessa ordem inviabilizam o uso de sementes industrializadas para o estabelecimento da cultura *in vitro*, principalmente quando o objetivo é a produção de um grande número de plantas. Uma desvantagem adicional do uso de sementes é a sua natureza genética heterogênea, que é indesejável em trabalhos em que se busca a multiplicação de genótipos selecionados.

Não foram encontrados trabalhos bibliográficos sobre germinação de sementes de alecrim, o que impede a comparação de resultados e também aponta para a dificuldade e a falta de aplicabilidade do uso deste tipo de material.

Tabela 2. Contaminação por fungos e bactérias (após sete dias) e número de sementes germinadas (após 45 dias) tratadas com diferentes concentrações de NaClO e em diferentes condições de luminosidade.

NaClO (%)	Luz	Total de placas*	Placas com contaminação	Número de sementes germinadas
0	escuro	10	10	0
0	claro	10	10	0
0,5	escuro	10	1	0
0,5	claro	10	5	2
1	escuro	10	1	1
1	claro	10	1	1

*Cada placa continha 10 sementes.

Esterilização e estabelecimento da cultura *in vitro* de segmentos nodais

Os segmentos nodais foram divididos em grupos, de acordo com os processos de esterilização aplicados (Tabela 1). A porcentagem de contaminação variou entre grupos ($\chi^2=36,578$; $df=2$; $p<0,001$), tendo sido, em

média, de 48,3, 86,7 e 82,5%, respectivamente, nos Grupos 1, 2 e 3 (Figura 1). Uma subsequente análise dos resíduos ajustados mostrou haver diferença significativa do Grupo 1, que apresentou menor contaminação, em relação aos demais. Este grupo foi formado pelos explantes tratados com álcool etílico a 70% antes da esterilização com NaClO.

Dentro do grupo 1 (explantes tratados com álcool etílico e NaClO), os tempos de esterilização (T1-T3) apresentaram associação com a contaminação ($\chi^2=6,541$; $df=2$; $p=0,038$), havendo uma relação inversa entre o tempo e a porcentagem de contaminação. Quando os explantes foram expostos a NaClO durante 15 minutos, a contaminação foi significativamente menor (30%) do que nos explantes expostos por 5 minutos (70%), de acordo com a análise dos resíduos ajustados. Nos tratamentos dentro de cada um dos outros dois grupos, pôde ser visualmente observada a mesma tendência. Nestes grupos, os menores tempos de esterilização (5 e 10 minutos) inclusive levaram a 100% de explantes contaminados, o que se deve, provavelmente, à não utilização do álcool etílico. Hennig et al. (2002), testando dois genótipos de *Rosmarinus officinalis* observaram porcentagens de germinação de 10 a 90%, variação que foi atribuídas a diferentes graus de infestação das plantas doadoras obtidas de ambientes externos. Os autores trataram os explantes nodais com 8% de NaClO durante três minutos. Em *Lippia sidoides* Cham., a contaminação dos explantes foi reduzida com a imersão em solução NaClO a 0,8% em diferentes tempos de imersão (8, 12, 16 e 20 min), sendo que a contaminação variou de 33,7% a 50,6%. Segundo os autores, apesar de não terem sido observadas diferenças significativas entre tratamentos, numericamente os tempos de imersão de 12 e 16 minutos proporcionaram menores porcentagens de contaminação, enquanto que o aumento do tempo de 16 para 20 minutos induziu a redução do número de brotos formados de 1,52 para 1,22, do número de folhas por explante de 2,62 para 1,81 e do número de folhas por brotos de 1,70 para 1,24 (Costa et al., 2007). Por sua vez, em *Salvia officinalis* L., o melhor resultado de esterilização de explantes foi obtido em tratamento que consistiu na imersão em álcool 70% por 3 minutos e em hipoclorito de sódio 20% (solução comercial, contendo 2% cloro ativo) por 30 minutos (Lima et al., 2008). Zigiotto (2007) testou diferentes concentrações de NaClO comercial e constatou que o uso deste a 20% (2% de cloro ativo) por 45 minutos induziu alta taxa de oxidação nos explantes nos primeiros cinco dias da cultura, levando à morte de todos os explantes. O uso de NaClO a 20% por 30 minutos promoveu menor infestação de fungos e bactérias, porém a taxa de sobrevivência foi de 33,33%, considerada relativamente baixa para micropropagação.

O NaClO é mais comumente usado em concentrações de 0,5 a 2,0% de cloro ativo, em diferentes tempos, de acordo com a consistência do tecido. O tempo de imersão pode chegar até 40 minutos, no caso de tecidos lignificados. Concentrações mais altas de NaClO, tais como 6%, e tratamentos

de até 60 minutos têm sido utilizados somente para a desinfestação de explantes com várias camadas de tecidos, como frutos intactos, visando à extração de sementes (Grattapaglia & Machado, 1998; Torres *et al.*, 2000).

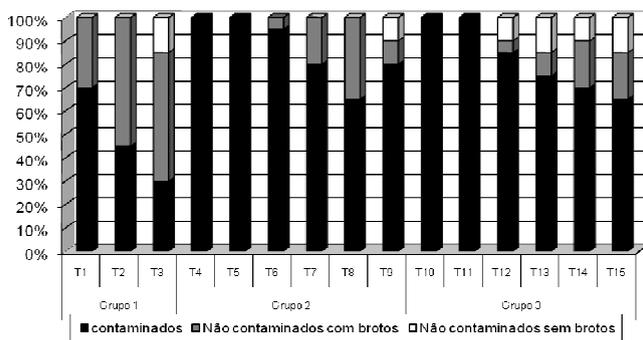


Figura 1: Influência da esterilização sobre a contaminação de segmentos nodais e a capacidade de formação de brotos *in vitro* de *Rosmarinus officinalis*.

Nos testes apresentados neste trabalho, a contaminação fúngica e bacteriana foi considerada alta (mínimo de 30%), fazendo-se, ainda, necessários testes com outros desinfestantes tais como o cloreto de mercúrio e o cloreto de benzalcônio. O cloreto de mercúrio ($HgCl_2$) é tóxico aos tecidos, por isso sendo utilizado em concentrações inferiores aos de NaClO. Misra & Chaturvedi (1984) usaram solução de $HgCl_2$ a 0,1% para a desinfestação de segmentos nodais de *Rosmarinus officinalis*. O cloreto de benzalcônio agride menos os tecidos, e pode ser usado a concentrações semelhantes aos de NaClO (Torres *et al.*, 2000).

Uma semana após a iniciação da cultura *in vitro*, os explantes de todos os grupos apresentavam-se com coloração marrom, estando aparentemente necrosados. Um maior número de segmentos nodais marrons pôde ser observado no Grupo 1, levando a concluir, inicialmente, que o estresse fisiológico destes explantes teria sido maior e causado pelo uso combinado de álcool etílico e NaClO. No entanto, a partir de 30 dias, pôde ser observado o surgimento de brotos nos meristemas dos segmentos nodais, evidenciando a vitalidade de tais tecidos. Os tecidos meristemáticos permanecem protegidos da ação direta dos agentes utilizados para esterilização pelas bases das folhas presentes nos segmentos nodais, o que pode contribuir com a sua capacidade de sobrevivência ao estresse do processo. No trabalho de Hennig *et al.* (2002), os segmentos nodais de *Rosmarinus officinalis* apresentaram cerca de 30% de sobrevivência aparente após 14 dias e menos de 10% após 28 dias, após o que o experimento foi concluído. Em um segundo experimento, os autores mantiveram os tecidos durante mais tempo em cultura, obtendo brotos ao final de 56 dias, o que mostra a importância de manter os explantes, mesmo

aparentemente necrosados, *in vitro* por um tempo mais prolongado, para permitir o desenvolvimento de brotos.

Após 45 dias *in vitro*, os segmentos nodais não contaminados foram avaliados quanto à capacidade de formação de brotos. Entre os explantes não contaminados, a proporção de explantes com brotos e explantes sem brotos variou significativamente entre grupos ($\chi^2=11,594$; $df=2$; $p=0,003$). Enquanto houve produção de brotos em 90% dos segmentos nodais não contaminados tratados com álcool etílico a 70% e 1% de NaClO (Grupo 1) e em 87,5% dos explantes não contaminados tratados com 1% de NaClO sem álcool (Grupo 2), apenas 52,4% dos explantes tratados com 1,5% de NaClO (Grupo 3) formaram brotos. No Grupo 2, apesar da alta porcentagem de brotamento, o número de explantes com brotos não foi expressivo, devido à baixa porcentagem de explantes não contaminados (12,5%). Devido a isto, o tratamento com 1% de NaClO sem álcool etílico não pôde ser considerado adequado para a produção de brotos. Hennig *et al.* (2002) obtiveram, no máximo, 40% de explantes de alecrim com capacidade de regeneração, embora a maior parte de tais tecidos tenha morrido nas etapas seguintes da cultura *in vitro*, inviabilizando a continuidade do processo.

Avaliando cada grupo de forma independente, observou-se que nos maiores tempos testados, houve segmentos nodais incapazes de produzir brotos (Figura 1). Tal fato se tornou especialmente evidente no Grupo 3, em que a maior concentração de NaClO associada a 15-30 minutos de esterilização levou a cerca de 10% de explantes sem brotos. Também neste caso, atribui-se o fato ao crescente estresse fisiológico sofrido pelos tecidos durante o processo de esterilização.

De maneira geral, pode-se afirmar que, dentre os processos de esterilização testados, o uso combinado de álcool etílico a 70% e 1% de NaClO mostrou-se mais eficiente, levando às menores porcentagens de contaminação e às maiores porcentagens de segmentos nodais sobreviventes com formação de brotos (média de 90%). Utilizando esta combinação de agentes desinfestantes, os tempos mais adequados foram 10 e 15 minutos.

Agradecimentos: À Universidade do Vale do Rio dos Sinos e ao Centro Universitário Feevale pela subvenção.

Referências Bibliográficas

- ADEGOKE, G.O.; KUMAR, M. V.; GOPALAKRISHNA, A. G.; VARADAJ, M. C.; SAMBAIAH, K. & LOKESH, B.R. 1998. Antioxidants and lipid oxidation – a critical appraisal. *Journal of Food Science Technology* 35: 283-298.
- ANDRADE, S. R. M. 2002. Princípios da Cultura de Tecidos Vegetais. Documentos. *Embrapa Cerrados* 58: 1-14.
- CALDAS, L. S.; HARIDASAN, P. & FERREIRA, M. E. 1998. Meios nutritivos. In: TORRES, A C.; CALDAS, L. & BUSO, J. A. (ed.) *Cultura de tecidos e transformação genética de plantas*. Brasília: EMBRAPA-CNPq, v.1, p. 87-132.

- CARUSO, J. L.; CALLAHAN, J.; DECHANT, C.; JAYASIMHULU, K. & WINGET, G. D. 2000. Carnosic acid in green callus and regenerated shoots of *Rosmarinus officinalis*. *Plant Cell Reports* 19: 500-503.
- CHEN, Y.; ZHU, N. Q.; LO, C. Y.; WANG, M. F. & HO, C. T. 1999. Process-induced health-promoting substances in foods. *Food Revue International* 15: 473-501.
- COSTA, A. S.; ARRIGONI-BLANK, M. F.; BLANK, A. F.; MENDONÇA, A. B.; AMANCIO, V. F. & LEDO, A. S. 2007. Estabelecimento de alecrim-pimenta *in vitro*. *Horticultura Brasileira* 25: 68-72.
- FUNDAÇÃO ZOOBOTÂNICA DO RIO GRANDE DO SUL. 2005. *Guia do Jardim Botânico de Porto Alegre*. Porto Alegre: Jardim Botânico de Porto Alegre.
- GRATTAPAGLIA, D. & MACHADO, M. A. 1998. Micropropagação. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S. & BUSO, J. A. (ed). *Cultura de tecidos e transformação genética de plantas*. Brasília: EMBRAPA-CNPq, v. 1, p. 183-260.
- HENNIG, F.; KADNER, R.; JUNGHANN, W. & SEYRING, M. 2002. Einsatz des *in vitro*-Screenings zur schnellen Erarbeitung einer Massenvermehrungsmethode von *Origanum vulgare* Genotypen. *Zeitschrift für Arznei- und Gewürzpflanzen* 5: 160-164
- KOMALI, A. S. & SHETTY, K. 1998. Comparison of the growth pattern and rosmarinic acid production in rosemary (*Rosmarinus officinalis*) shoots and genetically transformed callus cultures. *Food Biotechnology* 12: 27-41.
- LIMA, C. S. M.; SANTOS L. S.; SCHMITZ, D. D.; BEDUHN, F. A. & BRAGA, E. J. B. 2004. Estabelecimento e multiplicação *in vitro* de tomilho (*Thymus vulgaris* L.) In: *XIII Congresso de Iniciação Científica UFPel*, Pelotas.
- LIMA, G. P. P.; ZIGIOTTO, D. C. & TAKAKI, M. 2008. Micropropagação de *Salvia officinalis* L. com avaliação do teor de fenóis totais e atividade antioxidante. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais* 10: 75-82.
- LORENZI, H. & MATOS, F. J. A. 2002. *Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas*. Nova Odessa: Instituto Plantarum.
- MANGENA, T & MUYIMA, N. Y. O. 1999. Comparative evaluation of the antimicrobial activities of essential oils of *Artemisia afra*, *Pteronia incana* and *Rosmarinus officinalis* on selected bacteria and yeast strains. *Letters of Applied Microbiology* 28: 291-296.
- MISRA, P. & CHATURVEDI, H. C. 1984. Micropropagation of *Rosmarinus officinalis* L.. *Plant Cell Tissue and Organ Culture* 3: 163-168.
- MONTARROYOS, A. V. V. 2000. Contaminação *in vitro*. *Associação Brasileira de Cultura de Tecidos de Plantas - Notícias* (36/37): 5-10.
- MURASHIGE, T. & SKOOG, F. A. 1962. Revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum* 15: 473-479.
- NASCIMENTO, G. G. F. ; LOCATELLI, J.; FREITAS, P. C. & SILVA, G. L. E. 2000. Antibacterial activity of plant extracts and phytochemical on antibiotic-resistant bacteria. *Brazilian Journal of Microbiology* 31: 247-256.
- PACKER, J. F. & LUZ, M. M. S. 2007. Método para avaliação e pesquisa da atividade antimicrobiana de produtos de origem natural. *Revista Brasileira de Farmacognosia*. 17: 102-107.
- REIS, E. S.; PINTO, J. E. B. P.; ROSADO, L. D. S. & CORRÊA, R. M. 2008. Influência do meio de cultura na germinação de sementes *in vitro* e taxa de multiplicação de *Melissa officinalis* L. *Revista Ceres* 55: 160-167.
- TORRES, A. C.; FERREIRA, A. T.; SÁ, F. G.; BUSO, J. A.; CALDAS, L. S.; NASCIMENTO, A. S.; BRIGIDO, M. M. & ROMANO, E. 2000. *Glossário de Biotecnologia vegetal*. Brasília: Embrapa Hortaliças.
- ZIGIOTTO, D. C. 2007. *Compostos fenólicos e atividade antioxidante em plantas Salvia officinalis* (L) *micropropagadas*. (Dissertação de Mestrado) Universidade Estadual Paulista. 54 p.

IMPACTOS DAS MUDANÇAS CLIMÁTICAS NA BIODIVERSIDADE

Josafá Carlos de Siqueira SJ¹

Abstract

In the present paper the author discusses the consequences of the impacts on global climatic changes for the biodiversity, based in the data of some scientists. Ethical considerations about the problem are treated at the end of the article, considering the impacts on the biomes and biodiversity.

Key words: Climatic changes, impacts, biodiversity

Resumo

No presente trabalho o autor discute as consequências e os impactos das mudanças climáticas globais para a biodiversidade, fundamentados em dados científicos de alguns pesquisadores. Considerações éticas sobre a problemática são abordadas no final do artigo, levando em consideração os impactos sobre os biomas e a biodiversidade.

Palavras-chave: Mudanças climáticas, impactos, biodiversidade.

As mudanças climáticas são realidades que não podem ser ignoradas, pois além dos dados das ciências relacionadas com o clima e a biodiversidade, existem fatos concretos que estão sendo vivenciados por todos os países do mundo, atingindo escalas globais, regionais e locais. Os acontecimentos dramáticos das mudanças climáticas como enchentes, ondas de calor e frio, furacões, tornados etc, afetam a todos os povos, com fortes repercussões e perdas sociais e ecossistêmicas.

Para as pessoas que acreditam no eterno retorno, princípio que fazia parte da cosmovisão grega, as mudanças climáticas são apenas repetições de ciclos que já aconteceram em outros momentos da história da terra. Com isso, acabam relativizando todas as evidências que demonstram que essas mudanças não são apenas repetições de ciclos passados, mas fatos recentes condicionadas por outros fatores. A mentalidade da sociedade moderna apoiada em sérios estudos científicos e o contínuo crescimento planetário da consciência socioambiental, tem, nos dias atuais, dificuldades em aceitar os princípios da velha teoria do eterno retorno de ciclos biológicos e climáticos que exclui a responsabilidade humana das ações insustentáveis e ecologicamente incorretas, colocando em risco o equilíbrio da Terra.

Ninguém pode negar que essas variações climáticas estiveram sempre presentes ao longo da história geológica da vida, transformando ecossistemas, extinguindo espécies e configurando a paisagem para a ocupação e evolução

¹Professor e pesquisador do Departamento de Geografia e Meio Ambiente PUC-Rio. Rua Marquês de São Vicente, 389, Gávea – 22451-041. Rio de Janeiro, RJ, Brasil. E-mail: josafa@puc-rio.br

de novos seres vivos. Também não podemos esquecer que o surgimento de muitas civilizações foi condicionado por momentos de certa estabilidade climática na terra. No passado, mesmo antes da presença humana sobre a face da terra, as mudanças climáticas ocorreram dentro de uma paisagem ecossistêmica mais íntegra e, por vezes, em processos de transformação e evolução. A grande diferença hoje, comparada com outros períodos e eras geológicas, é que as atuais mudanças climáticas ocorrem num contexto de biomas e ecossistemas profundamente alterados e fragmentados, sem a menor possibilidade de evolução e expansão. Esses desequilíbrios entre clima e regimes naturais e ecológicos, condicionados por muitos fatores relacionados com as atividades antrópicas, provocam uma série de conseqüências danosas e destrutivas para a sociedade, os ecossistemas e a biodiversidade.

Como são muitos os fatores que interferem nas mudanças planetárias, especialistas em climatologia preferem não colocar a culpabilidade unicamente no clima, substituindo a terminologia de mudanças climáticas por mudanças globais. Esses mesmos estudiosos reconhecem o fato de que as mudanças climáticas ou globais são naturais na história geológica do planeta, mas, por outro lado, afirmam que as atividades humanas insustentáveis aceleram o processo, sobretudo quando existem dados que comprovam o aumento progressivo da temperatura dentro de medições em escalas longevas. Como sabemos, se de um lado o fator climático condiciona a evolução e adaptação da biodiversidade, por outro, a rapidez das mudanças climáticas, relacionadas com o aquecimento global e o efeito estufa, é também um condicionante que dificulta os processos evolutivos e adaptativos de inúmeras formas de vida.

Além dos diversos fatores oriundos das rápidas mudanças climáticas, gostaríamos de acentuar, no presente artigo, a relação profunda dessas mudanças com a paisagem e a biodiversidade.

William Laurance (2009), numa recente conferência no Brasil, mostrou, a partir de fatos concretos, que o aumento de temperatura tem provocado impactos maiores na biodiversidade dos trópicos, pois em algumas regiões, há pouca variação térmica, diminuindo o poder de manobra dos processos adaptativos. O mesmo se aplica em áreas de maior altitude, onde a biodiversidade se encontra limitada sua expansão pelas alterações climáticas e antrópicas, aumentando o risco de extinção de muitas espécies. Segundo o conferencista, muitos outros fatores estão relacionados com a elevação da temperatura, a saber: o aumento de vírus patógenos, que tem levado à extinção de cerca de 100 espécies nos Andes; a diminuição da taxa de crescimento de algumas árvores em Costa Rica, que acabam gastando muito energia, afetando assim a produção de hormônio de crescimento; a absorção excessiva de CO₂ que tem levado ao aumento de cipós e espécies pioneiras, afetando as espécies clímax etc.

Thomas Lovejoy (2009), biólogo conhecido no cenário internacional, afirma que as mudanças climáticas têm afetado profundamente a

biodiversidade terrestre e marinha. Os oceanos estão ficando mais ácidos e provocando um processo de deterioração de corais e conchas de moluscos. A migração de pássaros tem ocorrido mais cedo do que no passado. Alguns grupos de borboletas, na medida em que os ambientes mais baixos estão ficando mais alterados, procuram migrar para lugares mais altos. Algumas espécies de coníferas estão atualmente mais vulneráveis aos ataques de besouros, diminuindo assim o tempo de vida. Por vez, vem ocorrendo também uma dessincronização dos ciclos fenológicos das plantas e dos animais, além de mudança nos ciclos reprodutivos.

O aumento de temperatura, provocado pelo efeito estufa, tem como causa principal a concentração de CO₂ na atmosfera, sobretudo após a revolução industrial pela queima do carvão e do petróleo. O geólogo J.M.Fleury (2009), afirma que a massa de carbono lançada na atmosfera no período do Jurássico e Cretáceo foi gradativamente soterrada pela recomposição natural do meio ambiente durante milhões de anos. Atualmente temos utilizado de maneira descontrolada esta massa de carbono soterrada, transformada em combustíveis fósseis, como carvão mineral e petróleo. Esta ambição desmedida é que tem provocado o aquecimento global, além de outros fatores como as queimadas e a destruição de biomas e ecossistemas. Dentre as inúmeras conseqüências dessa excessiva e crescente concentração de CO₂, é importante lembrar alguns impactos que vem ocorrendo sobre a biodiversidade.

O ecólogo Thomas Lewinsohn (2009), professor do Departamento de Ecologia da UNICAMP, nos mostra alguns dados referentes às conseqüências do aumento de Dióxido de Carbono em comunidades vegetais e animais. Segundo ele, o CO₂ aumenta o ranking competitivo das plantas, beneficia alguns predadores e parasitas, altera a dinâmica das microrrhizas e provoca uma dessincronização no processo de polinização, pois com as alterações do período de floração das plantas, os insetos polinizadores não acompanham essa mudança de ritmo. Com isso, podemos imaginar algumas conseqüências como, por exemplo, a redução na produção de frutos e sementes.

Observações que estamos atualmente realizando em espécies arbóreas plantadas em espaços urbanos vêm demonstrando que as mudanças climáticas recentes têm alterado o ritmo de crescimento de espécies nativas. As dessincronias no período de floração é algo que também tem sido considerado, pois algumas espécies de ipês (*Tabebuia* spp), plantadas em ruas e praças na cidade do Rio de Janeiro, estão florescendo tardiamente, produzindo número menor de frutos.

Fearnside (2009), estudando o clima na floresta amazônica, verificou que um provável aumento de temperatura poderá diminuir as chuvas naquela região, afetando profundamente a floresta. Outro fator significativo é o aquecimento progressivo da água no Atlântico sul, pois isso aumentará a probabilidade de seca na Amazônia. Estudo de bordas florestais da Amazônia

revela uma mudança no microclima local, tendo como consequência um aumento do índice de mortalidade de árvores mais adultas e elevadas.

A redução e perda do patrimônio ecossistêmico, agravadas pelas mudanças climáticas, estão relacionadas também com a bioinvasão, pois o aumento de temperatura tem favorecido a expansão global de espécies animais e vegetais tidas como invasoras exóticas. Ziller (2005) mostrou que as espécies exóticas invasoras têm não apenas um poder maior de adaptação em outros ambientes, mas também uma capacidade de dominância sobre a diversidade biológica nativa, alterando as características básicas dos ambientes naturais e modificando os processos ecológicos interativos. Distante dos seus ambientes de origem e livres de processos competitivos e predatórios, essas espécies exóticas invasoras encontram condições mais favoráveis para a expansão, sobretudo em áreas antropicamente modificadas.

Siqueira (2008), analisando os possíveis impactos do aquecimento global sobre a vegetação e a flora, afirma que diante dos fatos que comprovam as mudanças climáticas não se pode eticamente pensar a conservação da biodiversidade local e global numa escala de longo prazo. Ao contrário, é necessário buscar alternativas em curto prazo, garantindo assim a sobrevivência de nossos atuais biomas e as espécies que estão relacionadas com eles, sobretudo, aquelas que se encontram mais vulneráveis e ameaçadas pelos sucessivos processos de destruição da natureza.

A conclusão a que chegamos, diante de tantas evidências e estudos científicos por parte de pesquisadores na área do clima e da biodiversidade, é que a situação é mais preocupante do que se imagina. Não é possível mais ignorar as evidências das mudanças climáticas e suas consequências para a sociedade e a biodiversidade. Se queremos realmente buscar soluções sustentáveis para o planeta, temos que levar a sério os dados e as previsões científicas, procurando agregá-los nas políticas públicas e nos acordos signatários das nações.

Dados os impactos que já provocamos nas relações interativas do planeta, nos restam agora três alternativas inescapáveis: Procurar adaptar-nos às mudanças climáticas, minimizar os danos através de busca de alternativas mais sustentáveis e reverter a médio e longo prazo a situação por meio de ações locais inteligentes, solidárias e concretas. Na perspectiva da Ética ambiental, lembramos que alguns cuidados são fundamentais, a saber:

Manter prudência nas hermenêuticas dos dados fornecidos pelas ciências, evitando catastrofismo e alarmismo infundados.

Diante dos inúmeros dados, ora oriundos das ciências, ora da divulgação jornalística, é fundamental manter sempre o princípio de precaução.

Ter o cuidado em não fazer aplicações diretas de dados locais para as escalas globais. Também é necessário manter certa prudência em não utilizar modelos globais para a análise de fenômenos ou ciclos climáticos locais.

Repensar modelos de desenvolvimento que não estejam sintonizados com as grandes preocupações de sustentabilidade planetária, sobretudo aqueles que podem gerar passivos ambientais danosos para as gerações futuras.

Evitar que a busca de soluções de seqüestro de carbono seja vista apenas dentro de uma óptica economicista e imediatista.

Manter uma política de preservação e ampliação das áreas verdes, reservas e unidades de conservação.

Conscientizar a sociedade sobre a importância do rigor nas leis ambientais para garantir a preservação da biodiversidade, como também a necessidade de mudanças de hábitos e costumes, mais adaptados às intempéries climáticas.

Referências bibliográficas

FEARNSIDE, P.M. 2009. A vulnerabilidade da floresta amazônica perante as mudanças climáticas. Conferência no VI Congresso Brasileiro de Unidades de Conservação, Curitiba, PR. 20-24/09/2009.

FLEURY, J.M. 2009. *Aquecimento global*. Goiânia, Kelps. 40 p.

LAURANCE, W. 2009. Mudanças climáticas e seus efeitos sobre a biodiversidade mundial. Conferência no VI Congresso Brasileiro de Unidades de Conservação, Curitiba, PR. 20-24/09/2009.

LOVEJOY, T. 2009. Mudanças climáticas: Os desafios da conservação. Conferência no VI Congresso Brasileiro de Unidades de Conservação, Curitiba, PR. 20-24/09/2009.

LEWINSOHN, T.M. 2009. Os efeitos de mudanças climáticas na organização de sistemas ecológicos naturais. Conferência no VI Congresso Brasileiro de Unidades de Conservação, Curitiba, PR. 20-24/09/2009.

SIQUEIRA, J.C. 2008. O aquecimento global e os possíveis impactos na vegetação e na flora. *Eugeniana* XXX:3-8.

ZILLER, S.R. Invasões biológicas. Disponível em <<http://www.ambientebrasil.com.br>>2005.

NOTA SOBRE A OCORRÊNCIA DE UMA POPULAÇÃO DE *TRITHRINAX BRASILIENSIS* MARTIUS (ARECACEAE) NO VALE DO RIO PARDO, RIO GRANDE DO SUL, BRASIL.

Rafael Barbizan Sühs¹
Jair Putzke²

Abstract

Note about the occurrence of a population of *Trithrinax brasiliensis* Martius (Arecaceae) in Vale do Rio Pardo, Rio Grande do Sul, Brazil. This note reports the occurrence of a population of *Trithrinax brasiliensis* in the municipality of Boqueirão do Leão, in the state of Rio Grande do Sul, Brazil. It is an endangered species in the state of Rio Grande do Sul, being this the first record for this region, increasing its known occurrence area.

Key words: Conservation – Biodiversity – Flora

Resumo

É feito o registro da ocorrência de uma população de *Trithrinax brasiliensis* no município de Boqueirão do Leão, Rio Grande do Sul. Trata-se de espécie ameaçada de extinção no estado do Rio Grande do Sul, sendo este o primeiro registro para o Vale do Rio Pardo, aumentando a área de ocorrência conhecida neste Estado.

Palavras-chave: Conservação – Biodiversidade – Flora

Trithrinax brasiliensis Mart., conhecida por carandá, buriti (Reitz, 1959) ou leque, é considerada rara e endêmica do sul do Brasil (Backes & Irgang, 2004), ocorrendo na Argentina e nos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (Reitz & Klein, 1974). Atualmente encontra-se ameaçada de extinção na categoria “em perigo” para o Rio Grande do Sul (Rio Grande do Sul, 2003), e apresenta “deficiência de dados” no levantamento de espécies ameaçadas do Brasil (Brasil, 2008).

Segundo Rambo (1957), *Trithrinax brasiliensis* originalmente ocorreu em áreas campestres, sendo que, às vezes, poderia ser encontrada no interior de florestas. O mesmo autor cita ainda que as florestas teriam avançado sobre as populações de *T. brasiliensis*. Para Marchiori (2004), esta espécie pode ser considerada uma relíquia do pleistoceno, apresentando populações pequenas e esparsas nos estados sulinos. Possui caráter gregário, heliófito e higrófito (Reitz & Klein, 1974) e tolerante à salinidade marítima (Zocche *et al.*, 2007). Geralmente é encontrada em locais que simulam uma condição árida.

No Rio Grande do Sul, alguns trabalhos e notas científicas

¹ Biólogo. Endereço eletrônico: rbsuhs@gmail.com.

² Prof. Dr. do Curso de Ciências Biológicas, Universidade de Santa Cruz do Sul. Av. Independência, nº 2293. Santa Cruz do Sul, RS.

demonstraram a ocorrência de *Trithrinax brasiliensis* nos seguintes municípios: Bom Jesus, Canela, Caxias do Sul, Farroupilha, Nova Petrópolis, São Francisco de Paula, São Marcos, Alegrete, Lavras do Sul, Cachoeira do Sul, Bagé, Santa Maria, Cruz Alta, Torres, Bom Retiro e Bom Jesus (Reitz, 1953; Lindeman *et al.*, 1975; Mattos, 1977; Marchiori, 2004; Brack *et al.*, 2007; Cossio & Waechter, 2007; Ciampi *et al.* 2007). Nota-se que grande parte destas populações ocorre ou ocorria na borda superior do Planalto Sul-Brasileiro, entretanto também podem ser encontradas em outras regiões, como no pampa e litoral. Sobral *et al.* (2006) citam sua ocorrência esporádica para a região da Serra do Sudeste.

Foi observada uma população de *Trithrinax brasiliensis* crescendo em áreas abertas, borda e interior de mata no interior do município de Boqueirão do Leão, nas localidades conhecidas regionalmente por “Perau da Nega” (29° 19’ 16” S - 52° 26’ 35” O) e “Casata do Gamelão” (29° 18’ 07” S – 52° 26’ 53” O), entre 430 e 500 metros de altitude. Os locais distam cerca de 1 km, sugerindo que se trata de apenas uma população. Além da observação direta e coleta de material, moradores locais foram indagados a fim de se obterem maiores informações sobre a palmeira e sua ocorrência no local.

O material exsiccado encontra-se no acervo do herbário da Universidade de Santa Cruz do Sul (HCB), sob os números HCB-3573 (Sühs-080641), HCB-3582 (Sühs-080663), HCB-3568 (Sühs-080102). Observaram-se indivíduos de *Trithrinax brasiliensis* crescendo em escarpas, áreas de encosta de morro, no interior e na borda de mata. Os indivíduos possuem tamanho variado, desde jovens (com menos de 1 metro de altura) até indivíduos mais velhos (com mais de 8 m), o que sugere que a população esteja conseguindo se renovar. Entretanto se fazem necessários estudos elaborados para se comprovar esta hipótese.

O proprietário da área, Sr. Gilmar Ferreira, o qual vive no local há pelo menos 45 anos, relatou que freqüentemente usa o fogo para manter sua área de plantio livre dos “inços”. O próprio morador salientou que a palmeira em questão não morre com as queimadas. Este fato explica a ocorrência de alguns indivíduos em meio às antigas roças, junto à capoeira, onde a floresta não conseguiu se estabelecer devido ao fogo.

Devido ao atual status de conservação de *T. brasiliensis* para o estado do Rio Grande do Sul e a pouca literatura existente, não há dúvida de que se fazem necessários estudos mais detalhados sobre os aspectos ecológicos desta espécie. Isto, aliado à educação ambiental e criação de mais unidades de conservação, é de fundamental importância para a conservação desta espécie.

Agradecimentos

Agradecemos ao proprietário da área, Sr. Gilmar Ferreira pela gentileza em nos acompanhar e trocar informações, aos amigos biólogos Alexandre

Somavilla, Edson Fiedler de Abreu Júnior, Samuel Oliveira e Marcelo Aloisio Sulzbacher pela parceria em campo. Ao prof. Dr. Jorge Luiz Waechter pelas sugestões.

Referências

- BACKES, P.; IRGANG, B. 2004. *Mata atlântica: as árvores e a paisagem*. Porto Alegre: Paisagem do Sul.
- BRACK, P.; SINGER, R.F.; CASAGRANDE, A.; PEDROLLO, C.T.; MILANESI, L.S.; GRINGS, M.; PANIZZI, R. & TALBOT, V. 2007. *Levantamento preliminar da flora e da vegetação do vale do rio Pelotas, no município de Bom Jesus, RS, e a importância de sua conservação*. Disponível em http://www.inga.org.br/docs/levantamento_preliminar_vegeta%E7%E3o_paiquere.pdf. Acesso em: 4 abr. 2008.
- BRASIL. 2008. Portaria Nº 445, de 22 de Setembro de 2008. *Lista oficial da Flora Brasileira Ameaçada de Extinção*. Anexo I. Diário Oficial da União, Seção I, nº 185.
- CIAMPI, A.Y.; SUJII, P.S. & ALEGRIA, M.R.M. 2007. Análise Genética em Populações de *Trithrinax brasiliensis* Mart. Utilizando Marcadores Moleculares RAPD. Porto Alegre, *Rev. Bras. de Biociências*. v. 5, supl. 1:558-560.
- COSSIO, R.R. & WAECHTER, J.L. 2007. Estrutura populacional de *Trithrinax brasiliensis* (Arecaceae) no Rio Grande do Sul. In: SALÃO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA 19, Porto Alegre. *Livro de resumos...* Porto Alegre: UFRGS/PROPEQ. v.2:450-451.
- LINDEMAN, J.C.; BAPTISTA, L.; IRGANG, B.E.; PORTO, M.L.; GIRARDI-DEIRO, A.M. & LORSCHETTER-BAPTISTA, M.L. 1975. Estudos botânicos no Parque Estadual de Torres, Rio Grande do Sul, Brasil. II. Levantamento florístico da Planície do Curtume, da área de Itapeva e da área colonizada. *Iheringia*, série Botânica, n. 21:15-52.
- MARCHIORI, J.N.C. 2004. *Fitogeografia do Rio Grande do Sul: campos sulinos*. Porto Alegre, EST. 110p.
- MATTOS, J.R. 1977. Palmeiras do Rio Grande do Sul. *Roessleria* 1(1): 5-94.
- RAMBO, B. 1957. Regenwald und Kamp in Rio Grande do Sul. *Sellowia* 8:257-298.
- REITZ, R. 1953. As palmeiras de Santa Catarina e sua distribuição geográfica. *Anais Botânicos do Herbário "Barbosa Rodrigues"* 5:233-252.
- REITZ, R. 1959. Os nomes populares das plantas de Santa Catarina. *Sellowia*, Itajaí, 11:11:9-137.
- REITZ, R. & KLEIN, R.M. 1974. *Flora ilustrada catarinense*. Palm: Palmeiras, Herbário Barbosa Rodriguez, Itajaí (SC), 9-15.
- RIO GRANDE DO SUL. 2003. Decreto nº 42.009, de 1º de janeiro de 2003. *Lista final das espécies ameaçadas da flora do estado do Rio Grande do Sul*. Disponível em <http://www.sema.rs.gov.br/sema/html/pdf/especies-ameacadas.pdf>. Acesso em: 20 mar. 2008.
- SOBRAL, M.; JARENKOW, J.A.; BRACK, P.; IRGANG, B.; LAROCCA, J. & RODRIGUES, R.S. 2006. *Flora arborea e arborescente do Rio Grande do Sul, Brasil*. São Carlos: Rima.
- ZOCHE, J.J.; DANIEL, R.B.; COSTA, S.; CRISTIANO, M.C.; CARDOSO, D.C.; SOUZA, P.Z. & BITENCOURT, F. 2007. Estrutura populacional de *Trithrinax brasiliensis*, Martius (Arecaceae) na falésia do Morro dos Conventos, Araranguá, SC, Brasil. *Revista Brasileira de Biociências*. Porto Alegre. 5, supl.1:792-794.

NOTA SOBRE A OCORRÊNCIA DE *CROTON CAJUCARA* BENTH. (EUPHORBIACEAE) PARA O ESTADO DO PIAUÍ, BRASIL

Francisco Soares Santos Filho¹

Abstract

This note confirms the occurrence of *Croton cajucara* Benth. (Euphorbiaceae) in the Piauí State Brazil. Descriptions, illustrations and comments are presented.

Key words

Brazil Northeast – Flora – Diversity.

Resumo

Esta nota confirma a ocorrência da *Croton cajucara* Benth. (Euphorbiaceae) no estado do Piauí, Brasil. São apresentadas: a descrição da espécie, ilustrações e comentários.

Palavras-chave

Nordeste brasileiro – Flora – Diversidade

Introdução

Euphorbiaceae Juss. é uma das maiores famílias de Magnoliopsida, com cerca de 307 gêneros e 6.900 espécies (Judd *et al.*, 1999). No Brasil é considerada uma família de destaque, incluindo 72 gêneros e mais de 1.100 espécies amplamente difundidas em todos os tipos vegetacionais (Barroso *et al.*, 1991).

O gênero *Croton* L. possui cerca de 800 *spp.* e está bem representado em várias regiões da Terra, sendo que a maior parte está citada para as Américas (Webster, 1994). Os primeiros estudos do gênero para o Brasil revelaram a ocorrência de 275 espécies (Muller, 1873-1874).

Em levantamento realizado para a família Euphorbiaceae no Parque Estadual Zoobotânico, situado na zona urbana de Teresina (PI), margem esquerda do rio Poti, com vegetação de transição (Cerrado – Caatinga), foi constatada a presença de sete espécies, dentre as quais *Croton cajucara* Benth., coletada nas coordenadas 05°02'38" S / 42°46'03" W (Santos Filho, 2000). A presente nota discute a ocorrência desta espécie como primeiro registro para o Estado do Piauí e para o nordeste brasileiro.

Croton cajucara Benth., London J. Bot. 6: 376. 1854. [Fl. bras. 11(2): 102. 1873] – **Typus** (Herb.): Prov. Pará, *ad ripas fluminis das Trombétas et lacus*, XII.1849, *Spruce 195*.

Nome vulgar: Sacaca (PA); Marmeleiro (PI).

¹ Prof. Dr. - Universidade Estadual do Piauí (UESPI), Centro de Ciências da Natureza (CCN) – Campus Poeta Torquato Neto. Rua João Cabral, 2231. Pirajá. CEP 64.002-150. Teresina – PI, Brasil. E-mail: fsoaresfilho@gmail.com.

Fig. 1, a – f.

Arvoreta monóica, 3,0-6,0 m, caducifólia, látex incolor; ramos, estípulas, pecíolo e órgãos florais, densamente revestidos por tricomas estrelado-porrectos e fasciculados longo-estipitados, amarelados a ferrugíneos. **Folhas** simples, alternas; estípulas 2, de 0,7–1,0 cm compr., lineares; pecíolo 1,0–2,2 cm compr., cilíndrico; limbo 7,5-24,0 x 4,0–11,5 cm, membranáceo, elíptico a largo-elíptico, base cuneada, ápice acuminado a cuspidado, margem esparsamente glandular, face abaxial densamente indumentada com 2 glândulas arredondadas, basilaminares imersas no indumento; nervação craspedódroma. **Racemo** terminal, 2,0-7,0 cm compr., congesto, brácteas lineares. **Flores masculinas** ca. de 50, de 2,0-4,0 mm compr., densamente indumentadas, amareladas; sépalas 5, ca. de 2,0 mm compr., ovais, indumentadas; pétalas 5, ca. 1,0 mm compr., ovais; estames 11, livres entre si. **Flores femininas** 4-8, ca. 5,0 mm compr., esverdeadas; sépalas 5, ca. 3,0 mm compr., triangulares, densamente indumentadas; nectário 5-lobado, alternado com glândulas ovóides; ovário piriforme, com indumento amarelado; estiletos duas vezes bifidos sobre uma coluna crassa. **Fruto** e **semente** não observados.

Material examinado: **BRASIL. Piauí:** Teresina, 04.VII.99, fl., *Santos Filho 055* (PEUFR). Ibidem, 21.XI.99, fl., *Santos Filho 076* (PEUFR). Ibidem, 05.XII.99, fl., *Santos Filho 078* (PEUFR). **Material adicional: BRASIL. Pará:** s/município, Estrada do N5, 25.X.85, fl., fr., *Secco 618 et al.* (IPA).

Croton cajucara Benth. até o presente era considerada exclusiva da Amazônia, reconhecida assim por alguns autores (Silva *et al.*, 2007) e por apresentar franca utilização para fins medicinais. *C. cajucara* pode ser reconhecida facilmente por ser de porte arbóreo e por apresentar ovário piriforme e glândulas basilaminares arredondadas. A floração só ocorre após o início do surgimento de nova folhagem.

A espécie é encontrada frequentemente no interior da mata com dossel de baixo porte. Nas áreas mais elevadas, em meio a outras espécies de porte elevado, *C. cajucara*, apresenta um crescimento diferenciado, mostrando-se bem estiolada. Foi encontrada apenas em uma área do Parque, em substrato pedregoso.

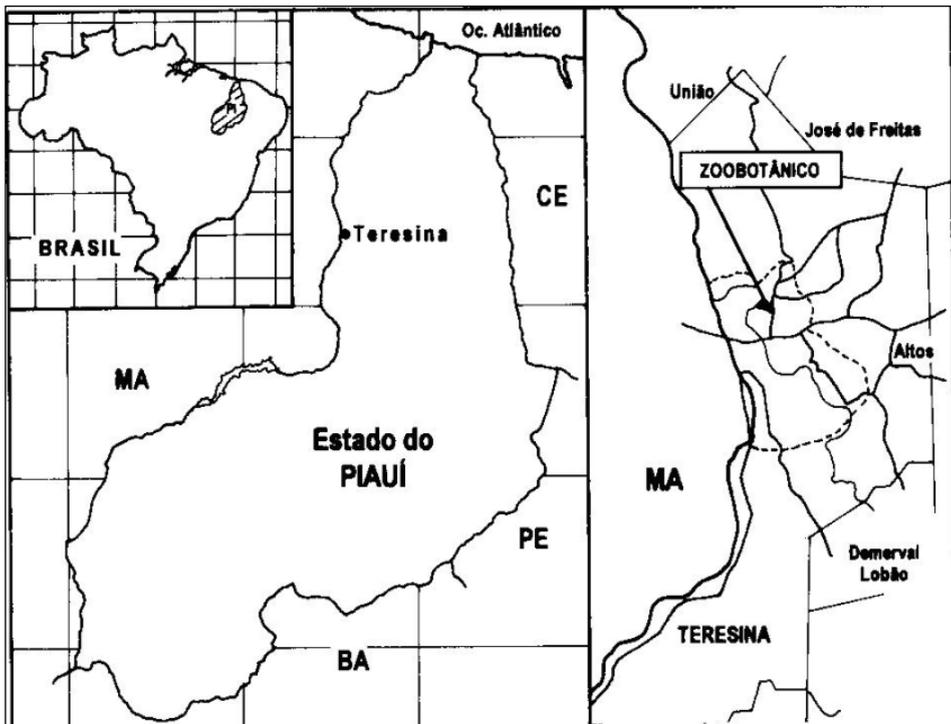
A presença desta espécie amazônica em áreas preservadas do Piauí reforça o caráter ecotonal da vegetação deste Estado (Farias & Castro, 2004), sendo, também, o primeiro registro de ocorrência da espécie para o Nordeste do Brasil.

Agradecimento:

Agradeço à preciosa colaboração do avaliador desta Nota. Sua atenção e leitura criteriosa foram de grande valia.

Referências bibliográficas

- BARROSO, G. M.; PEIXOTO, A. L.; GUIMARÃES, E. F.; ICHASO, C. L. F. & COSTA, C. G. 1991. *Sistemática das Angiospermas do Brasil*. v. 2. Viçosa - MG: UFV.
- FARIAS, R. R. S.; CASTRO, A. A. J. F. 2004. Fitossociologia de trechos da vegetação do Complexo Campo Maior, PI, Brasil. *Acta Botanica Brasilica* 18(4):949-963.
- JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOGG, E. A. & STEVENS, P. F. 1999. *Plant systematics – a phylogenetic approach*. Sunderland: Sinauer Associates, Inc.
- MULLER, J. 1873/1874. Euphorbiaceae. In: C. F. P. Martius & A.G. Eichler (eds.). *Flora Brasiliensis* 11: 1-750, pl. 1-104.
- SANTOS-FILHO, F. S. 2000. *A família Euphorbiaceae Juss. no Parque Estadual Zoobotânico na cidade de Teresina, Piauí - Brasil*. Dissertação (Mestrado em Botânica). Programa de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.
- SILVA, K.E.; SILVA, L.R.; MATOS, F.D.A. 2007. Mapeamento da distribuição natural de espécies vegetais úteis da Amazônia. *Anais XIII Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto*. Florianópolis, Brasil, 21-26 abril 2007, INPE. p. 6977-6980.
- WEBSTER, G. L. 1994. Classification of the Euphorbiaceae. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 81(1): 3-32.



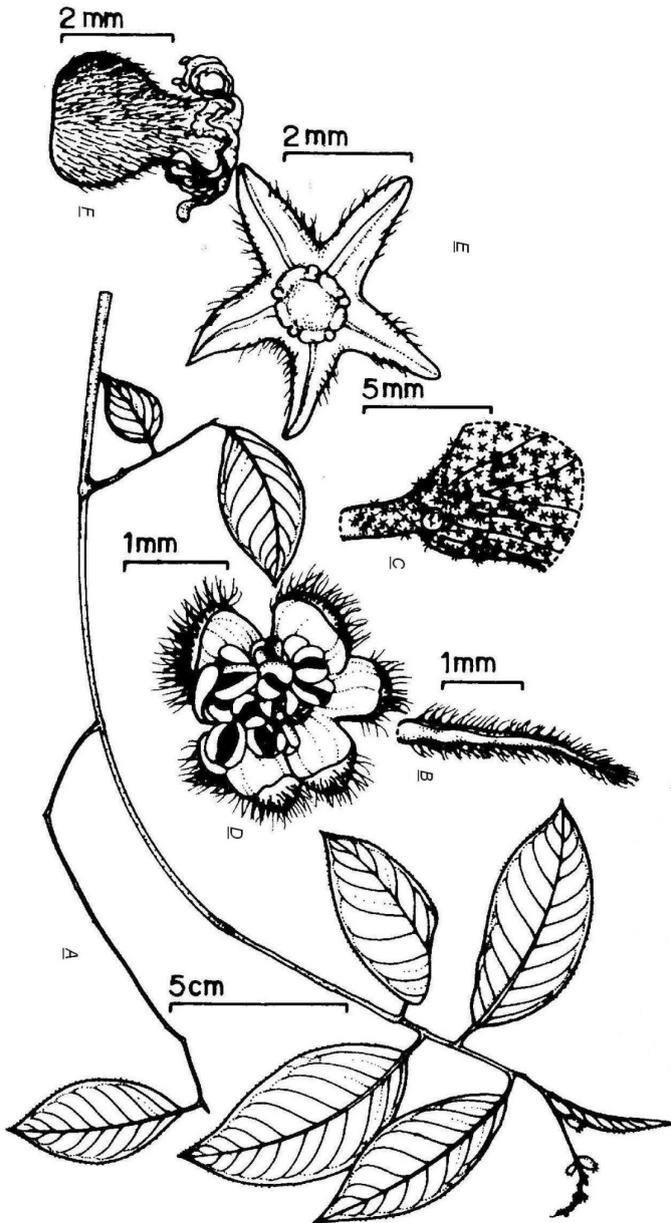


Figura 1 – A - F *Croton cajucara* Benth. A. Hábito; B. Estípula; C. Base da folha; D. Flor masculina; E. Base da flor feminina – nectários; F. Ovário.