

Aspectos anatômico-funcionais das células epidérmicas de pínulas de *Adiantum raddianum* Presl. (Pteridaceae)

Fernanda dos Santos Silva¹, Alexandra Antunes Mastroberti², Jorge Ernesto de Araujo Mariath³

Introdução

Adiantum raddianum Presl., popularmente conhecida como avenca, é uma espécie amplamente distribuída no Brasil, nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. Também é encontrada na Argentina, Uruguai e Peru [1].

Esau [2] considera como funções normais da epiderme nas partes aéreas vegetais: a restrição à transpiração, proteção mecânica, trocas gasosas através dos estômatos e armazenamento de água e metabólitos. Entretanto algumas funções acessórias podem predominar de tal forma, que a epiderme assume características especializadas, entre elas a secreção ou armazenamento de metabólitos, e a fotossíntese [2]. São dentro dessas funções acessórias que podemos incluir a epiderme de *A. raddianum*.

Encontram-se estudos sobre secreção de mucilagem em monocotiledôneas [3,4], dicotiledôneas [5,6,7,8] e também em gimnospermas [9], mas na realidade, não são conhecidos os processos de formação da mucilagem nas células epidérmicas das folhas de *Adiantum*, uma pteridófito.

As células mucilaginosas podem ocorrer em todas as partes do corpo vegetal, mas são mais comuns na epiderme [2]. A mucilagem, encontrada em vários grupos de plantas vasculares, é composta, basicamente, por pectinas, proteínas [10] e taninos [11].

As mucilagens foliares desempenhariam funções relacionadas à tolerância ao congelamento, transporte de água, balanço iônico, interações planta-patógeno, resposta à injúrias, reserva de carboidratos, entre outras [12].

Ogura [13] afirma ser freqüente em pteridófitas a ocorrência de cloroplastídios nas células epidérmicas. Tal presença é observada na epiderme de *A. raddianum*, a qual é o tecido predominante na pínula.

O objetivo deste trabalho é estudar os aspectos anatômico-funcionais das células epidérmicas das pínulas de *A. raddianum*, relacionando-os com o ambiente onde essa planta é encontrada.

Material e métodos

O material foi coletado no Morro Santana, no município de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, localizado entre as coordenadas 30° 09'00''S a 30° 04'40''S e 51° 06'30 W a 51° 09'00''W [14].

Delimitou-se como estágio imaturo pínulas que ainda não estavam expandidas com larguras inferiores a 1 mm e como estágio maduro as pínulas completamente expandidas, com larguras superiores a 1 mm. O material foi fixado em glutaraldeído 1% e paraformaldeído 4% e tampão fosfato pH 7,2 0,1 M por um período mínimo de 48 horas [15], lavado em tampão fosfato pH 7,2 0,1M [16] e desidratado em série etílica ascendente. Posteriormente, seguiu-se a desidratação em soluções de clorofórmio e etanol absoluto, finalizando com uma etapa de etanol absoluto. Foi pré-infiltrado com uma solução 1:1 de hidroxietilmetacrilato e etanol absoluto, infiltrado e embocado com esta resina [17].

Obtiveram-se seções transversais de espessura de 2µm aderindo-as em lâminas de vidro, e corando-as com Azul de Toluidina O (C.I. 52040) 0,05% pH 4,4 [18]. O material foi observado e registrado em microscópio Leica DM R com sistema fotográfico correspondente, em campo claro.

Resultados e discussão

A mucilagem observada desde o estágio imaturo (Fig.1) até a maturidade nas células epidérmicas (Fig.2) em *A. raddianum* apresentava constituição polissacarídica evidenciada pela coloração púrpura quando corada com Azul de Toluidina O. De acordo com Esau [2] e Fahn [19], polissacarídeos contribuiriam para a resistência à seca. É notória a natureza hidrofílica das pectinas, e essas são a base da composição da mucilagem. Sajo e Rudall [20] compartilham com Metcalfe e Chalk [21] a idéia segundo a qual as células mucilaginosas são uma característica de xeromorfismo.

A mucilagem observada em *A. raddianum* teria a função de proteger os cloroplastídios da radiação solar, de modo semelhante ao descrito por Bredenkamp e Van Wyk [22] para espécies do gênero *Passerina*, atuando, assim, como um filtro, uma vez que *A. raddianum* pode ser encontrada em ambientes intensamente ensolarados.

A localização dos cloroplastídios nas células epidérmicas dependia da maturidade da pínula de *A. raddianum*. Os cloroplastídios se depositavam nas paredes periclinais internas (Fig. 3, seta maior) e externas (Fig.3, seta menor) em ambas as faces da epiderme em pínulas imaturas. Na maturidade, depositavam-se nas projeções brachiformes existentes nas

1. Bolsista de Iniciação Científica PIBIC/ CNPq-UFRGS. Departamento de Botânica, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Av. Bento Gonçalves, 9500, prédio 43423, sala 201, CEP:91501-970. E-mail: fssbiologia@yahoo.com.br

2. Professora Adjunta do Departamento de Botânica, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Av. Bento Gonçalves, 9500, prédio 43423, sala 204, CEP:91501-970. E-mail a_mastroberti@yahoo.com

3. Pesquisador do CNPq e Professor Titular do Departamento de Botânica, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Av. Bento Gonçalves, 9500, Setor 4, Prédio 43423, sala 206, CEP:91501-970 E-mail: jorge.mariath@ufrgs.br

Apoio financeiro: CNPq e Fapergs

paredes periclinais internas das células na face adaxial e nas paredes periclinais internas na face abaxial da epiderme (Fig. 4). Graçano *et al.* [23] interpretam que as células com essas projeções poderiam ser comparadas funcionalmente, em plantas de ambiente sombreado, como um parênquima paliádico, pois proporcionariam melhor captação de energia luminosa.

Wylie [24] estudando as variações na estrutura foliar de *A. pedatum*, crescendo em ambiente de pouca luminosidade, relatou que as plantas que cresciam em ambientes mais escuros possuíam cloroplastídios nas paredes periclinais externas das células epidérmicas de ambas as faces da pínula, enquanto as plantas de ambientes luminosos os tinham confinados nas projeções braciiformes das células da face adaxial e nas paredes periclinais internas na face abaxial

A habilidade de translocação dos cloroplastídios reflete a plasticidade das espécies sob as mais diversas condições ambientais [25]. O movimento dos cloroplastídios observado em *A. raddianum* ao longo do desenvolvimento foliar poderia ser interpretado como uma proteção ao aparelho fotossintético, uma vez que o movimento e a posterior localização dos cloroplastídios nas projeções braciiformes coincide com o desenrolar da folha e com a sua conseqüente exposição à luz solar.

Os esporófitos de pteridófitas são conhecidos pela capacidade de adaptação associada com seu papel ecológico em vários ambientes [25]. São mais comuns em climas úmidos e florestas, entretanto alguns são encontrados em ambientes semi-áridos e áridos [25], como *A. raddianum*, que é encontrada em ambientes ensolarados. Essa habilidade de translocação dos cloroplastídios evidencia a capacidade de adaptação da espécie ao ambiente onde é encontrada.

Estudos ultraestruturais, entretanto, são necessários para uma maior compreensão das modificações citológicas que ocorrem durante esses eventos.

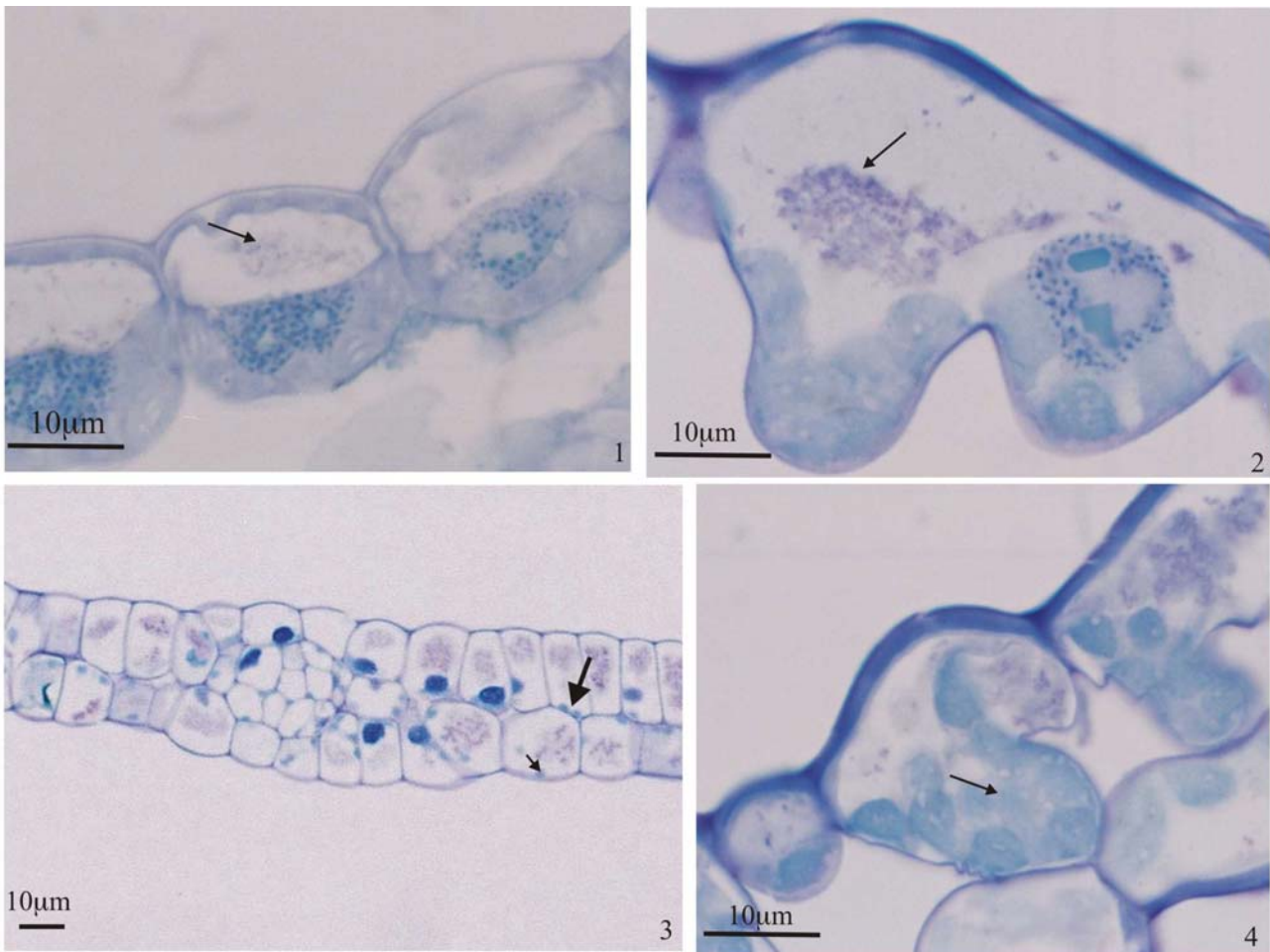
Agradecimentos

Ao Laboratório de Anatomia Vegetal da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), ao CNPq e FAPERGS pelo apoio financeiro.

Referências

[1] SEHNEM, A.S.J. 1972. Pteridáceas. In: REITZ, R. (ed) Flora Ilustrada Catarinense. (Tipografia e Livraria Blumenauense; Itajaí).
 [2] ESAU, K. 1965 Plant Anatomy. 2^o ed. (John Wiley & Sons Inc.: New York).
 [3] ROBOZ, E.; HAAGEN-SMIT, A.J. 1948. A mucilage from *Aloe vera*. Journal of the American Chemical Society, 70: 3248-3249.
 [4] TRACHTENBERG, S. 1984. Cytochemical and morphological evidence for the involvement of the plasma membrane and plastids in mucilage secretion in *Aloe arborescens*. Annals of Botany, 53: 227-236

[5] MAUSETH, J.D. 1980. A stereological morphometric study of the ultrastructure of mucilage cells in *Opuntia polyacantha* (Cactaceae). Botanical Gazette 141: 374-378
 [6] TRACHTENBERG, S.; FAHN, A. 1981. The mucilage cells of *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.- development structure, and mucilage secretion. Botanical Gazette, 142: 206-213.
 [7] BAKKER, M.E.; GERRITSEN, A.F. & VAN DER SCHAAF, P.J. 1991. Development of oil and mucilage cells in *Cinnamomum burmanni*. An structural study. Acta Botanica Neerlandica 40: 339-356.
 [8] BAKKER, M.E.; GERRITSEN, A.F. 1992. The development of mucilage cells in *Hibiscus schizopetalus*. Acta Botanica Neerlandica 41: 31-42.
 [9] MATROBERTI, A.A.; MARIATH, J.E.A. 2003. Compartmented cells in the mesophyll of *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae) Australian Journal of Botany 51: 265-272.
 [9] FAHN, A. 1987. Secretory tissues in vascular plants. Taney Review, 14: 16-257
 [10] GREGORY, M.; BAAS, P. 1989. A survey of mucilage cells in vegetative organs of the dicotyledons. Israel Journal of Botany, 38: 125-174.
 [12] CLIFFORD, S.C.; ARNDT, S.K.; POPP, M.; JONES, H.G. 2002. Mucilage and polysaccharides in *Ziziphus* species (Rhamnaceae): localization, composition and physiological roles during drought-stress. Journal of Experimental Botany 53:131-138.
 [13] OGURA Y. 1972. Comparative anatomy of vegetative organs of the pteridophytes. (Gebrüger Borntrager, Berlin).
 [14] AGUIAR, L.W.; MARTAU, L.; SOARES, Z.F.; MARIATH, J.E.A.; KLEIN, R.M. 1986. Estado preliminar da flora e vegetação da Grande Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia, Série Botânica 34:3-38
 [15] MCDOWELL, E.M. & TRUMP, B.R. 1976. Histological fixatives for diagnostic light and electron microscopy. Archives of Pathology and Laboratory of Medicine, 1000: 405-414.
 [16] GABRIEL, B.L. 1982. Biological Electron Microscopy. (Van Nostrand Reinhold Company, New York).
 [17] GERRITS, P.O.; SMID, L. 1983. A new, less polymerization system for the embedding of soft tissues in glycol methacrylate and subsequent preparing of serial sections. Journal of Microscopy, 132: 81-85.
 [18] FEDER, N.; O'BRIEN, T.P. 1958. Plant microtechnique. Some principles and new methods. American Journal of Botany, 55: 123-142.
 [19] FAHN, A. 1979. Secretory tissues in plants. (Academic Press: London)
 [20] SAJO, M.G.; RUDALL, P.J. 2002. Leaf and stem anatomy of bVochysiaceae in relation to subfamilial and suprafamilial systematics. Botanical Journal of Linnean Society, 138:339-364.
 [21] METCALFE, C.R.; CHALK, L. 1950. Anatomy of dicotyledons, V1. (Clarendon Press, Oxford).
 [22] BREDEKAMP, C.L.; VAN WYK, A.E. 1999. Structure of mucilaginous epidermal cell walls in *Passerina* (Thymeliaceae). Botanical Journal of Linnean Society, 129: 223-238.
 [23] GRAÇANO, D.; AZEVEDO, A.A.; PRADO, J.2001. Anatomia foliar de Pteridaceae do Parque Estadual do Rio Doce (PERD)-MG. Revista Brasileira de Botânica, 24:337-347
 [24] WYLIE, R.B.1949. Variations in leaf structure among *Adiantum pedatum* plants growing in a rock cavern. American Journal of Botany, 36:282-287.
 [25] AUGUSTYNOWICZ, J.; GABRYS, H. 1999. Chloroplast movements in ferns leaves: correlation of movement dynamics and environmental flexibility of the species. Plant Cell and Environment, 22:1239-1248.



Figuras 1-5. Seções transversais das pínulas de *Adiantum raddianum*. **Figura 1.** Estádio imaturo, a secreção de mucilagem já é observada (seta). **Figura 2.** Estádio maduro, acúmulo de mucilagem nas células epidérmicas (seta). **Figura 3.** Estádio imaturo, maioria dos cloroplastídios localizados nas paredes periclinais internas (seta maior), alguns cloroplastídios presentes na parede periclinal externa da célula epidérmica (seta menor). **Figura 4.** Estádio maduro, cloroplastídios confinados nas projeções brachiformes (seta)