



**Pteridófitas da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji  
Guaçu (SP): morfologia de esporos, chuva polínica, banco de solo  
e viabilidade de *Cyathea delgadii* Sternb.**

Este exemplar corresponde à redação f  
a tese defendida pelo(a) candidato a)  
Eliana Akie Simabukuro  
e aprovada pela Comissão Julgadora

**Eliana Akie Simabukuro**

24/11/95 *GF*

**Orientador: Prof. Dr. Gil Martins Felipe**

**ELIANA AKIE SIMABUKURO**

**Pteridófitas da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji  
Guaçu (SP): morfologia de esporos, chuva polínica, banco de solo  
e viabilidade de *Cyathea delgadii* Sternb.**

**Tese apresentada ao Instituto de Biologia da  
Universidade Estadual de Campinas para a  
obtenção do título de Doutor em Ciências**

**Orientador: Prof. Dr. Gil Martins Felipe**

**Campinas**

**- 1995 -**





UNICAMP

UNIDADE	BC		
N.º CHAMADA:	UNICAMP SI41P		
V.	Ex.		
TOMBO BC	27062		
PROC.	66796		
C	<input type="checkbox"/>	D	<input checked="" type="checkbox"/>
PREÇO	R\$ 11,00		
DATA	20/03/96		
N.º CPD			

CM-00085303-6

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA  
BIBLIOTECA CENTRAL DA UNICAMP

SI41p Simabukuro, Eliana Akie  
Pteridófitas da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu (SP) : morfologia de esporos, chuva polínica, banco de solo e viabilidade de *Cyathea delgadii* Sternb. / Eliana Akie Simabukuro. — Campinas, SP : [s.n.], 1995.

Orientador : Gil Martins Felipe.  
Tese (doutorado) - Universidade Estadual de Campinas.  
Instituto de Biologia.

1. Ciатеacea. 2. Pteridofita. 3. Esporos (Botânica) - Dispersão. 4. Esporos (Botânica) - Morfologia. 5. Estudos de viabilidade. 6. Cerrados. 7. Mata ciliar. I. Felipe, Gil Martins. II. Universidade Estadual de Campinas. Instituto de Biologia. III. Título.

LOCAL E DATA: Campinas, 24 de Novembro de 1995.

**BANCA EXAMINADORA:**

**TITULARES:**

Prof. Dr. Gil M. Felipe (Orientador)

  
Assinatura

Profa. Dra. Hiroko M. Watanabe

  
Assinatura

Profa. Dra. Lilian B.P. Zaidan

  
Assinatura

Prof. Dr. Luciano M. Esteves

  
Assinatura

Profa. Dra. Maria Angela M. de Carvalho

  
Assinatura

**SUPLENTE:**

Prof. Dr. Ivany F.M. Valio ( 1º suplente)

\_\_\_\_\_  
Assinatura

Profa. Dra. Cláudia R. Haddad (2º suplente)

\_\_\_\_\_  
Assinatura

**APROVADA**



*Dedico*

*aos meus pais*

*e*

*ao meu irmão*

## AGRADECIMENTOS

Este trabalho teve o auxílio e apoio de vários profissionais e algumas instituições.

Agradeço, inicialmente, ao Prof. Dr. G.M.Felippe pela valiosa orientação, por acreditar em meu potencial e, com isto, sempre incentivar. Ao Dr. L.M.Esteves, agradeço pela co-orientação nos estudos palinológicos. Importantes sugestões foram feitas pela banca examinadora da pré-tese composta pela Dra. H.M.Watanabe, Dra. L.B.P.Zaidan e Dra. M.A.M.Carvalho. Dr. A.F.Dyer e Dr. C.Jefree orientaram os estágios feitos na “University of Edinburgh”, período em que foram desenvolvidas técnicas de esterilização de esporos e fotomicrografia em microscopia eletrônica de varredura. Profa. Dra. C.R.Haddad, Prof. Dr. I.F.M.Valio e Prof. Dr. L.Sodek contribuíram com discussão e sugestões feitas durante a elaboração do trabalho experimental.

O trabalho foi desenvolvido no Departamento de Fisiologia Vegetal da Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP) e, em parte, na Seção de Dicotiledôneas e Seção de Fisiologia e Bioquímica de Plantas do Instituto Botânica de São Paulo (Ibt). As coletas foram feitas na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. Os dados meteorológicos foram fornecidos pela Reserva Florestal de Moji Guaçu e a análise química do solo foi feita na Seção de Fertilidade do Solo e Nutrição de Plantas do Instituto Agrônomo de Campinas (IAC). Meus agradecimentos para os diretores das respectivas instituições que gentilmente concederam as autorizações.

O apoio financeiro foi concedido pela CAPES através da bolsa de doutorado e pela “International Scientific Cooperation EC-Brazil” (contrato CI1/0620) através da bolsa de pesquisa para o estágio na Escócia.

Durante o estágio feito na “University of Edinburgh” (ICMB) o apoio e a amizade da Dra. E.S.Seraphin, Dr. J.Seraphin, Dr. J.C.Silva, Dra. S.Erbil e Dr. N.McDonald foram de extrema importância.

Durante o curso de pós-graduação E.E.Saviani, J.A.S. Almeida, R.M.Sasaki, R.P.Souza, S.M.G.Aveiro e S.Montedioca estiveram presentes incentivando e colaborando para que este trabalho fosse concluído da melhor forma possível. Vários outros colegas, amigos e funcionários auxiliaram. À todos que direta e indiretamente contribuíram, os meus sinceros agradecimentos.

# ÍNDICE

	Página
1- INTRODUÇÃO.....	1
2- PTERIDÓFITAS DA MATA CILIAR DA ESTAÇÃO EXPERIMENTAL E RESERVA BIOLÓGICA DE MOJI GUAÇU E MORFOLOGIA DE SEUS ESPOROS.....	33
2.1- MATERIAL E MÉTODOS.....	33
2.1.1- Local de estudo .....	33
2.1.2- Morfologia dos esporos .....	35
2.1.3- Análise estatística .....	39
2.2- RESULTADOS.....	40
2.2.1- Lista das espécies (checklist) .....	40
2.2.2- Morfologia dos esporos .....	49
3- CHUVA POLÍNICA DA ESTAÇÃO EXPERIMENTAL E RESERVA BIOLÓGICA DE MOJI GUAÇU.....	94
3.1- MATERIAL E MÉTODOS.....	94
3.2- RESULTADOS.....	97
4- BANCO DE SOLOS: ESTUDO PRELIMINAR.....	136
4.1- MATERIAL E MÉTODOS.....	136
4.2- RESULTADOS.....	137
5- ESPOROS DE <i>Cyathea delgadii</i> : STERNB. GERMINAÇÃO E SUBSTÂNCIAS DE RESERVA.....	140
5.1- MATERIAL E MÉTODOS .....	140
5.1.1- Meio líquido e meio sólido.....	142
5.1.2- Germinação sobre solo .....	144
5.1.3- Armazenamento e viabilidade dos esporos: carboidratos, lipídios e proteínas .....	147
5.1.4- Análise estatística .....	150
5.2- RESULTADOS.....	151
5.2.1- Número de esporos .....	151
5.2.2- Esterilização para armazenamento de esporos em ágar .....	151
5.2.3- Armazenamento e viabilidade .....	155
5.2.4- Viabilidade e substância de reserva de esporos .....	161
5.2.5- Germinação em terras diferentes .....	168
6- DISCUSSÃO.....	179
7- RESUMO.....	201
8- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	203

## Índice de figuras

	Página
Figura 2.1 - Mapa da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu e a localização dos pontos de coleta.....	34
Figura 2.2 - Fotomicrografia de esporos de <i>Asplenium serra</i> Langsd. & Fisch. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 5. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura.....	50
Figura 2.3 - Fotomicrografia de esporos de <i>Blechnum brasiliense</i> Desv. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e). Escala em $\mu\text{m}$ .....	51
Figura 2.4 - Fotomicrografia de esporos de <i>Blechnum glandulosum</i> Link. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura. Escala em $\mu\text{m}$ .....	53
Figura 2.5 - Fotomicrografia de esporos de <i>Blechnum raddianum</i> Ros. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Análise de L.O. da perina - 1º foco. 5. Análise de L.O. da perina - 2º foco. 6. Corte óptico da perina (p). 7. Perina fragmentada (p) e exina (e), em microscopia eletrônica de varredura. Escala em $\mu\text{m}$ .....	54
Figura 2.6 - Fotomicrografia de esporos de <i>Blechnum serrulatum</i> L.C.Rich. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Corte óptico da exina. 4. Perina com glóbulos (microscopia eletrônica de varredura). 5. Perina sem glóbulos (microscopia eletrônica de varredura). Escala em $\mu\text{m}$ .....	55
Figura 2.7 - Fotomicrografia de esporos de <i>Salpichlaena volubilis</i> (Kaulf.) Hook. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Corte óptico. 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura. 5. Análise de L.O. da perina - 1º foco. 6. Análise de L.O. da perina - 2º foco. Escala em $\mu\text{m}$ .....	56
Figura 2.8 - Fotomicrografia de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> Sternb. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar distal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação. Escala em $\mu\text{m}$ .....	58
Figura 2.9 - Fotomicrografia de esporos de <i>Trichipteris phalerata</i> (Mart.) Barr. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Corte óptico da exina. Escala em $\mu\text{m}$ .....	59



- Figura 2.10 - Fotomicrografia de esporos de *Lindsaea lancea* Bedd. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Esporos com filamentos (microscopia eletrônica de varredura). 4. Esporos sem filamentos (microscopia eletrônica de varredura). 5. Análise de L.O. - 1º foco. 6. Análise de L.O. - 2º foco. Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 60
- Figura 2.11 - Fotomicrografia de esporos de *Lindsaea quadrangularis* Raddi. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e). 5. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 62
- Figura 2.12 - Fotomicrografia de esporos de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn var. *arachnoideum* (Kaulf.) Brade. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. - 1º foco. 4. Análise de L.O. - 2º foco. Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 63
- Figura 2.13 - Fotomicrografia de esporos de *Cyclodium meniscioides* (Willd.) Presl var. *meniscioides*. 1. Vista equatorial. 2. Corte óptico da perina. 3. Análise de L.O. da perina - 1º foco. 4. Análise de L.O. da perina - 2º foco. Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 64
- Figura 2.14 - Fotomicrografia de esporos de *Dicranopteris flexuosa* (Schrad.) Underw. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 66
- Figura 2.15 - Fotomicrografia de esporos de *Trichomanes cristatum* Kaulf. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da lesão. 4. Corte óptico da exina. Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 67
- Figura 2.16 - Fotomicrografia de esporos de *Trichomanes emarginatum* Presl. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. - 1º foco. 4. Análise de L.O. - 2º foco. Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 68
- Figura 2.17 - Fotomicrografia de esporos de *Lycopodiella cermua* (L.) Pichi-Serm. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da perina (p) fragmentada (microscopia eletrônica de varredura). 4. Pólo distal (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 70
- Figura 2.18 - Fotomicrografia de esporos de *Osmunda cinnamomea* L. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal (ornamentado com pilos e espinhos). 3. Vista polar proximal (ornamentação rugulada). 4. Análise de L.O. - 1º foco. 5. Análise de L.O. - 2º foco. 6. Corte óptico da exina. Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 71
- Figura 2.19 - Fotomicrografia de esporos de *Osmunda regalis* L. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia óptica). 5. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 72

- Figura 2.20 - Fotomicrografia de esporos de *Osmunda regalis* L. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia óptica). 5. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura).  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 74
- Figura 2.21 - Fotomicrografia de esporos de *Polypodium fraxinifolium* Jacq. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura).  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 75
- Figura 2.21 - Fotomicrografia de esporos de *Polypodium fraxinifolium* Jacq. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura).  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 76
- Figura 2.23 - Fotomicrografia de esporos de *Adiantum fructuosum* Spreng. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da ornamentação da exina. 4. Detalhe das escamas (microscopia eletrônica de varredura). 5. Pólo proximal, em microscopia eletrônica de varredura, áreas com e sem escamas (e).  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 78
- Figura 2.24 - Fotomicrografia de esporos de *Pityrogramma calomelanos* (L.) Link. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura).  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 79
- Figura 2.25 - Fotomicrografia de esporos de *Pityrogramma trifoliata* (L.) Tryon. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. da exina do pólo proximal - 1º foco. 4. Análise de L.O. da exina do pólo proximal - 2º foco. 5. Corte óptico da exina. 6. Perina fragmentada (p) e exina psilada (pólo distal).  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 80
- Figura 2.26 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris brevisora* (Ros.) Ponce. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (com perina). 4. Vista polar proximal (com perina). 5. Análise de L.O. da exina - 1º foco. 6. Análise de L.O. da exina - 2º foco. 7. Corte óptico da exina. 8. Análise de L.O. da perina - 1º foco. 9. Análise de L.O. da perina - 2º foco.  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 82
- Figura 2.27 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris chrysodioides* (Fée) Morton. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da perina. 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura. 5. Corte óptico da exina.  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 83
- Figura 2.28 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris dentata* (Forssk.) E. P. St. John. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da perina. 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e).  
Escala em  $\mu\text{m}$ ..... 84

Figura 2.29 -	Fotomicrografia de esporos de <i>Thelypteris interrupta</i> (Willd.) Iwats. 1. Vista equatorial (esporo sem perina). 2. Vista polar proximal (esporo sem perina). 3. Vista polar proximal (esporo com perina). 4. Corte óptico da perina. 5. Corte óptico da exina. Escala em $\mu\text{m}$ .....	86
Figura 2.30 -	Fotomicrografia de esporos de <i>Thelypteris longifolia</i> (Desv.) Tryon. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (esporo sem perina). 4. Detalhe da perina. Escala em $\mu\text{m}$ .....	87
Figura 2.31 -	Fotomicrografia de esporos de <i>Thelypteris rivularioides</i> (Fée) Abbiatti. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. da perina - 1 <sup>o</sup> foco. 4. Análise de L.O. da perina - 2 <sup>o</sup> foco. 5. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura). Escala em $\mu\text{m}$ .....	88
Figura 2.32 -	Fotomicrografia de esporos de <i>Thelypteris serrata</i> (Cav.) Alston. 1. Vista equatorial. 2. Detalhe da perina. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura. Escala em $\mu\text{m}$ .....	89
Figura 3.1-	Temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ ) e precipitação pluviométrica (mm) entre janeiro de 1994 e janeiro de 1995, na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. Dados fornecidos pela Reserva Florestal de Moji Guaçu.....	95
Figura 3.2-	Porcentagem total de esporos de pteridófitas em relação ao número total de grãos na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, entre janeiro/94 a fevereiro/95. <b>A.</b> Campo cerrado, <b>B.</b> Cerrado, <b>C.</b> Mata ciliar, <b>D.</b> Brejo. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	98
Figura 3.3-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado no campo cerrado, entre janeiro/94 e fevereiro/95. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	99
Figura 3.4-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado no cerrado, entre janeiro/94 e fevereiro/95. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	100
Figura 3.5-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado na mata ciliar, entre janeiro/94 e fevereiro/95. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	101

Figura 3.6-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado no brejo, entre janeiro/94 e fevereiro/95. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	102
Figura 3.7-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em janeiro de 1994.....	105
Figura 3.8-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em março de 1994.....	106
Figura 3.9-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em abril de 1994.....	107
Figura 3.10-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em maio de 1994.....	108
Figura 3.11-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em junho de 1994.....	109
Figura 3.12-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em julho de 1994.....	110
Figura 3.13-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em agosto de 1994.....	111
Figura 3.14-	Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em setembro de 1994.....	112

- Figura 3.15- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em outubro de 1994..... 113
- Figura 3.16- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em novembro de 1994..... 114
- Figura 3.17- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em dezembro de 1994..... 115
- Figura 3.18- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em janeiro de 1995..... 116
- Figura 3.19- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em fevereiro de 1995..... 117
- Figura 3.20- Porcentagem de esporos de *Blechnum brasiliense*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Mata ciliar, B. Brejo.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado e no cerrado..... 118
- Figura 3.21- Porcentagem de esporos de *Blechnum glandulosum*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado, B. Cerrado, C. Mata ciliar, D. Brejo.  
Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994..... 119
- Figura 3.22- Porcentagem de esporos de *Salpichlaena volubilis*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Mata ciliar.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado e no brejo..... 120

- Figura 3.23- Porcentagem de esporos de *Cyathea delgadii*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado, B. Cerrado, C. Mata ciliar, D. Brejo.  
Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994..... 121
- Figura 3.24- Porcentagem de esporos de *Trichipteris phalerata*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Mata ciliar.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado e no brejo..... 122
- Figura 3.25- Porcentagem de esporos do tipo *Lindsaea*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Mata ciliar, B. Brejo.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado e no cerrado..... 123
- Figura 3.26- Porcentagem de esporos de *Dicranopteris flexuosa*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presentes no campo cerrado.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado, na mata ciliar e no brejo..... 124
- Figura 3.27- Porcentagem de esporos de *Lycopodiella cernua*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Mata ciliar, B. Brejo.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado e no cerrado..... 125
- Figura 3.28- Porcentagem de esporos de *Osmunda cinnamomea*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presente na mata ciliar.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado, no cerrado e no brejo..... 126
- Figura 3.29- Porcentagem de esporos de *Osmunda regalis*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado, B. Cerrado, C. Mata ciliar, D. Brejo.  
Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994..... 127

Figura 3.30-	Porcentagem de esporos do tipo <i>Campyloneurum phyllitidis/ Pleopeltis angusta</i> , em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. <b>A.</b> Campo cerrado, <b>B.</b> Cerrado, <b>C.</b> Mata ciliar, <b>D.</b> Brejo. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	128
Figura 3.31-	Porcentagem de esporos de <i>Polypodium fraxinifolium</i> , em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presente na mata ciliar. Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado, no cerrado e no brejo.....	129
Figura 3.32-	Porcentagem de esporos de <i>Polypodium latipes</i> , em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presente no campo cerrado. Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado, na mata ciliar e no brejo.....	130
Figura 3.33-	Porcentagem de esporos de <i>Polypodium ptilodon</i> , em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. <b>A.</b> Campo cerrado, <b>B.</b> Cerrado, <b>C.</b> Mata ciliar, <b>D.</b> Brejo. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	131
Figura 3.34-	Porcentagem de esporos do tipo <i>Thelypteris</i> , em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. <b>A.</b> Campo cerrado, <b>B.</b> Cerrado, <b>C.</b> Mata ciliar, <b>D.</b> Brejo. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.....	132
Figura 3.35-	Porcentagem de esporos do tipo <i>Thelypteris/Asplenium serra</i> , em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. <b>A.</b> Campo cerrado, <b>B.</b> Mata ciliar, <b>C.</b> Brejo Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado.....	133
Figura 4.1-	Análise dos esporos de pteridófitas em relação ao número total de grãos (pólen + esporos) do solo da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. Solo coletado em 3 profundidades: 0-5, 5-10 e 10-15cm.....	138
Figura 4.2-	Porcentagem de esporos de cada espécie (ou tipo) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas no banco de solos da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	139
Figura 5.1-	Esquema de uma fronde fértil de <i>Cyathea delgadii</i> .....	141
Figura 5.2-	Germinação de esporos recém-coletados de <i>Cyathea delgadii</i> , em meio líquido, a 25°C sob luz branca. No escuro não ocorreu germinação.....	159

Figura 5.3-	Germinação de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> em meio líquido ou meio sólido (ágar) a 25°C sob luz branca.....	160
Figura 5.4-	Cromatografia (PC) de açúcares presentes em esporos de <i>Cyathea delgadii</i> . (E) com revelação para frutanos. FRU= frutose; SAC= sacarose.....	172
Figura 5.5-	Cromatografia (PC) de açúcares presentes em esporos armazenados de <i>Cyathea delgadii</i> . (E1= 48 meses; E2= 36 meses; E3= 24 meses; E4= 9 meses; E5= 0 meses) com revelação em nitrato de prata. P1, P2 e P3=padrão; ARA=arabinose; FRU=frutose; GAL=galactose; GLI=glicose; MAL=maltose; MAN= manose; SAC=sacarose; XIL= xilose.....	173



## Índice de tabelas

	Página
Tabela 2.1- Material utilizado no estudo de morfologia dos esporos.....	36
Tabela 2.2- Pteridófitas coletadas na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, SP.....	41
Tabela 2.3- Medidas do eixo polar, eixos equatoriais (maior e menor) de esporos monoletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	43
Tabela 2.4- Medidas do eixo polar e equatorial de esporos triletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	44
Tabela 2.5- Medidas do comprimento e da margem da lesão dos esporos monoletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	45
Tabela 2.6- Medidas do comprimento total, do braço e margem da lesão dos esporos triletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	46
Tabela 2.7- Medidas da sexina, nexina externa e interna da exina de esporos monoletes de pteridófitas da mata da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	47
Tabela 2.8- Medidas da sexina, nexina externa e interna da exina de esporos triletes de pteridófitas da mata da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	48
Tabela 3.1- Distribuição dos esporos (tipos) de pteridófitas no campo cerrado, cerrado, mata ciliar e brejo, no período janeiro/94 a fevereiro/95, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.....	104
Tabela 5.1- Análise química das terras coletadas na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu (SP) feita pela Seção de Fertilidade do Solo e Nutrição de plantas do Instituto Agrônomo de Campinas. 1- campo cerrado; 2- cerrado senso restrito; 3- mata ciliar; 4- brejo; 5- área perturbada.....	145
Tabela 5.2- Porcentagem da intensidade luminosa filtrada pela vegetação ao nível do solo e a um metro de altura.....	146
Tabela 5.3- Esporos, esporângios e soros em frondes de <i>Cyathea delgadii</i> .....	152
Tabela 5.4- Efeito do hipoclorito de sódio (0,1%, por 2 minutos) na esterilização de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> com posterior lavagens sucessivas com água. Esporos colocados para embeber em água temperatura de 25°C constante; resultados verificados após 7 dias.....	153
Tabela 5.5- Efeito do hipoclorito de sódio e de cálcio na esterilização dos esporos de <i>C. delgadii</i> durante a germinação sobre ágar. Observações feitas após 7 dias sob luz contínua, a 25°C.....	154

Tabela 5.6-	Efeito a nistatina (100U.ml <sup>-1</sup> ) adicionada ao ágar sobre a contaminação de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> por fungos e bactérias tratados com hipoclorito de cálcio (0,5%) e na germinação de <i>Cyathea delgadii</i> . Observação feita após 7 dias.....	156
Tabela 5.7-	Efeito da lavagem antes e depois do tratamento de pré-incubação e tratamento com hipoclorito de sódio a 1% na contaminação por bactéria e germinação dos esporos de <i>Cyathea delgadii</i> . Resultados obtidos após 7 dias de pré-incubação. ....	157
Tabela 5.8-	Germinação de esporos de <i>C. delgadii</i> depositados em discos de substratos diferentes sobre ágar a 1,2%. Ágar preparado com água ou solução nutritiva. ....	158
Tabela 5.9-	Viabilidade de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> , coletados no mesmo dia e armazenados em frascos de vidro vedado, no escuro a 12°C, determinado através do teste da germinação no dia 7 Letras comparam valores de germinação entre os tratamentos.....	162
Tabela 5.10-	Viabilidade de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> armazenados por 2 meses em frascos de vidro selado no escuro, a 12°C e 25°C, determinada através do teste de germinação no dia 7 Letras comparam valores de germinação entre os tratamentos.....	163
Tabela 5.11-	Viabilidade de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> armazenados em dessecador a 25°C sob escuro ou luz e em dessecador a 12°C, determinada através do teste de germinação no dia 7. Controle: em vidro selado sob escuro a 12°C Letras comparam dados na horizontal.....	164
Tabela 5.12-	Efeito do armazenamento de esporos por 12h em nitrogênio líquido e transferência lenta ou rápida para temperatura de 25°C na germinação de esporos de <i>Cyathea delgadi</i> Letras comparam valores na vertical.....	165
Tabela 5.13-	Viabilidade de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> armazenados (enterrados) na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu no campo cerrado, cerrado senso restrito, mata ciliar, brejo e área perturbada, determinada através do teste de germinação no dia 15 e porcentagem de umidade dos esporos após armazenamento.....	166
Tabela 5.14-	Conteúdo de lipídios totais, proteínas solúveis totais, açúcares solúveis totais e amido de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> secos e após 10 dias de embebição (1) a 25°C constantes sob luz branca e escuro contínuos.....	167
Tabela 5.15-	Germinação (dia7) de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> de duas coletas diferentes armazenados em vidro selado, no escuro a 12°C.....	169
Tabela 5.16-	Dosagem de lipídios, proteínas, açúcares solúveis e amido de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> de duas coletas diferentes armazenados em vidros selados, no escuro a 12°C.....	169
Tabela 5.17-	Lipídios, açúcares solúveis, amido e proteínas em esporos de <i>Cyathea delgadii</i> de mata ciliar armazenados até 32 meses em frascos de vidro a 12°C .....	170

Tabela 5.18-	Conteúdo de açúcares solúveis totais e açúcares redutores presentes em esporos de <i>Cyathea delgadii</i> Sternb. armazenados por 0, 9, 24, 36 e 48 meses frascos de vidro vedados. Letras comparam valores na vertical.....	171
Tabela 5.19-	Porcentagem de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> . com diferentes números de glóbulos de lipídios. Letras comparam valores na vertical.....	174
Tabela 5.20-	Tamanho dos protalos com 2 meses de idade de <i>Cyathea delgadii</i> crescidos sobre solos de cerrado, mata ciliar, brejo e área perturbada a 25°C constante e luz contínua. As letras comparam valores na vertical.....	176
Tabela 5.21-	Germinação de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> em diferente tipos de solos e em água.. Letras comparam valores de germinação entre os tratamentos.....	177
Tabela 5.22-	Germinação (no dia 14) de esporos de <i>Cyathea delgadii</i> e medidas de pH, no início e fim do experimento do líquido extraído dos diferentes tipos de terra utilizados neste trabalho e em água (controle). Letras comparam valores de germinação nos diferentes tratamentos.....	178

## 1 - INTRODUÇÃO

As pteridófitas compreendem cerca de 12 000 espécies (RAGHAVAN, 1989). Estão agrupadas em 5 classes, sendo que em todas há representantes fósseis e algumas, são constituídas apenas por fósseis (HOLTTUM, 1949; CHRISTENSEN, 1967; HIRMER, 1967a,b,c,d; KRÄUSEL, 1967; WALTON & ALSTON, 1967; CRABBE *et al.*, 1975; JOLY, 1976; SCHULTZ, 1977; TRYON & LUGARDON, 1991). A relação de classes, ordens e famílias a seguir foi baseada em KRÄUSEL (1967) e SCHULTZ (1977). Somente os gêneros atuais são citados e a listagem destes está de acordo com TRYON & LUGARDON (1991).

### 1. CLASSE PSILOPHYTINAE

#### ordem 1: PSILOPHYTALES

- família Asteroxylaceae
- Drepanophycaceae
- Horneaceae
- Protopteridiaceae
- Pseudosporochnaceae
- Psilophytaceae
- Rhyniaceae
- Sciadophytaceae
- Zosterophyllaceae

Todos os representantes da **CLASSE PSILOPHYTINAE** são fósseis; é o grupo mais antigo de plantas vasculares verdadeiramente terrestres. São conhecidos fósseis desde o siluriano médio (cerca de 380 milhões de anos atrás); desapareceram no devoniano superior.

### 2. CLASSE ARTICULATAE

#### ordem 1. CALAMITALES

- família Astero calamitaceae
- Calamitaceae

#### ordem 2. PROTOARTICULATAE

- família Calamophytaceae
- Hyenicaceae

ordem 3. PSEUDOBORNIALES

família Pseudoborniaceae

ordem 4. SPHENOPHYLLALES

família Cheirostrobaceae

Sphenophyllaceae

ordem 5. EQUISETALES

família Equisetaceae

gênero *Equisetum*

*Equisetum* é o único gênero com representantes atuais de toda a CLASSE

## ARTICULATAE.

### 3. CLASSE LYCOPSIDA

ordem 1. LEPIDODENDRALES

família Bothrodendraceae

Lepidocarpaceae

Lepidodendraceae

Pleuromeiaceae

Sigillariaceae

ordem 2. PROTOLEPIDODENDRALES

família Archaeosigillariaceae

Drepanophycaceae

Eleutherophyllaceae

Lepidosigillariaceae

Leptophloeaceae

Protolepidodendraceae

Sublepidodendraceae

ordem 3. ISOETALES

família Isoetaceae

gênero *Isoetes*

*Stylites*

ordem 4. LYCOPODIALES

família Lycopodiaceae

gênero *Huperzia*

*Lycopodiella*

*Lycopodium*

*Phylloglossum*

ordem 5. SELAGINELLALES

família Selaginellaceae

gênero *Selaginella*

Todos os representantes das ordens LEPIDODENDRALES e PROTOLEPIDODENDRALES são fósseis. As ordens ISOETALES, LYCOPODIALES e SELAGINELLALES apresentam também vários gêneros fósseis.

#### 4. CLASSE PSILOTOPSIDA

ordem 1. PSILOTALES

família Psilotaceae

gênero *Psilotum*

família Tmesipteridaceae

gênero *Tmesipteris*

Na **CLASSE PSILOTOPSIDA**, todos os representantes são fósseis, com exceção dos gêneros mencionados.

#### 5. CLASSE FILICES

SUB-CLASSE 1. PRIMOFILICES

Todos os representantes são fósseis.

SUB-CLASSE 2. EUSPORANGIATAE

ordem 1. MARATTIALES

família Marattiaceae

gênero *Angiopteris*

*Archangiopteris*

*Christensenia*

*Danaea*

*Marattia*

*Protomarattia*

ordem 2. OPHIOGLOSSALES

família Ophioglossaceae

gênero *Botrychium*

*Helminthostachys*

*Ophioglossum*

A sub-classe EUSPORANGIATAE apresenta também representantes fósseis.

SUB-CLASSE 3. LEPTOSPORANGIATAE

ordem 1. FILICALES

família Aspleniaceae

gênero *Asplenium*

*Camptosorus*

*Ceterach*

*Diellia*

*Holodictyum*

*Pleurosorus*

*Schaffneria*

família Blechnaceae

gênero *Blechnum*

*Brainea*

*Doodia*

*Pteridoblechnum*

*Sadleria*

*Salpichlaena*  
*Steenisioblechnum*  
*Stenochlaena*  
*Woodwardia*

ordem 2. MARSILEALES

família Marsileaceae

gênero *Marsilea*

*Pilularia*

*Regnellidium*

ordem 3. SALVINIALES

família Salviniaceae

gênero *Azolla*

*Salvinia*

A sub-classe LEPTOSPORANGIATAE apresenta muitos representantes fósseis.

SUB-CLASSE 4. OSMUNDIDAE

A sub-classe OSMUNDIDAE apresenta representantes fósseis e recentes.

ordem 1. OSMUNDALES

família Osmundaceae

gênero *Leptopteris*

*Osmunda*

*Todea*

família Cheiroleuriaceae

gênero *Cheiroleuria*

família Cyatheaceae

gênero *Alsophila*

*Cnemidaria*

*Cyathea*

*Nephelea*

*Sphaeropteris*

*Trichipteris*

família Davalliaceae

gênero *Araiostegia*

*Davallia*

*Davallodes*

*Gymnogrammitis*

*Leucostegia*

*Nephrolepis*

família Dennstaedtiaceae

gênero *Blotiella*

*Dennstaedtia*

*Histiopteris*

*Hypolepis*

*Leptolepia*  
*Lindsaea*  
*Lonchitis*  
*Microlepia*  
*Monachosorum*  
*Odontosoria*  
*Oenotrichia*  
*Ormoloma*  
*Paesia*  
*Pteridium*  
*Saccoloma*  
*Tapeinidium*  
*Xyopteris*

**família Dicksoniaceae**

gênero *Calochlaena*

*Cibotium*  
*Culcita*  
*Cystodium*  
*Dicksonia*  
*Thyrsopteris*

**família Dipteridaceae**

gênero *Dipteris*

**família Dryopteridaceae**

gênero *Acrophorus*

*Adenoderris*  
*Aenigmopteris*  
*Arachniodes*  
*Athyrium*  
*Cornopteris*  
*Ctenitis*  
*Cyclodium*  
*Cyclopeltis*  
*Cyrtomium*  
*Cystopteris*  
*Deparia*  
*Didymochlaena*  
*Diplazium*  
*Dryopolystichum*  
*Dryopsis*  
*Dryopteris*  
*Gymnocarpium*  
*Hemidictyum*  
*Heterogonium*  
*Hypodematium*



*Hypoderris*  
*Lastreopsis*  
*Lithostegia*  
*Matteuccia*  
*Maxonia*  
*Megalastrum*  
*Nothoperanema*  
*Onoclea*  
*Onecleopsis*  
*Peranema*  
*Pleocnemia*  
*Polybotrya*  
*Polystichum*  
*Psomiocarpa*  
*Pteridrys*  
*Rumohra*  
*Stenolepia*  
*Stigmatopteris*  
*Tectaria*  
*Triplophyllum*  
*Woodsia*

**família Gleicheniaceae**

gênero *Dicranopteris*  
*Gleichenia*

**família Grammitidaceae**

gênero *Acrosorus*  
*Calymmodon*  
*Grammitis*  
*Pleurosoriopsis*  
*Scleroglossum*

**família Hymenophyllaceae**

gênero *Cardiomanes*  
*Cephalomanes*  
*Crepidomanes*  
*Hymenoglossum*  
*Hymenophyllum*  
*Rosenstockia*  
*Serpyllopsis*  
*Sphaerocionium*  
*Trichomanes*

**família Hymenophyllopsidaceae**

gênero *Hymenophyllopsis*

**família Lomariopsidaceae**

gênero *Bolbitis*

- Elaphoglossum*  
*Lomagramma*  
*Lomariopsis*  
*Teratophyllum*
- família** Lophosoriaceae  
 gênero *Lophosoria*
- família** Loxomataceae  
 gênero *Loxoma*  
*Loxsomopsis*
- família** Matoniaceae  
 gênero *Matonia*  
*Phanerosorus*
- família** Metaxyaceae  
 gênero *Metaxya*
- família** Oleandraceae  
 gênero *Arthropteris*  
*Oleandra*
- família** Plagiogyriaceae  
 gênero *Plagiogyria*
- família** Polypodiaceae  
 gênero *Aglaomorpha*  
*Anarthropteris*  
*Arthromeris*  
*Belvisia*  
*Campyloneurum*  
*Christiopteris*  
*Colysis*  
*Dicronoglossum*  
*Dictymia*  
*Drymotaenium*  
*Drynaria*  
*Goniophlebium*  
*Lecanopteris*  
*Lemmaphyllum*  
*Lepisorus*  
*Leptochilus*  
*Loxogramme*  
*Marginariopsis*  
*Microgramma*  
*Microsorium*  
*Neocheiropteris*  
*Neurodium*  
*Niphidium*  
*Phymatosorus*

*Platycterium*  
*Pleopeltis*  
*Polypodiopteris*  
*Polypodium*  
*Pyrrosia*  
*Selliguea*  
*Solanopteris*

**família Pteridaceae**

gênero *Acrostichum*  
*Actiniopteris*  
*Adiantopsis*  
*Adiantum*  
*Afropteris*  
*Anogramma*  
*Anopteris*  
*Austrogramme*  
*Bommeria*  
*Ceratopteris*  
*Cerosora*  
*Cheilanthes*  
*Coniogramme*  
*Cryptogramma*  
*Doryopteris*  
*Eriosorus*  
*Hemionitis*  
*Idiopteris*  
*Jamesonia*  
*Llavea*  
*Nephtopteris*  
*Neurocallis*  
*Notholaena*  
*Ochropteris*  
*Onychium*  
*Paraceterach*  
*Pellaea*  
*Pityrogramma*  
*Platyzoma*  
*Pteris*  
*Pterozonium*  
*Syngramma*  
*Taenitis*  
*Trachypteris*

**família Schizaeaceae**

gênero *Anemia*

- Lygodium*  
*Mohria*  
*Schizaea*
- família Thelypteridaceae  
 gênero *Cyclosorus*  
*Macrothelypteris*  
*Phegopteris*  
*Pseudophegopteris*  
*Thelypteris*
- família Vittariaceae  
 gênero *Anetium*  
*Antrophyum*  
*Hecistopteris*  
*Monogramma*  
*Rheopteris*  
*Vittaria*

As pteridófitas encontram-se distribuídas nos mais diversos habitats (RAGHAVAN, 1991).

Adaptações à salinidade alta são encontradas em espécies do gênero *Acrostichum* - Pteridaceae (especialmente *A. speciosum* Willd.) e tolerância a solo brejoso é encontrada em *Stenochlaena palustris* (Burm.) Bedd. - Blechnaceae (MEDINA *et al.*, 1990). As espécies resistentes à seca e sujeitas a fogo natural caracterizam-se pelo porte pequeno e fronde fina, áspera, coriácea, além de pequeno rizoma rastejante ou pivotante. Nas savanas da África, KORNÁS (1974) observou espécies de *Pteridium* (Dennstaedtiaceae) e de *Pellaea* (Pteridaceae) resistentes à seca, enquanto que em locais mais úmidos, espécies de *Anemia* (Schizaeaceae), *Arthropteris* (Oleandraceae), *Athyrium* (Dryopteridaceae), *Mohria* (Schizaeaceae), *Nephrolepis* (Davalliaceae) e *Selaginella* (Selaginellaceae) ocupavam fendas de rochas. Apesar da existência de espécies adaptadas a locais de baixa pluviosidade, não foi ainda encontrada uma espécie adaptada a condições de seca total. A velocidade da formação do gametófito (protalo) apresenta uma relação inversa com o suprimento de água (HILL, 1971). Em geral, gametófitos de espécies terrestres de florestas crescem mais lentamente e são maiores do que as de locais mais abertos (PAGE, 1979a). Na região tropical, as florestas de árvores altas e coberturas densas apresentam um número restrito de pteridófitas devido à intensidade

luminosa baixa. Onde o dossel é mais baixo e menos denso, a penetração uniforme da luz proporciona a presença de um número maior de espécies terrestres e epífitas. As espécies arbóreas (especialmente *Cyathea* s.l.- Cyatheaceae) desenvolvem-se neste ambiente. Na floresta tropical de altitude, onde ocorre alternância de temperatura baixa à noite e alta durante o dia e este com alta radiação, as pteridófitas são terrestres e o número das espécies não ultrapassa 5%. Em regiões temperadas, onde há variação maior de temperatura e do fotoperíodo, as espécies apresentam rebrota anual, geralmente na primavera (PAGE, 1979a).

Segundo HOLTUM (1967), o microhabitat em que gametófitos e esporófitos jovens se estabelecem é bastante específico e estável, em consequência do seu tamanho reduzido. Gametófitos de várias espécies de *Cheilanthes* - Pteridaceae, na Austrália, suportam deficiências hídricas severas (QUIRK & CHAMBERS, 1981). No caso de *Pellaea atropurpurea* (L.) Link e *P. glabella* Mettenius - Pteridaceae, espécies que ocorrem em regiões sujeitas a estiagem, a capacidade de sobrevivência em condições de dessecação é aparentemente a mesma, tanto na fase gametofítica como na esporofítica (PICKETT & MANUEL, 1926). O mesmo não ocorre em gametófitos de uma samambaia de mangue, *Acrostium aureum* L.- Pteridaceae - em relação à tolerância à salinidade, pois apresentam menor tolerância que os esporófitos (MEDINA *et al.*, 1990). Algumas espécies nativas do Japão apresentam gametófitos mais resistentes ao congelamento e dessecação do que seus esporófitos (SATO & SAKAI, 1979). Gametófitos de *Vittaria lineata* (L.) Sm. e *V. graminifolia* Kaulf. (Vittariaceae) aparecem em áreas em que os respectivos esporófitos não conseguem sobreviver (SATO & SAKAI, 1981). O congelamento danifica algumas áreas do tecido, mas as células sadias são capazes de recomposição por divisão celular, formando vários gametófitos (FARRAR, 1978).

Das 3 250 espécies das Américas, cerca de 3 000 ocorrem nos trópicos. Há maior diversidade das espécies em áreas montanhosas. Em toda a extensão da Amazônia brasileira, apenas cerca de 300 espécies apresentam larga distribuição. Por outro lado, no

sudeste e sul do Brasil há cerca de 600 espécies concentradas, principalmente, na Serra do Mar (TRYON & TRYON, 1982).

Há espécies de pteridófitas que apresentam interesse econômico, sendo usadas como corantes, aromatizantes, fibras e para a alimentação. Da invasora *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (Dennstaedtiaceae), os brotos são utilizados na alimentação. Entretanto, sabe-se hoje que a espécie tem substâncias causadoras de câncer. Com cozimento dos brotos, há diminuição do número de lesões no trato digestivo, mas causando mesmo assim aparecimento de lesões e carcinomas no trato urinário (SANTOS, 1990). No Japão, onde o consumo é alto, já que o broto é uma iguaria, a incidência de câncer de estômago é 6 vezes maior que nos outros países do primeiro mundo (FLETCHER & KIRKWOOD, 1979). Algumas espécies apresentam substâncias alucinógenas. Outras têm interesse medicinal. Assim, algumas delas possuem ação expectorante (*Adiantum capillus-veneris* L. e *Pellaea calomelanos* (Sw.) Link - Pteridaceae), vermífuga (*Dryopteris filix-mas* (L.) Schott., *D. carthusiana* (Vill.) Fuchs - Dryopteridaceae), diurética (*Asplenium adiantum-nigrum* L., *A. trichomanes* L., - Aspleniaceae, *Lycopodium microphyllum*, *L. cernuum* L. - Lycopodiaceae e *Adiantum capillus-veneris* L. - Pteridaceae), anti-reumática (*Lycopodium cernuum* L. - Lycopodiaceae) e coagulante (*Cyathea* - Cyatheaceae e *Dicksonia* - Dycksoniaceae). Os óleos aromáticos são utilizados tanto para a fabricação de perfumes como para produtos dermatológicos (MAY, 1978; GRAHAM, 1989).

Em termos de pesquisa botânica, as pteridófitas são consideradas ideais para o estudo do controle da diferenciação de tecidos vasculares, do desenvolvimento de folhas e da organização de célula apical, do controle da expressão sexual e da germinação (DYER, 1983; RAGHAVAN, 1985, 1989).

No ciclo de vida há a alternância de geração esporofítica e gametofítica. A planta macroscópica corresponde à fase esporofítica, com número diplóide de cromossomos. O início da geração gametofítica ocorre no esporângio por meiose, com a formação de esporos que se desenvolvem em gametófitos (protalos); neles ocorre a formação de órgãos sexuais e gametas (RAGHAVAN, 1989).

De acordo com os esporos, as pteridófitas estão divididas em dois grupos distintos: homósporas ou isósporas e o grupo das heterósporas.

As pteridófitas homosporadas são:

- classe ARTICULATAE
  - ordem Equisetales
    - família Equisetaceae
- classe FILICES
  - sub-classe EUSPORANGIATAE
    - ordem Ophioglossales
      - família Ophioglossaceae
    - ordem Marattiales
      - família Marattiaceae
  - sub-classe LEPTOSPORANGIATAE
    - ordem Filicales
      - famílias (todas)
  - sub-classe OSMUNDIDAE
    - ordem Osmundales
      - família Osmundaceae
- classe LYCOPSIDA
  - ordem Lycopodiales
    - família Lycopodiaceae
- classe PSILOTOPSISIDA
  - ordem Psilotales
    - família Psilotaceae
    - Tmesipteridaceae

As pteridófitas heterosporadas são:

- classe FILICES
  - sub-classe LEPTOSPORANGIATAE
    - ordem Salviniales
      - família Salviniaceae
    - ordem Marsileales
      - família Marsiliaceae
- classe LYCOPSIDA
  - ordem Isoetales
    - família Isoetaceae
  - ordem Selaginellales
    - família Selaginellaceae

O tipo homósporo forma apenas um tipo de esporângio e conseqüentemente um tipo de esporo. Os gametófitos são estruturas de vida relativamente longas e em certas

espécies de *Lycopodium* (Lycopodiaceae) são necessários alguns anos para atingir a maturidade. Algumas espécies do tipo homósporo, como espécies de *Vittaria* (Vittariaceae), permanecem na fase gametofítica (WAGNER & SHARP, 1963).

As plantas heterósporas apresentam dois tipos de esporângios e dois tipos de esporos: os megásporos, de 200 a 1 000 $\mu$ m no eixo maior, que ao germinar produzem gametófitos femininos e os menores, os micrósporos, de 20 a 60 $\mu$ m no eixo maior, que ao germinar formam os gametófitos masculinos. As formas gametofíticas são formadas entre algumas horas e poucos dias. Os gametófitos masculinos são extremamente reduzidos em *Selaginella* (Selaginellaceae) e *Isoetes* (Isoetaceae), consistindo em um protalo unicelular e um anterídio. Não há formação de rizóides nos protalos masculinos das formas heterósporas, como também não há nos protalos femininos de *Salvinia* e *Azolla* (Salviniaceae). Se por um lado os protalos dos esporos homósporos apresentam forma exospórica, os gametófitos dos esporos heterósporos são endospóricos, ou seja, estão envolvidos, por grande parte da vida, pela parede original do esporo. As exceções são os gêneros *Platyzoma* e *Ceratopteris* (Pteridaceae) que apresentam esporos heterósporos e protalo exospóricos. Outra característica de *Ceratopteris* é a produção de gametófitos masculino e feminino, mas o gametófito feminino pode se tornar hermafrodita, se o masculino demorar a ser funcional (RASHID, 1976; RAGHAVAN, 1991).

Algumas espécies das famílias Grammitidaceae, Hymenophyllaceae e Vittariaceae apresentam gametófitos independentes e perenes; estes formam gemas que são corpos vegetativos usados para a dispersão. Acredita-se que esses gametófitos perenes sejam geneticamente incapazes de produzir esporófitos. As gemas, 50-100 vezes maiores que os esporos, são mais tolerantes que os esporófitos a condições de dessecação e congelamento; os esporos podem ser dispersos por água ou por adesão a animais, como salamandras, lesmas, aranhas e insetos (FARRAR, 1985).

O esporo, quanto à forma, pode ser monolete ou trilete. Esporos monoletes são simétricos bilateralmente, com lesão linear cerca de 1/8 do comprimento total do esporo. Muitos apresentam variação de elipsoidais a globosos, podendo também ser alongados,



com comprimento três ou mais vezes maior que sua largura. Os esporos triletes são de simetria radial, com lesão trirradiada, com o comprimento do braço da lesão cerca de 3/4 do comprimento do raio. Frequentemente são tetraédricos com a face distal hemisférica ou esferoidal; em algumas espécies há uma faixa de ornamentação na região equatorial ou nas proximidades desta (TRYON & LUGARDON, 1991). Acredita-se que os esporos triletes são mais primitivos, porque são encontrados nas espécies fósseis (CHALONER, 1970; GENSEL, 1980) e, além disto, é a forma dominante nas famílias atuais mais primitivas como Cyatheaceae, Dicksoniaceae e Ophioglossaceae (TRYON & TRYON, 1982). As duas formas (monoete e trilete), no entanto, estão presentes em Dennstaedtiaceae, Gleicheniaceae, Isoetaceae, Marattiaceae, Schizaeceae e Vittariaceae. Em *Isoetes* (Isoetaceae), por exemplo, o micrósporo é monoete e o megásporo é trilete (ERDTMAN & SORSA, 1971). TRYON & LUGARDON (1991) afirmam que os esporos de Pteridaceae são geralmente triletes, mas há casos de monoletes; por outro lado, em Polypodiaceae e Thelypteridaceae, os esporos são predominantemente monoletes. A ocorrência de ambas as formas em um grupo sugere uma origem polifilética da forma monoete. Também são observadas variações do tamanho e da posição da lesão em vários gêneros, incluindo os fósseis, como em *Scolepteris* do carbonífero (MILLAY, 1979).

O grupo das plantas homósporas apresenta, em sua maioria, esporos de 15 a 50µm no eixo maior. As exceções são observadas no gênero *Marattia* (Marattiaceae) com os menores esporos e os maiores na família Polypodiaceae com 50 a 100µm (ERDTMAN & SORSA, 1971). Dependendo do grupo, os esporos podem apresentar tamanho homogêneo, como no sub-gênero *Amauropelta* - gênero *Thelypteris* - Thelypteridaceae (WOOD, 1984) ou apresentar variações significativas também na forma, como no gênero *Blechnum* (Blechnaceae), onde foram classificados em anormais, normais e abortivos por MORBELLI (1974).

Em geral, essas variações em tamanho são indício de poliploidia. O tamanho também pode ter relação inversa com o número de esporos por esporângio, especialmente em famílias primitivas que apresentam esporos pequenos (TRYON &

LUGARDON, 1991). O que se observa, no entanto, é uma variação maior no tamanho em híbridos estéreis, quando comparados com espécies sexuadas normais (WAGNER & CHEN, 1965; KANAMORI, 1969). Variação considerável no tamanho também pode ser encontrada dentro da mesma espécie, como em *Lepisorus nudus* (Hook.) Ching - Polypodiaceae (PAL & PAL, 1970). Os autores também observaram esporos pouco desenvolvidos e/ou não funcionais, encontrados particularmente em *Campyloneurum phyllitidis* (L.) Presl. - Polypodiaceae. Podem haver também diferenças em tamanho por outras razões. Por exemplo, PRYER & BRITTON (1983) analisaram as medidas dos esporos de *Gymnocarpium* (Dryopteridaceae) feitas por eles, com as de trabalhos de outros autores. Observaram uma variação da média de cerca de 10% dos esporos examinados nos vários trabalhos; para eles isto é consequência de preparações diferentes do material de estudo.

Através da microscopia óptica ou por contraste de fase e da coloração diferencial do material, é possível distinguir três camadas na parede do espora, de fora para dentro: perina (perispório), exina (esporoderme ou exospório) e intina (endospório). A exina é formada por esporopolenina e pode estar subdividida em sexina, que é mais externa e geralmente ornamentada, e nexina, mais interna e sem ornamentação. A intina, última camada a ser formada, é pecto-celulósica e está presente entre a exina e o plasmalema. Diferindo das outras duas camadas que são formadas por deposição do tapetum, a intina é derivada da célula gametofítica. A presença de glicoproteínas associadas à parede sugere um sistema de depósito de oligossacarídeos, que é utilizado para promover a germinação do espora. Somente em alguns casos é possível, também, observar deposição de glóbulos e esférulas na perina, a camada mais externa (TRYON & LUGARDON, 1991). Acredita-se que a esporopolenina das pteridófitas seja diferente da encontrada em pólen, pois a do espora é insolúvel em 2-aminoetanol (SOUTHWORTH, 1974).

A perina, em geral, é menos resistente a agentes químicos que a exina, embora ambas sejam formadas por esporopolenina. Pode ser delgada ou espessa, altamente resistente ou de remoção fácil durante a acetólise, tratamento químico para retirada do conteúdo celular. Está aderida à superfície da exina através de pequenos pontos ou por

toda a superfície. Os pontos de fixação podem ser resistentes ou desintegrarem no último estágio da esporogênese ou durante a dispersão. PETTITT (1979) afirma que a perina pode ser coberta por um envelope gelatinoso. Observações feitas em esporos de várias espécies indicam que a perina é normalmente maior em poliplóides (ERDTMAN, 1971). Em relação à ornamentação, observa-se que quanto maior o esporo, maior a densidade das unidades de ornamentação desta camada (PETTITT, 1979). Em pteridófitas heterósporas, perinas diferentes são encontradas nos megásporos e nos micrósporos. É uma camada que pode estar presente ou ausente em esporos tanto monoletes como triletes, mesmo dentro da mesma família (ERDTMAN & SORSA, 1971). A alta variabilidade das características da perina (cor, espessura, ornamentação, resistência física e química) torna-a difícil de ser descrita. HARRIS (1955), revisando as dificuldades para aplicação do termo perina, observou que, em suas preparações, ela era algumas vezes inconspícua, evidente como fina ou parcialmente fragmentada. LUGARDON (1971, 1972) define a perina como parte da parede geralmente resistente à acetólise. O uso integrado de microscopia óptica e eletrônica de varredura propicia uma descrição mais completa da perina. A função da perina foi questionada em casos isolados. Em Thelypteridaceae, por exemplo, MITSUI (1986) descreve sua função como de proteção (que em geral é exercida pela exina); nesta família apresenta-se fina e parece ser esta a razão de estar aderida firmemente à exina. Por outro lado, esporos de *Pyrrosia nummulariifolia* (Sw) Ching e *Pyrrosia rupestris* (R. Br.) Ching (Polypodiaceae) apresentam perina espessa, de cristas sólidas, com estruturas ao longo das quais a ruptura da perina é fácil. Neste caso, a função não parece ser proteção do conteúdo celular, mas estar ligada à dispersão dos grãos (van UFFELEN, 1986). FÆGRI & PIJH (1980) relacionam, de maneira geral, a escultura dos esporos com a dispersão por formigas, encontrada em algumas pteridófitas tropicais.

PAL & PAL (1970) reuniram dados da literatura sobre medidas de esporos de espécies de Polypodiaceae. Eles constataram a existência de dados inconsistentes para a mesma espécie, de vários e até de um mesmo autor. Há controvérsias, também, na maioria dos casos a respeito da cor do esporo no gênero e/ou espécies. Em material

preservado ou seco, a cor original (incluindo a dos soros) é normalmente perdida e torna-se difícil ter certeza se os esporos examinados são maduros ou não. Os esporos frescos de *Sadleria squarrosa* Moore - Blechnaceae são marrons, mas em muitos materiais de herbário parecem brancos, indicando que ocorreram algumas mudanças na superfície ou que o material foi clarificado (LLOYD, 1976). Hillebrand (1888 in LLOYD, 1976) afirma que *Sadleria squarrosa* Moore - Blechnaceae apresenta a camada mais externa formada por um grande número de papilas clavadas que desaparecem com a idade, deixando a superfície apenas áspera. As descrições morfológicas de esporos de pteridófitas, principalmente as comparativas, requerem muitos cuidados. A contaminação é algo fácil de ocorrer quando se trabalha com exemplares de herbário. BROWN (1960) mostra que há um maior número de pólen de *Pinus* do que de esporos de *Angiopteris evecta* Hoffm.- Marattiaceae - nos exemplares dessa espécie guardados em um herbário da China.

TRYON & LUGARDON (1991) agrupam as espécies em três tipos de esporos, de acordo com a estrutura da parede: primitivo, derivado e especializado. O tipo primitivo é representado pelas famílias Marattiaceae, Ophioglossaceae e Osmundaceae, em que a exina espessa é recoberta por perina fina. Com exceção de poucos gêneros de Marattiaceae, os esporos são triletes, ornamentados por tubérculos, rúgulas, retículos ou espinhos. No tipo derivado, encontra-se a maior parte das espécies cuja parede é formada por perina elaborada, que recobre uma exina relativamente plana e freqüentemente mais fina. Via de regra, os esporos são monoletes. Finalmente, no tipo especializado, os esporos são similares aos primitivos ou derivados, porém com perina ou exina de ornamentação mais elaborada; estão presentes tanto em mono como em triletes. Esporos das famílias mais primitivas (Gleicheniaceae, Marattiaceae, Ophioglossaceae, Schizaeaceae), via de regra, apresentam contornos grosseiros derivados da exina, com perina relativamente fina, enquanto que nas famílias mais avançadas (Aspleniaceae, Blechnaceae, Dryopteridaceae), os contornos mais elaborados são derivados da perina, com a exina apresentando pouco ou nenhum ornamento (TRYON & TRYON, 1982).

A produção de esporos tem início somente após um período de desenvolvimento do esporófito, que pode variar de 1 a 5 anos para plantas de porte médio e de 5 a 10 para espécies terrestres de porte grande e algumas epífitas dos trópicos (PAGE, 1979b).

Em trabalhos com esporos de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (Dennstaedtiaceae), CONWAY (1957) observou variação na produção de esporos de um ano para outro e também variação do tamanho do esporo, o que seria uma resposta às condições nutricionais do ambiente. Em um levantamento de 12 espécies cultivadas (originárias da região temperada e tropical), PAGE (1979b) mostra que na produção de esporos, o número varia de 750 mil (*Asplenium trichomanes* L. - Aspleniaceae) a 750 milhões (*Dicksonia antarctica* Lab. - Dicksoniaceae) de esporos por fronde. Uma única planta de *Dryopteris pseudo-mas* (L.) Schott (Dryopteridaceae) produz até um bilhão de esporos em um intervalo de 24 horas. Esta produção pode estar limitada a um período favorável, como em zonas temperadas (por exemplo, na Escócia, a dispersão da maioria das espécies tem início em junho com clímax no final de agosto ou início de setembro) ou estar presente por um tempo indefinido, onde o início de frondes novas e maturação das velhas ocorrem por todo o ano, como na zona tropical (PAGE, 1979b).

Durante o processo de maturação dos esporos, são observadas mudanças citológicas com formação e rearranjo de organelas no citoplasma. Esporos de *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae) apresentam inicialmente núcleo central com mitocôndrias, amiloplastos e corpúsculo de lipídio dispersos pelo citoplasma. Durante a vacuolização, ocorre o aumento do volume da célula e migração centrífuga do núcleo. Ao final do processo de maturação, período em que ocorre a formação dos cloroplastos, o núcleo volta para a região central (MARENGO, 1949; MARENGO & BADALAMENTE, 1978).

Ao chegar ao solo, é preciso que os esporos possam germinar. Por exemplo, espécies de Cyatheaceae, Polypodiaceae, Pteridaceae e Schizaeaceae apresentam esporos cuja quebra de dormência só pode ser feita por luz e, às vezes por fitohormônios (RAGHAVAN, 1989). Em outro extremo, esporos de Grammitidaceae e Hymenophyllaceae dificilmente exibem dormência, uma vez que a germinação ocorre

dentro dos esporângios (STOKEY, 1940; STOKEY & ATKINSON, 1958; ATKINSON, 1960). Um exemplo de dormência de esporos é encontrado em *Ceratopteris richardii* Brongn. (cepa Hn-n) - Pteridaceae, em que a germinação máxima ocorre apenas após armazenamento em temperatura ambiente por vários meses. Após experimentos em que se alteram as condições de temperatura, pressão do ar, escarificação química, pré-embrição e qualidade de luz, apenas o tratamento com ácido 2-cloroetil-fosfônico foi eficiente para promover a maturação (quebra artificial de dormência). O ácido promove a germinação dos esporos recém coletados e diminui a dos esporos armazenados por algum tempo (WARNE & HICKOK, 1987).

A germinação dos esporos caracteriza-se por uma divisão assimétrica e a protrusão do rizóide, célula longa e aclorofilada, cuja função é a fixação e absorção. HUCKABY & RAGHAVAN (1981) observam alto grau de homogeneidade no padrão de germinação de 16 espécies de *Thelypteris* (Thelypteridaceae). NAYAR & KAUR (1968) classificam a germinação das pteridófitas homósporas segundo o plano da divisão celular em relação à polaridade do esporo e à direção do crescimento do rizóide e do protonema inicial. Baseado no estudo dos gêneros, os tipos foram denominados *Ceratopteris*, *Lygodium*, *Vittaria*, *Osmunda*, *Dicksonia*, *Gleichenia*, *Hymenophyllum*, *Mecodium* e *Trichomanes*.

A luz e a temperatura são fatores que afetam a germinação da maioria das pteridófitas. Dentre as 80 espécies estudadas por MILLER (1968), apenas sete germinam no escuro. ESTEVES & FELIPPE (1985) observaram que dentre as nove espécies presentes em alguns cerrados do estado de São Paulo (município de Corumbataí, Itirapina, Moji Guaçu e São Carlos), apenas os esporos de *Polypodium pleopeltifolium* Raddi e *P. polypodioides* (L.) Watt (Polypodiaceae) apresentam germinação no escuro, ainda que em valores muito inferiores aos encontrados sob luz. Em *P. pleopeltifolium* Raddi, a germinação sob escuro aumenta por exposições curtas à luz vermelha (FELIPPE *et al.*, 1992). Esporos de *Asplenium serra* Langsd. & Fisch. (Aspleniaceae), *Blechnum brasiliense* Desv., *Blechnum glandulosum* Link (Blechnaceae), *Campyloneurum phyllitidis* Presl. (Polypodiaceae), *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae), *Polypodium*

*ptilodon* Kunze var. *robustum* (Fée) A. M. Evans, *Polypodium triseriales* Sw. (Polypodiaceae) e *Thelypteris chrysodioides* (Fée) Morton (Thelypteridaceae) coletados em mata ciliar apresentam germinação apenas na presença de luz (SIMABUKURO *et al.*, 1993). Assim como a presença ou a ausência, a qualidade e a intensidade luminosa e o período de exposição à luz atuam sobre a germinação. Esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae), por exemplo, apresentam maior porcentagem de germinação a  $320 \mu\text{W}\cdot\text{cm}^{-2}$  na faixa de 220 a  $2\ 500 \mu\text{W}\cdot\text{cm}^{-2}$  (MARCONDES-FERREIRA & FELIPPE, 1984). Em *Polypodium latipes* Langsd. & Fisch. (Polypodiaceae) a porcentagem de germinação foi semelhante sob luz fluorescente branca, entre 87 e  $224 \mu\text{W}\cdot\text{cm}^{-2}$  (ESTEVES, 1989). Tendo em vista que em muitas espécies a luz vermelha promove germinação (com reversão por vermelho-extremo), acredita-se que o fitocromo esteja envolvido no processo germinativo. Em *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae), com uma fase de pré-umbebição de 24 horas, a germinação é desencadeada após 1 minuto de luz vermelha e o efeito é revertido pelo vermelho-extremo (RANDI & FELIPPE, 1988c). Nesta espécie a germinação também é induzida por luz azul (RANDI & FELIPPE, 1988f). Raios alfa, raios X e radiação ultravioleta diminuem ou atrasam o início da germinação, causando também desorganização da divisão celular (ZIRKLE, 1932, 1936; CHARLTON, 1938; HOWARD & HAIGH, 1970).

A necessidade de luz pode ser substituída pela adição de giberelina (GA) e de filtrado de cultura de gametófitos (NÄF, 1966). Em *Anemia phyllitidis* (L.) Sw. (Schizaeaceae) GA<sub>4</sub> e GA<sub>7</sub> parecem ser as giberelinas mais efetivas, sendo GA<sub>3</sub> de efeito intermediário e GA<sub>5</sub> e GA<sub>13</sub> as menos eficazes (WEINBERG & VOELLER, 1969; NESTER & COOLBAUGH, 1986; SUGAI *et al.*, 1987). Em esporos de *Lygodium japonicum* (Thunb.) Sw. (Schizaeaceae) as formas metil ésteres das giberelinas são mais ativas que as formas livres correspondentes e o protalo pode converter a fonte exógena para o correspondente metil éster (YAMANE *et al.*, 1979).

Em geral, a faixa de temperaturas ótimas para a germinação é de 20 a 25°C, sendo as temperaturas mais baixas encontradas de 1-2°C para *Pteridium aquilinum* (L.)

Kuhn, Dennstaedtiaceae (CONWAY, 1949) e de 5°C para *Cyathea bonensimensis* Copel., Cyatheaceae (KAWASAKI, 1954). No outro extremo, esporos de *Cheilanthes eatonii* Baker, *C. lindheimeri* Hook., *Notholaena* e *Pellaea* (Pteridaceae) germinam entre 40 a 50°C. A alternância de temperatura de 5, 10, 15, 20, 25 e 30°C com 25°C também é importante para esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) e *Polypodium latipes* Langsd. & Fisch. (Polypodiaceae), promovendo a quebra de dormência imposta por temperaturas baixas (5 ou 10°C) ou por 30°C (MARCONDES-FERREIRA & FELIPPE, 1984; ESTEVES & FELIPPE, 1985). Durante o processo de embebição a 4°C, esporos de *Pteris vittata* L. (Pteridaceae) perdem a fotossensibilidade, indicando que o fitocromo é provavelmente sintetizado durante a embebição, sob temperatura favorável (ZILBERSTEIN *et al.*, 1984). Em *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae), quanto mais baixa a temperatura durante a fase de pré-indução da germinação, menor é a fotossensibilidade (RANDI & FELIPPE, 1988d). Em esporos de *Polypodium pleopeltifolium* Raddi (Polypodiaceae), no entanto, FELIPPE *et al.* (1992) observam que a temperatura de 5°C por um período de até 3 horas promove um aumento estatisticamente significativo da germinação sob escuro. Em *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) a fotossensibilidade máxima é obtida após 24 horas de pré-indução sob escuro (RANDI & FELIPPE, 1988e).

A germinação pode ocorrer na presença de apenas água, como foi observado em *Blechnum spicant* (L.) Roth (Blechnaceae), *Cystopteris fragilis* (L.) Bernh. (Dryopteridaceae), *Dryopteris erythrosora* (Eat.) Ktze. (Dryopteridaceae), *Matteuccia struthiopteris* (L.) Tod. (Dryopteridaceae), *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae), *Osmunda regalis* L. (Osmundaceae), *Pityrogramma calomelanos* (L.) Link. (Pteridaceae) e *Pteris vittata* L. (Pteridaceae). Quando se compara a germinação em meio contendo sais minerais e em água destilada, o primeiro tratamento causa germinação superior (HAUPT, 1985). A presença ou ausência de sacarose no meio e a intensidade luminosa baixa não afetam a germinação de esporos de *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae), mas a intensidade luminosa baixa na ausência de dióxido de carbono



inibe a germinação e a sacarose reverte o efeito inibidor (NÄF & NAYLOR, 1951). Experimentos de germinação foram feitos em meio líquido ou sobre ágar (de 0,5 a 5,0%). O desenvolvimento em ágar é geralmente mais lento (HUREL-PY, 1944; MILLER & MILLER, 1961). SCHWABE (1951), no entanto, afirma que há número menor de contaminantes em cultura sobre ágar.

A germinação é limitada por uma faixa estreita de pH. A maioria das espécies apresenta faixa ótima em pH neutro a levemente ácido. Exceções são encontradas, por exemplo, em *Dryopteris marginalis* (L.) A. Gray. (Dryopteridaceae), *Trichipteris corcovadensis* (Raddi) Copel. (Cyatheaceae) e uma espécie de *Eriosorus* (Pteridaceae) que germinam entre 3,2-8,2; 4-7 e 4-5,5, respectivamente (GUERVIN & LAROCHE, 1967; ESTEVES, 1984; OTTO *et al.*, 1984). Os esporos de *Notholaena cochisensis* Goodd. e *Pellaea limitanea* (Maxon) Morton (Pteridaceae) germinam em pH 9-10, refletindo o solo alcalino em que as espécies são encontradas (HEVLY, 1963).

A composição atmosférica também afeta a germinação. Esporos de *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae), por exemplo, se embebidos sob atmosfera de nitrogênio, perdem gradualmente a sensibilidade à luz vermelha; a presença de etileno também inibe a germinação, tanto no escuro quanto em luz; a aplicação posterior ao início da germinação causa o aumento do tamanho da célula acompanhado de redução da divisão celular em 50% (EDWARDS & MILLER, 1972a; FISHER & MILLER, 1975, 1978; RUBIN & PAOLILLO Jr., 1984a,b).

Para trabalhos de germinação há necessidade de esporos esterilizados e há um grande número de produtos para esterilizá-los. Entre eles destacam-se o cloreto de mercúrio, álcool, peróxido de hidrogênio e bromina com tiosulfato de sódio (DYER, 1979b). SCHWABE (1951) verificou o efeito de vários produtos químicos na esterilização de esporos de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (Dennstaedtiaceae) e obteve um bom resultado lavando-os, várias vezes, com água estéril. A maior parte dos pesquisadores, no entanto, utiliza soluções diluídas de hipoclorito de sódio ou de cálcio. A combinação entre concentração e tempo varia para cada espécie, devido à sensibilidade diferente. Hipoclorito de sódio é efetivo na esterilização a 0,5% durante 25

segundos para *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (Dennstaedtiaceae) ou 15% durante 10 minutos para *Anemia phyllitidis* (L.) Sw. (Dryopteridaceae). Hipoclorito de cálcio é utilizado a 1% durante 4 minutos para *Ceratopteris thalictroides* (L.) Brongn. (Pteridaceae) ou 15% para uma lavagem rápida no caso de *Thelypteris palustri* Schott., Thelypteridaceae (BELL, 1958; NÄF, 1958; WEINBERG & VOELLER, 1969; SCHEDLBAUER, 1976). WARNE *et al.* (1986), no entanto, para a esterilização utilizam combinação de hipoclorito de sódio e lavagem com água estéril. Os autores até descrevem uma máquina que desenvolveram para esterilizar esporos. Um período de embebição no escuro para que os contaminantes (fungos e bactérias) se desenvolvam e se tornem mais suscetíveis à esterilização é utilizado em *Anemia phyllitidis* (L.) Sw. (Schizaeaceae) e *Ceratopteris thalictroides* (L.) Brongn. -Pteridaceae (VOELLER, 1964; SCHEDLBAUER, 1976).

Para o sucesso do estabelecimento de novas populações de pteridófitas é preciso que o esporo germinado passe por uma fase gametofítica, muitas vezes tão longa e complexa quanto a fase esporofítica. Fatores como densidade, pH e luz podem causar formação de gametófitos atrofiados e ameristemáticos, como em *Polypodium vulgare* L. - Polypodiaceae - e *Todea barbara* (L.) Moore - Osmundaceae (von ADERKAS & CUTTER, 1983b). A passagem da fase filamentosa para bidimensional do protalo é bloqueada por ação de fungos em *Polypodium vulgare* L. - Polypodiaceae (SMITH & ROBINSON, 1969). Segundo MALIK & BHARDWAJA (1990), no caso de aplicação de colchicina, são observados presença de protonema anormal e atraso da iniciação rizoidal, além da redução de gametófitos na fase bidimensional em *Athyrium falcatum* Bedd., *A. pectinatum* (Wall.) Pr. e *A. schimperi* Fée - Dryopteridaceae. No aspecto nutricional, em experimentos em que se comparam soluções nutritivas diferentes, observa-se que gametófitos de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (Dennstaedtiaceae) apresentam alterações em relação ao tamanho do gametófito, presença e tamanho de rizóides, além de clorose causados tanto pela deficiência como pelo enriquecimento do meio, envolvendo nitrogênio, potássio, fósforo, enxofre e metais (SCHWABE, 1951; CONWAY & STEPHENS, 1957). Estudando o efeito de diferentes fontes de nitrogênio no

desenvolvimento de gametófitos de *Botrichium dissectum* Spreng. (Ophioglossaceae), MELAN & WHITTIER (1990) observam que o crescimento é maior com o uso de cloreto de amônio ( $\text{NH}_4\text{Cl}$ ); o gametófito é mais longo quando há fornecimento de amônio e a habilidade de utilizar o nitrato parece mudar com a idade. Sob diferentes concentrações de solução de Knop, os gametófitos de *Osmunda regalis* var. *japonica* Milde (Osmundaceae) e *Asplenium nidus* L. (Aspleniaceae) apresentam desenvolvimento anormal dos gametângios (NAGAI, 1915).

Segundo STOKEY (1951), o alto grau de plasticidade genotípica do gametófito é vantajoso para o estabelecimento da espécie no ambiente; entretanto, constitui uma dificuldade para a identificação do material pelo coletor. O estabelecimento e o desenvolvimento de *Polypodium polypodioides* (L.) Watt. (Polypodiaceae), por exemplo, são determinados pelas condições climáticas e pela natureza do substrato que envolve fatores como retenção de umidade e teor de nitrogênio (PESSIN, 1925).

RANAL (1991) discute a importância do acompanhamento do desenvolvimento e coletas de gametófitos adultos aderidos aos esporófitos. A mesma autora descreve, sob condições naturais, protalos de *Adiantopsis radiata* (L.) Fée, *Pteris denticulata* Sw. - Pteridaceae, *Polypodium latipes* Langsd & Fisch. e *Polypodium hirsutissimum* Raddi - Polypodiaceae (RANAL, 1988, 1991, 1993). A maioria dos trabalhos de morfologia dos protalos são de espécies de regiões temperadas e realizadas sob condições controladas (STOKEY & ATKINSON, 1952, 1954; CONWAY & STEPHENS, 1957; FREEBERG & WETMORE, 1957; MILLER & MILLER, 1961; KATO, 1963; BIERHORST, 1967, 1970; CROTTY, 1967; WHITTIER, 1972; FISHER & MILLER, 1975; von ADERKAS & CUTTER, 1983a,b; NESTER, 1985).

As samambaias homósporas produzem, em geral, gametófitos haplóides hermafroditas a partir de divisão celular de um esporo haplóide. A fecundação pode ser intra ou intergametofítica. A fecundação intragametofítica (anterozóide e oosfera do mesmo gametófito) resulta em completa homozigose. O cruzamento intergametofítico pode ser entre gametófitos originários do mesmo esporófito ("intergametophytic selfing") ou de esporófitos diferentes ("intergametophytic crossing"), segundo LLOYD (1974a).

Os fatores que afetam a probabilidade de autofecundação são: o tempo de maturação do arquegônio em relação ao anterídio, o comprimento do suporte arquegonial oposto ou em direção ao anterídio, a presença de um anteridiógeno ou outras condições que aumentem o número de gametófitos unissexuais masculinos na população, a densidade e o arranjo espacial de gametófitos, além da presença de genes recessivos que são letais em diplóides homozigóticos (KLEKOWSKI Jr. & LLOYD, 1968; KLEKOWSKI Jr., 1969, 1971; LLOYD, 1974a).

O desenvolvimento do gametófito e a germinação do esporo que o origina podem ser afetados por substâncias produzidas pelos esporófitos. Embora *Thelypteris normalis* Moxley (Thelypteridaceae) produza cerca de um milhão de esporos viáveis por indivíduo, os gametófitos estão ausentes nas imediações do esporófito devido à eliminação, pela raiz deste, de uma substância inibidora denominada telipterina ("thelypterin"). EDWARDS & MILLER (1972b) comparam telipterina com etileno, que também inibe divisão celular mas que, diferentemente, causa aumento da célula. Foram isoladas telipterina A e B. Concentrações altas de telipterina não interferem na germinação em si, mas inibem a divisão celular subsequente, como também inibem o crescimento de gametófitos de outras espécies, como *Pteris longifolia* L. - Pteridaceae e *Phlebodium aureum* (L.) J. Sm. - Polypodiaceae (DAVIDONIS & RUDDAT, 1973). Este composto também inibe a formação de folhas novas em esporófitos jovens. Em condições de laboratório foi constatado que, embora parte da telipterina sofra degradação, a maior parte permanece ativa em ágar, por no mínimo 112 dias. Em bioteste com coleoptile de aveia, observa-se maior eficiência de telipterina A, em contraste com os gametófitos que são mais sensíveis à forma B (DAVIDONIS & RUDDAT, 1974). Em samambaias, muitos autores consideram alelopatia entre esporófitos e gametófitos da mesma espécie. Exemplo disto é encontrado em *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn - Dennstaedtiaceae, onde não há formação de protalo próximo de esporófitos maduros (CONWAY, 1949; SCHWABE, 1951). Em *Polypodium latipes* Langsd. & Fisch.- Polypodiaceae, cumarina foi encontrada nas frondes. Esta substância inibiu tanto a germinação dos esporos da própria espécie quanto das sementes de alface que estiveram

em contato com folíolos intactos por 24 horas (ESTEVEZ & FELIPPE, 1990). BELL (1958) observou que protalos normais de algumas espécies eliminam substâncias que influenciam a formação precoce de anterídios em protalos da mesma ou de outras espécies.

Os esporos, assim como as sementes, apresentam vários tipos de substâncias de reserva. Os esporos de *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae) possuem, no mínimo, quatro substâncias de reserva: lipídios, proteínas, ácidos fítics e sacarose (TOWILL & IKUMA, 1975; DeMAGGIO & STETLER, 1980, 1985). Lipídios estão presentes (em forma de corpúsculos) em diferentes níveis: em *Anemia phyllitidis* (L.) Sw. (Schizaeaceae) constituem 60% da massa de matéria seca do esporo (GEMMRICH, 1977, 1979a,b,c); em *Thelypteris dentata* (Forsk.) E. P. St. John (Thelypteridaceae) 50% (SEILHEIMER, 1978); em *Polypodium latipes* Langsd. & Fisch. (Polypodiaceae) 52% (FELIPPE *et al.*, 1989); em *Polypodium vulgare* L. (Polypodiaceae) 50% (ROBINSON *et al.*, 1973); em *Trichipteris corcovadensis* (Raddi) Copel. (Cyatheaceae) 45% (FELIPPE *et al.*, 1989); em *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) 42,5% (RANDI, 1987; RANDI & FELIPPE, 1988a,b,e; FELIPPE *et al.*, 1989); em *Pteris vittata* L. (Pteridaceae) 42%; em *Dryopteris* (Dryopteridaceae) aproximadamente 40%; em *Matteucia struthiopteris* (L.) Tod. (Dryopteridaceae) 27% (DeMAGGIO & STETLER, 1985) e em *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae) 20% (TOWILL & IKUMA, 1975). Em esporos quiescentes, a maior parte dos lipídios é formada por triglicerídeos, sendo também encontradas quantidades pequenas de fosfolipídios, glicolipídios, monogalactosil e diglicerídios. Em esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) os principais ácidos graxos são: ácido oléico, palmítico e linoléico (RANDI & FELIPPE, 1988b). Em *Anemia phyllitidis* (L.) Sw. (Schizaeaceae), *Polypodium vulgare* L. (Polypodiaceae) e *Pteris vittata* L. (Pteridaceae) observa-se redução dos triglicerídios após a fase "lag" da germinação, acompanhada pelo aumento de ácido linoléico e dióxido de carbono. Em *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae), a redução de lipídios coincide com a protrusão do rizóide. As reservas triglicerídicas são convertidas em carboidratos, que são usados para formação das células do protalo. A degradação não ocorre no escuro. Isto indica que

a atividade enzimática para a degradação, em contraste com a síntese, é regulada por luz. Além da luz, GA<sub>3</sub> também promove o aumento da atividade de lipase e isocitrato liase (ROBINSON *et al.*, 1973; TOWILL & IKUMA, 1975; GEMMRICH, 1977, 1979b, 1982; SEILHEIMER, 1978). Esporos quiescentes que perderam a viabilidade apresentam um pequeno grânulo central de lipídio (GULLVÅG, 1968). Esporos não viáveis de *Psilotum* (Psilotaceae) apresentam corpúsculos de óleo coagulados em uma a duas manchas grandes, aparentando não possuir citoplasma (WHITTIER, 1990). Entre os carboidratos, o nível de sacarose de esporos de *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae), decresce durante a germinação, tanto na presença como na ausência de luz, sendo a queda mais rápida nas primeiras 10 horas de embebição sob luz (TOWILL & IKUMA, 1975). Um aumento dos valores de açúcares solúveis totais e de amido ocorre com o início da germinação. A alta correlação entre acúmulo de amido resultante da irradiação de luz vermelha e a germinação suporta a hipótese de TOWILL (1980) de que há um fotorreceptor comum, mediando ambos os processos e que as enzimas necessárias para a síntese já estão presentes nos esporos secos.

Estudando o conteúdo protéico durante a germinação dos esporos de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (Dennstaedtiaceae), RAGHAVAN (1970) mostra que há síntese da proteína de iniciação de rizóide durante a fase de sensibilidade à luz. Em esporos de *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae) são encontrados nove peptídeos específicos para rizóides, não sendo observados antes da divisão celular e na célula protonemal (HUCKABY & MILLER, 1984). RAGHAVAN (1976) salienta a dependência da síntese protéica contínua para o alongamento do rizóide. GEMMRICH (1979a) também observa um aumento linear das proteínas com o início da germinação.

Os fatores que afetam a viabilidade ainda são motivo de muito estudo. Considerações com ênfase em genética, são feitas por KOTT & PETERSON (1974) em *Polypodium virginianum* L. (Polypodiaceae). Nesta espécie há uma porcentagem maior de esporos viáveis produzidos por esporófitos tetraplóides do que por diplóides. Correlação semelhante entre ploidia e viabilidade de megásporos é encontrada em espécies diferentes de *Isoetes*, família Isoetaceae (KOTT & BRITTON, 1982). De

acordo com WHITTIER (1990), as diferenças genéticas encontradas em esporos de *Psilotum* (Psilotaceae) são responsáveis pela variação da viabilidade em populações distintas. LLOYD & KLEKOWSKI Jr. (1970) tecem considerações sobre a relação clorofila e viabilidade. Em relação à clorofila, os esporos são separados em clorofilados e aclorofilados. No primeiro grupo, encontram-se esporos com conteúdo alto de água, taxa respiratória elevada e parede sem resistência à dessecação, o que resulta em viabilidade baixa, porém com germinação rápida (o período médio desde a embebição até a germinação é de 1,46 dias). Os esporos de *Osmunda regalis* L. (Osmundaceae) perdem a viabilidade em menos de 6 semanas a 4°C (HAIGH & HOWARD, 1970); por outro lado, esporos clorofilados de *Matteuccia struthiopteris* (L.) Tod. (Dryopteridaceae) e de *Onoclea sensibilis* L. (Dryopteridaceae) podem permanecer viáveis por até 2 anos a temperatura próxima de 4°C (MILLER & MILLER, 1961; GANTT & ARNOTT, 1965; HILL & WAGNER Jr., 1974). Os esporos aclorofilados possuem germinação mais lenta (média de 9,5 dias) e período de viabilidade variável, porém em geral longo. Poucas exceções ocorrem com os esporos de Cyatheaceae arbóreas que perdem a viabilidade após poucas semanas de armazenamento (PAGE, 1979b). Alguns trabalhos a respeito de viabilidade foram realizados com materiais provenientes de herbários. JOHNSON (1985), por exemplo, encontrou esporos viáveis de *Marsilea crenata* A. Br. e *Marsilea burchellii* (Kze.) A. Br. (Marsileaceae) após 100 e 130 anos da data de coleta, respectivamente. É difícil fazer comparações devido aos diversos tratamentos químicos e térmicos aos quais os materiais de herbário são submetidos. A viabilidade pode estar comprometida por possíveis alterações metabólicas (WINDHAM *et al.*, 1986). A produção de esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) ocorre o ano inteiro, mas há diferenças na viabilidade dos mesmos. Entretanto, essas diferenças são difíceis de ser atribuídas apenas à época de coleta (RANDI & FELIPPE, 1988g). De um modo geral, aconselha-se para reduzir a taxa de deterioração, que os esporos sejam estocados em temperatura e umidade baixas, muitas vezes utilizando dessecadores (DYER, 1979a). Entretanto, alguns trabalhos mostram que a viabilidade dos esporos de *Athyrium filix-femina* (L.) Roth. (Dryopteridaceae), *Blechnum spicant* (L.) Roth. (Blechnaceae),

*Equisetum hyemale* L. (Equisetaceae), *Asplenium scolopendrium* L. (Aspleniaceae), *Polystichum setiferum* (Forsk.) Woynar (Dryopteridaceae), *Psilotum* (Psilotaceae) e *Todea barbara* (L.) Moore (Osmundaceae) é mantida por tempo longo com armazenamento sob umidade alta (em ágar) à temperatura ambiente (LLOYD & KLEKOWSKI Jr., 1970; WHITTIER, 1990; LINDSAY, 1992). Já estão descritas as condições ideais de umidade e temperatura para armazenamento de esporos de algumas espécies em laboratório (DYER, 1979a; LLOYD & KLEKOWSKI Jr., 1970; WHITTIER, 1990; AGRAVAL *et al.*, 1993; LINDSAY *et al.*, 1992). Em alguns destes trabalhos há indícios de que esporos podem permanecer viáveis por mais tempo no solo úmido do que se estocados artificialmente em dessecadores. Há, entretanto, outros fatores no solo como alternância do nível de umidade, variação de temperatura, ação microbiana e predação por Collembola e outros invertebrados, que podem eliminar os esporos prematuramente (CONWAY, 1953; PAGE, 1979b; SCHNELLER, 1979).

O interesse crescente na recuperação de áreas devastadas tem estimulado os estudos a respeito de propágulos acumulados no solo. Bancos de esporos e sementes proporcionam uma recomposição semelhante à vegetação local (WEE, 1974; DURING & ter HORST, 1983; DURING *et al.*, 1987; KOMAROVA, 1987; LECK & SIMPSON, 1987; HAMILTON, 1988; SCHNELLER, 1988). Segundo HAMILTON (1988), estes bancos são mantidos através da indução de dormência pela grande variação das condições ambientais. Assim, somente as espécies que apresentam dormência de esporos e estes com viabilidade prolongada são beneficiadas no sentido de serem mantidas no ambiente. O banco de esporos de pteridófitas pode ser temporário; neste caso há uma redução do banco durante o inverno, que é recriado durante a fase de dispersão dos esporos (DURING & ter HORST, 1983). Estudos de viabilidade indicam que espécies de *Athyrium* são características na composição de banco de esporos de região temperada (SCHNELLER, 1979; HAMILTON, 1988). DYER & LINDSAY (1992) referem-se a um tipo de banco, que chamam de resistente ao fogo, uma vez que o mesmo sobreviveu à queimada que atingiu a área estudada. WEE (1974), em um campo de cultura de abacaxi, constata que o banco é formado por mais de 90% de pteridófitas ausentes, no momento,



na região. Em situação semelhante, MILBERG (1991) encontrou, em campo da Suécia, 170 000 gametófitos . m<sup>2</sup> de *Thelypteris phegopteris* Slosson (Thelypteridaceae), *Cystopteris fragilis* (L.) Bernh. (Dryopteridaceae) e *Gymnocarpium dryopteris* Ching (Dryopteridaceae), espécies estas que não apresentam esporófitos na área de estudo. Provavelmente os gametófitos são resultado da dispersão de esporos pelo vento por longa distância e acúmulo por um longo período de tempo. Entretanto, SCHNELLER (1988) mostra que a vasta maioria dos esporos é depositada a um raio de 5-10 metros do indivíduo produtor.

Através do processo mecânico da deiscência, os esporângios lançam os esporos, mas a distância atingida por eles é de 1 a 2 centímetros; este processo não representa o principal fator de dispersão (Ingold, 1939 in PAGE, 1979b). A gravidade, as correntes de vento, a temperatura e as chuvas são, segundo GREGORY (1945), os principais agentes de dispersão. Sob condições de turbulência de ar seco, a maioria dos esporos poderia permanecer suspensa indefinidamente. A deposição, no entanto, ocorre quando a nuvem de esporos encontra umidade ou chuva. Desta forma, justifica-se a abundância e diversidade de pteridófitas nas florestas tropicais.

O processo de recomposição da vegetação perturbada é complexo e lento (ROBINSON & HANDEL, 1993). A dispersão, seja por animais ou pelo vento, auxilia o processo de sucessão e recomposição das áreas que sofreram grandes impactos, tais como avalanches, erupções vulcânicas ou fogo (LEGG *et al.*, 1992; NAKASHIZUKA *et al.*, 1993). Áreas protegidas, como o interior de cavernas, no entanto, são excelentes para a formação de bancos de esporos de pteridófitas, pois a chuva polínica promove uma deposição similar à vegetação da região, comparável aos mais convencionais espectros derivados de sedimentos de lagos (BURNEY & BURNEY, 1993).

Esporos viáveis são encontrados na parte superficial do solo e o número deles é reduzido com o aumento da profundidade (DYER & LINDSAY, 1992). Embora esporos viáveis estejam presentes em profundidade de até 50cm, não é aconselhável relacionar profundidade com o tempo de deposição, pois os esporos estão sujeitos a movimentação (DIMBLEBY, 1961). Os esporos parecem não se movimentar significativamente por

percolação, pois o movimento poderia ser inibido por ligações a material orgânico do solo, como ocorre com pólen (DIMBLEBY, 1961). Na verdade, acredita-se que animais sejam responsáveis pelo movimento, e entre eles os mais importantes são as minhocas (SCHNELLER, 1988; HAMILTON, 1988). A influência das minhocas foi comprovada quando esporos viáveis foram encontrados no intestino das mesmas (van TOOREN & DURING, 1988).

**Objetivo** - Não existe no Brasil nenhum estudo a respeito de banco de esporos de pteridófitas em solos; não existem também informações sobre a capacidade de dispersão dos esporos, pelo ar, dentro de uma região ou entre regiões. Sendo assim, os objetivos deste trabalho foram levantar dados para implantar o primeiro estudo de banco de esporos no Brasil e determinar a dispersão aérea dos esporos através da análise de chuva polínica.

Para chegar a tais objetivos há necessidade de se conhecer a vegetação de pteridófitas da região a ser estudada e através da análise cuidadosa da morfologia externa dos esporos conseguir identificar as espécies que aparecerem no banco ou na chuva polínica. Se o banco é uma possível fonte de recuperação de espécies há necessidade de saber se os esporos aí existentes são viáveis ou não. Assim é necessário verificar o que determina a perda de viabilidade de esporos armazenados em condições de laboratório, para depois usar tal informação para os esporos do banco. Assim, neste estudo será feito um levantamento das espécies que ocorrem na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu e um estudo morfológico dos seus esporos. Será feito também um trabalho detalhado da relação entre viabilidade, tempo de armazenamento em laboratório e substâncias de reserva do esporo. Para isto foi escolhida uma única espécie, *Cyathea delgadii*, espécie comum na Reserva e que produz um grande número de esporos, condição imprescindível para o trabalho. Estes estudos mostrarão se os objetivos poderão

ser alcançados: o estudo da chuva de esporos e a implantação de um banco de esporos de solos. A análise da chuva de esporos demonstrará a dinâmica de dispersão dos esporos, que então poderá ser confrontada com os dados dos esporos presentes no solo.

## 2 - PTERIDÓFITAS DA MATA CILIAR DA ESTAÇÃO EXPERIMENTAL E RESERVA BIOLÓGICA DE MOJI GUAÇU E MORFOLOGIA DE SEUS ESPOROS

### 2.1- MATERIAL E MÉTODOS

#### 2.1.1- Local de Estudo

Todas as pteridófitas foram coletadas na mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. Segundo EITEN (1963), a Reserva está localizado a 22°18'S e 47°11'W, na Vila de Martinho Prado, Moji Guaçu, estado de São Paulo, Brasil. A localização da Reserva, do cerrado e da mata ciliar dentro da Reserva pode ser observada na Figura 2.1. A Reserva, sob a responsabilidade administrativa do Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo, é formada por cerrado, possuindo uma área de mata ciliar e brejo e, está organizadas em setores destinados a estudo, pesquisa não perturbatória, pesquisa perturbatória e preservação (DE VUONO *et al.*, 1982). As coletas foram realizadas na mata ciliar que se encontra ao longo do córrego do Cortado e o rio do Fundão. O levantamento florístico do cerrado da reserva foi apresentado por MANTOVANI & MARTINS (1993). Num levantamento feito, 9 espécies de pteridófitas foram encontradas no cerrado (ESTEVES & FELIPPE, 1985). O clima da Reserva é do tipo Cwa de Köppen (mesotérmico, com pouco ou nenhum déficit hídrico e com grande excesso no verão). As temperaturas médias anuais situam-se em torno de 20,3°C. Os solos são classificados como solos de planície de inundação e latossolo vermelho-amarelo, álico a moderado, textura argilosa, relevo aplainado ou suave-ondulado (PEREZ F<sup>o</sup> *et al.*, 1980; BATISTA, 1982; DE VUONO *et al.*, 1982).

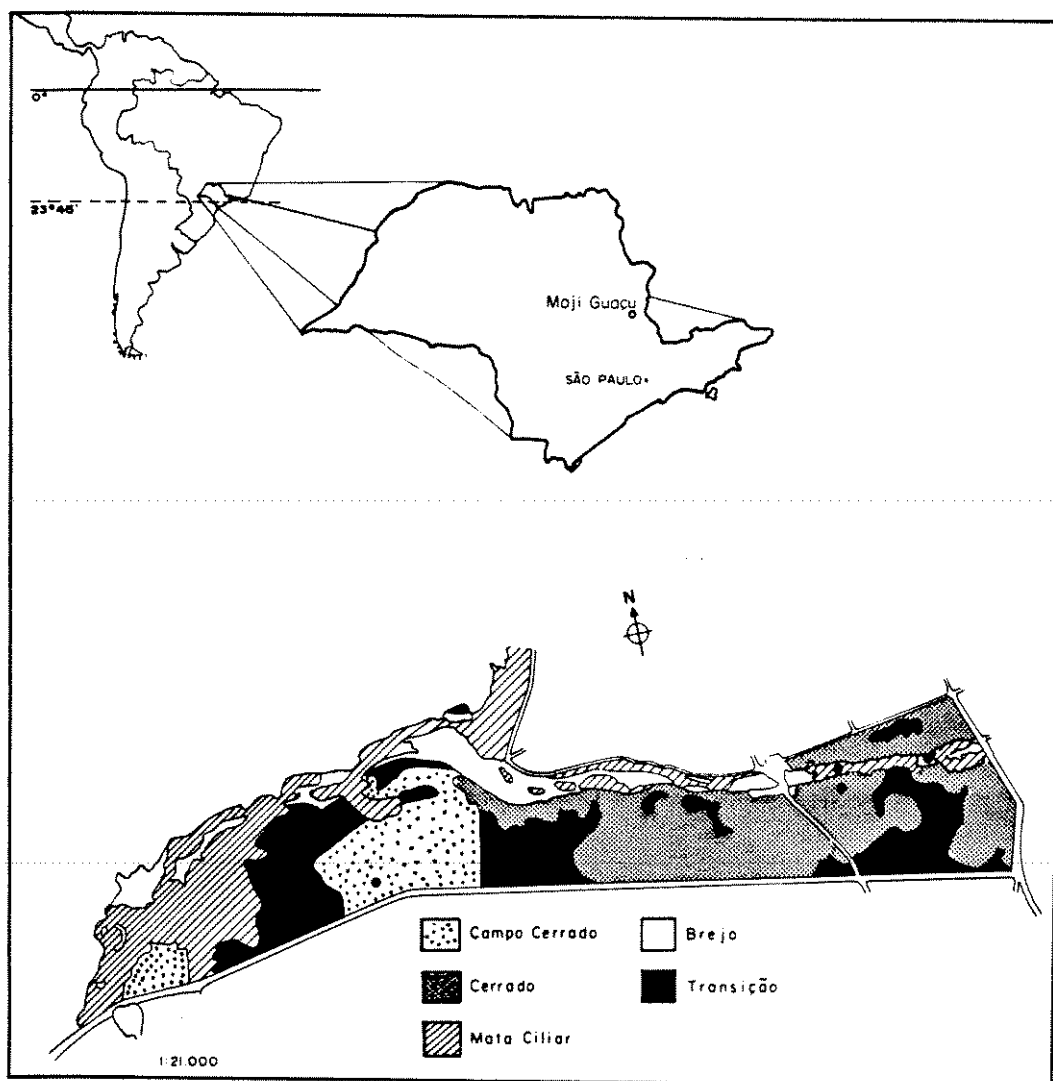


Figura 2.1- Localização e mapa da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. Círculos cheios indicam os pontos de coleta.

As excursões mensais de coleta foram realizadas a partir de 1984. Todos os materiais foram coletados por A.Klein (AK), E.A.Simabukuro (EAS) e L.M.Esteves (LME) e estão incorporados ao herbário UEC, da Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP). As identificações foram feitas pelo Dr. Paulo Windish (UNESP, São José do Rio Preto) e Alexandre Salino (pós-graduação em Biologia Vegetal, UNICAMP). Os nomes adotados da maioria das espécies neste trabalho estão de acordo com TRYON & TRYON (1982) e as abreviaturas dos nomes dos autores das espécies de acordo com ROYAL BOTANIC GARDEN, KEW (1980).

### 2.1.2- Material estudado

Para o estudo da morfologia polínica, os esporos foram coletados de plantas herborizadas e a lista deste material está apresentada na Tabela 2.1. Foliolos de folhas férteis foram guardados em envelopes de papel, em temperatura ambiente. Todos os materiais estão no herbário UEC; as exceções estão indicadas na Tabela 2.1. no texto. As espécies *Microgramma squamulosa*, *Pleopeltis angusta*, *Polypodium latipes* e *P. polypodioides* var. *minus* ocorrem também no cerrado da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu e já foram descritas por ESTEVES & MELHEM (1992).

Os esporos foram preparados pelo método de acetólise (ERDTMAN, 1971). O tempo de acetólise variou conforme as espécie. A técnica de acetólise consiste na hidrólise ácida do material. Os esporos foram colocados em 5ml de ácido acético glacial por um período mínimo de 24h. Centrifugou-se por 10min a 482xg e descartou-se o sobrenadante. Em seguida, os esporos foram submetidos à mistura de acetólise, que é formada por 9 partes de anidrido acético para 1 parte de ácido sulfúrico. A mistura de acetólise foi preparada na hora do uso e levada ao banho-maria ( $\pm 100^{\circ}\text{C}$ ) com os esporos, por um período que variou conforme a espécie (em geral, dois minutos). Teve-se o cuidado de agitar o material com bastão de vidro para evitar fervura. A mistura de acetólise foi eliminada por centrifugação (10min a 482xg), descartando-se o sobrenadante. Os esporos foram lavados com água

Tabela 2.1- Material utilizado no estudo de morfologia dos esporos.

Espécie	Material coletado
<i>Asplenium serra</i> Langsd. & Fisch.	12-vii-89, EAS 13; 11-x-89, EAS 35.
<i>Blechnum brasiliense</i> Desv.	07-vi-89, EAS 4; 12-vii-89, EAS 9.
<i>B. glandulosum</i> Link	12-vii-89, EAS 12.
<i>B. raddianum</i> Ros.	23-v-91, EAS 86.
<i>B. serrulatum</i> Rich.	1922, SP 21741*.
<i>Salpichlaena volubilis</i> (Kaulf.) Hook.	31-v-85, AK 47; 27-ix-89, EAS 15.
<i>Cyathea delgadii</i> Sternb.	07-vi-89, EAS 7.
<i>Trichipteris phalerata</i> (Mart.) Barr.	08-xi-89, EAS 53.
<i>Lindsaea lancea</i> (L.) Bedd.	31-v-85, AK 46; 12-vii-89, EAS 14.
<i>L. quadrangularis</i> Raddi	07-vi-89, EAS 8; 12-vii-89, EAS 11.
<i>Pteridium aquilinum</i> (L.) Kuhn var. <i>arachnoideum</i> (Kaulf.) Brade	09-v-85; LME 68.
<i>Cyclodium meniscioides</i> (Willd.) Presl var. <i>meniscioides</i>	07-vi-89, EAS 5; 27-ix-89, EAS 19.
<i>Dicranopteris flexuosa</i> (Schrad.) Underw.	09-v-85, LME 67; 23-v-91, EAS 87.
<i>Trichomanes cristatum</i> Kaulf.	21-vii-91, A.Salino 958**.
<i>T. emarginatum</i> Presl	09-v-85, LME 72; ii-29, A.C.Brade*.
<i>Lycopodiella cernua</i> (L.) Pichi-Serm.	08-v-85, LME 65.
<i>Osmunda cinnamomea</i> L.	30-v-85, AK 42.
<i>O. regalis</i> L.	31-x-91, EAS 88.
<i>Campyloneurum phyllitidis</i> (L.) Presl	07-vi-89, EAS 2.
<i>Polypodium fraxinifolium</i> Jacq.	09-v-85, LME 71; 07-vi-89, EAS 1.
<i>P. pilodon</i> Kunze	27-ix-89, EAS 18.
<i>Adiantum fruticosum</i> Spreng.	31-x-91, EAS 93.
<i>Pityrogramma calomelanos</i> (L.) Link	08-v-85, LME 64.
<i>P. trifoliata</i> (L.) Tryon	24-iv-46, W.Hoehne*.
<i>Thelypteris brevisora</i> (Ros.) Ponce	16-iv-93, EAS 95.
<i>T. chrysodioides</i> (Fée) Morton	07-vi-89, EAS 3.
<i>T. dentata</i> (Forsk.) E. P. St. John	16-iv-93, EAS 97.
<i>T. interrupta</i> (Willd.) Iwats.	08-v-85, LME 63; 25-xi-92, E.L.Catharino, I.Cordeiro, W.Ribeiro, C.Simonetti & C.Machado 1723*.
<i>T. longifolia</i> (Desv.) Tryon	09-v-85, LME 69.
<i>T. rivularioides</i> (Fée) Abbiatti	25-iv-90, EAS 83.
<i>T. serrata</i> (Cav.) Alston	18-iv-85, AK 27.

\* : herbário do Instituto de Botânica de São Paulo (SP).

\*\* : herbário da Universidade Estadual de Campinas (UEC).

destilada, acrescida de três gotas de álcool etílico (centrifugação e decantação). Foram, a seguir, imersos em mistura de glicerina pura e água destilada (1:1 - v/v) por um período que pode variar de 30min a 24h. Após este período, centrifugou-se e descartou-se o sobrenadante; os tubos foram emborcados sobre papel de filtro.

As lâminas foram montadas com gelatina glicerinada, preparada segundo o método de Kisser (*in* ERDTMAN, 1971). Pedacos pequenos de gelatina glicerinada foram levados ao fundo dos tubos e os esporos aderiram a eles. A gelatina foi posta em uma lâmina de microscópio e aquecida em placa aquecedora até a fusão. Retirou-se a lâmina da placa aquecedora e quando a gelatina esfriou, a lamínula foi depositada. Este cuidado é para evitar deformações nos esporos (MELHEM & MATOS, 1972). Em esporos de *Osmunda cinnamomea* e *O. regalis* foram utilizados suportes, entre a lâmina e a lamínula, formados por esferas de massa de modelagem com cerca de 1mm de diâmetro para evitar a fragmentação e amassamento dos esporos, pois isto havia sido verificado em montagens preliminares. Sobre placa aquecedora, as lamínulas foram lutadas com parafina (Müller, 1950 *in* ERDTMAN, 1971). A parafina, penetrando por capilaridade, preenche os espaços entre a lâmina e a lamínula, contornando assim a preparação de gelatina glicerinada. As lâminas foram retiradas da placa aquecedora e invertidas, de forma que a lamínula ficasse voltada para o papel de filtro. Este processo faz com que os esporos fiquem depositados junto à lamínula, facilitando a observação ao microscópio. Na limpeza das lâminas, retirou-se o excesso de parafina com gilete e xilol. Esporos acetolisados não utilizados imediatamente na preparação de lâminas foram armazenados adicionando-se 2ml de glicerina pura no tubo de ensaio.

As medidas dos esporos em vista polar proximal e vista equatorial e as medidas da parede foram feitas em um microscópio binocular ZEISS G.F.L., com o auxílio de uma ocular micrométrica de tambor giratório. As medidas de tamanho foram feitas ao acaso, em 25 esporos acetolisados, distribuídos em pelo menos três lâminas, visando uniformidade de amostra (SALGADO-LABOURIAU *et al.*, 1965). Por serem medidas de baixa precisão, as medidas da parede e da margem da lesão foram feitas em apenas 10 esporos. Os dados foram



obtidos sempre dentro de um intervalo máximo de sete dias para evitar superestimativas (MELHEM & MATOS, 1972).

A análise da ornamentação foi feita através de observações dos esporos em corte óptico e/ou em L.O., observando-se o contorno dos elementos nos vários níveis.

Para obtenção das fotomicrografias foi utilizado fotomicroscópio Olympus Vanox, com filme Kodak Panatomic-X (asa 32, branco e preto) e filtro verde.

A fim de completar e/ou esclarecer observações da ornamentação de perina e exina foram efetuadas observações em microscopia eletrônica de varredura. Foi utilizado material herborizado e esporos não acetolisados. Os esporos foram fixados nos discos porta amostra ("stubs") sobre fita adesiva dupla face, disco adesivo de carbono ou adesivo tipo epoxi. O excesso de material foi retirado e o porta amostra transferido para a câmara de vácuo, onde uma camada de ouro foi aplicada por um período de 3min contínuos, o que resultou em uma espessura de aproximadamente 10nm. A observação do material foi feita em microscópio de varredura Cambridge S90b. Para as fotografias foram utilizados filmes Kodak TMax 100 (35mm).

Quando o objetivo foi observar parte da perina e parte da exina, os esporos foram fixados sobre adesivo tipo epoxi. Após a secagem do adesivo, a perina foi retirada através de ação mecânica com uso de fita adesiva. O processo foi acompanhado em microscópio óptico e somente após concluída esta etapa o material foi metalizado.

A classificação dos esporos quanto ao tamanho segue definição para grãos de pólen (BARTH & MELHEM, 1988) e quanto à forma, definição de NAYAR & DEVI (1966).

### 2.1.3- Análise estatística

Para as medidas dos esporos, calcularam-se a média aritmética, o desvio padrão da média, desvio padrão da amostra, coeficiente de variação e intervalo de confiança a 95% (SNEDECOR, 1962).

## 2.2- RESULTADOS

### 2.2.1- Lista das espécies (checklist)

A lista das espécies coletadas é apresentada na Tabela 2.2.

Duas espécies são epífitas: *Microgramma squamulosa* e *Pleopeltis angusta*; todas as outras são terrestres. *Polypodium fraxinifolium* e *Salpichlaena volubilis* são escandentes. Duas espécies são arbóreas: *Cyathea delgadii* e *Trichpteris phalerata*.

Portanto, estão presentes na Reserva apenas as seguintes ordens e famílias:

ordem Filicales

família Aspleniaceae

Blechnaceae

Cyatheaceae

Dennstaedtiaceae

Dryopteridaceae

Gleicheniaceae

Hymenophyllaceae

Polypodiaceae

Pteridaceae

Schizaeaceae

Thelypteridaceae

ordem Lycopodiales

família Lycopodiaceae

ordem Osmundales

família Osmundaceae

Tabela 2.2- Pteridófitas coletadas na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, SP.

Famílias	Espécies
<b>Mata ciliar</b>	
Aspleniaceae	<i>Asplenium serra</i> Langsd. & Fisch.
Blechnaceae	<i>Blechnum brasiliense</i> Desv. <i>Blechnum glandulosum</i> Link <i>Blechnum raddianum</i> Ros. <i>Blechnum serrulatum</i> L.C.Rich. <i>Salpichlaena volubilis</i> (Kaulf.) Hook.
Cyatheaceae	<i>Cyathea delgadii</i> Sternb. <i>Trichipteris phalerata</i> (Mart.) Barr.
Dennstaedtiaceae	<i>Lindsaea lancea</i> (L.) Bedd. <i>Lindsaea quadrangularis</i> Raddi <i>Pteridium aquilinum</i> (L.) Kuhn var. <i>arachnoideum</i> (Kaulf.) Brade ***
Dryopteridaceae	<i>Cyclodium meniscioides</i> (Willd.) Presl var. <i>meniscioides</i>
Gleicheniaceae	<i>Dicranopteris flexuosa</i> (Schrad.) Underw. ***
Hymenophyllaceae	<i>Trichomanes cristatum</i> Kaulf. <i>Trichomanes emarginatum</i> Presl
Lycopodiaceae	<i>Lycopodiella cernua</i> (L.) Pichi-Serm. **
Osmundaceae	<i>Osmunda cinnamomea</i> L. <i>Osmunda regalis</i> L.
Polypodiaceae	<i>Campyloneurum phyllitidis</i> (L.) Presl <i>Microgramma squamulosa</i> (Kaulf.) Sota * <i>Pleopeltis angusta</i> Humb. & Bonpl. ex Willd. * <i>Polypodium fraxinifolium</i> Jacq. <i>Polypodium latipes</i> Langsd. & Fisch. * <i>Polypodium polypodioides</i> (L.) Watt. var. <i>minus</i> (Fée) Weath. * <i>Polypodium ptilodon</i> Kunze
Pteridaceae	<i>Adiantum fructuosum</i> Spreng. <i>Pityrogramma calomelanos</i> (L.) Link ** <i>Pityrogramma trifoliata</i> (L.) Tryon ***
Thelypteridaceae	<i>Thelypteris brevisora</i> (Ros.) Ponce <i>Thelypteris chrysodioides</i> (Fée) Morton <i>Thelypteris dentata</i> (Forssk.) E.P.St. John <i>Thelypteris interrupta</i> (Willd.) Iwats. ** <i>Thelypteris longifolia</i> (Desv.) Tryon <i>Thelypteris rivularioides</i> (Fée) Abbiatti <i>Thelypteris serrata</i> (Cav.) Alston **

## Tabela 2.2 - Continuação

---

<b>Cerrado</b>	
Pteridaceae	<i>Adiantum serratodentatum</i> Willd. <i>Doryopteris concolor</i> (Langsd. & Fisch.) Kuhn
Polypodiaceae	<i>Microgramma squamulosa</i> (Kaulf.) Sota* <i>Pleopeltis angusta</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.* <i>Polypodium hirsutissimum</i> Raddi <i>Polypodium latipes</i> Langsd. & Fisch.* <i>Polypodium polypodioides</i> (L.) Watt. var. <i>minus</i> (Fée) Weath.*
Schizaeaceae	<i>Anemia flexuosa</i> (Sav.) Sw. <i>Anemia raddiana</i> Link

---

cerrado: ESTEVES &amp; FELIPPE (1985)

\* : cerrado e mata ciliar

\*\* : brejo

\*\*\* : invasora

## 2.2.2- Morfologia dos esporos

Os esporos são descritos em ordem alfabética de família. As medidas são apresentadas nas Tabelas 2.3-2.8.

### Aspleniaceae

*Asplenium serra* Langsd. & Fisch (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7 ; Figura: 2.2)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, reniformes a plano-convexos, elípticos e marrons-escuros quando frescos (Figuras 2.2.1 e 2.2.2). A perina é fortemente aderida (não removível em acetólise por 2,5 minutos) com aspecto reticulado a fenestrado (Figuras 2.2.3 e 2.2.4). A lesão é cerca da metade do eixo equatorial maior. Não foi possível medir a exina devido à perina escura e espessa. No entanto, observa-se exina psilada (Figura 2.2.5), estratificada em duas camadas: a interna mais escura e menor que a externa (cerca de 1/3 da externa).

### Blechnaceae

*Blechnum brasiliense* Desv. (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.3)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, plano-convexos e ovados; alguns esporos são elípticos (Figuras 2.3.1-2.3.3). A lesão apresenta margem saliente. A exina é psilada, formada por duas camadas (Figura 2.3.4), sendo a nexina menor e mais escura que a sexina. A perina é tênue e granular com deposição esparsa de glóbulos e rúgulas (Figura 2.3.3) e está fortemente aderida em esporos imaturos (acetólises 2-6 minutos e NaOH até 45 minutos).

Tabela 2.3- Medidas do eixo polar e eixos e quatoriais (maior e menor) de esporos monoletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

ESPÉCIE	EIXO POLAR			EIXO EQUATORIAL MAIOR			EIXO EQUATORIAL MENOR					
	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	S (µm)	C.V. (%)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	S (µm)	C.V. (%)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	S (µm)	C.V. (%)
<b>Aspleninaceae</b>												
<i>Asplenium serra</i>	18,5-35,3	27,7±1,6	3,9	14,6	35,8-51,7	43,8±1,4	3,5	8,1	24,6-37,4	29,9±1,0	2,0	8,3
<b>Blechnaceae</b>												
<i>Blechnum brasiliense</i>	20,9-33,7	28,0±1,2	3,0	10,7	39,3-46,7	43,2±0,8	1,9	4,5	24,6-31,8	28,1±0,8	2,1	7,5
<i>B. glandulosum</i>	23,2-32,4	27,7±1,1	2,6	9,4	36,0-49,5	40,4±1,4	3,5	8,6	23,1-28,1	25,8±0,5	1,2	4,8
<i>B. raddianum</i>	39,7-51,2	44,6±2,2	3,4	7,6	55,5-67,4	61,1±1,6	3,9	6,3	41,2-49,7	43,7±1,8	2,5	5,7
<i>B. serrulatum</i>	20,5-32,3	26,5±2,8	3,9	14,8	35,5-67,4	38,5±4,6	2,2	5,7	-	-	-	-
<i>Salpichlaena volubilis</i>	52,0-81,9	64,4±3,8	9,3	14,4	75,7-109,9	88,0±4,6	11,0	12,6	62,3-87,8	71,2±2,3	3,5	7,7
<b>Dryopteridaceae</b>												
<i>Cyclodium meniscioides</i> var. <i>meniscioides</i>	25,2-34,3	30,3±1,1	2,7	8,8	40,7-60,7	46,6±1,9	4,8	10,3	25,9-40,0	28,5±1,2	3,0	10,4
<b>Polypodiaceae</b>												
<i>Campyloneurum phyllitidis</i>	24,2-38,4	25,9±1,2	2,8	11,0	36,0-47,5	43,8±1,2	3,1	7,1	19,1-31,8	26,9±1,1	2,6	9,7
<i>Polypodium fraxinifolium</i>	25,5-38,4	31,0±1,0	2,4	7,9	43,5-56,5	50,5±1,5	3,7	7,3	20,7-31,4	26,1±1,3	3,0	11,7
<i>P. pitilodon</i>	31,7-38,9	34,6±0,8	1,2	5,4	43,8-58,5	51,0±1,6	3,9	7,6	29,5-37,5	33,2±1,0	2,3	7,0
<b>Thelypteridaceae</b>												
<i>Thelyp teris brevisora</i>	24,4-29,3	26,9±0,6	1,4	5,2	39,9-47,1	43,8±0,8	1,9	4,5	24,1-34,0	27,3±2,3	3,1	11,3
<i>T. chrisodioides</i>	29,3-36,0	32,3±0,9	2,2	7,0	44,6-56,2	49,4±1,2	2,9	5,9	31,2-37,6	33,8±0,7	1,6	4,8
<i>T. dentata</i>	31,6-45,3	39,2±1,2	2,8	7,3	49,4-72,6	56,9±1,8	4,4	7,8	35,4-46,4	40,4±1,1	2,7	6,7
<i>T. interrupta</i>	33,4-42,7	37,9±1,1	2,6	6,9	44,3-58,4	53,5±2,0	3,8	7,1	29,5-41,9	32,2±1,7	3,4	9,4
<i>T. longifolia</i>	37,8-45,1	41,1±5,6	3,5	8,5	50,3-59,2	54,6±2,2	2,6	4,8	37,0-45,6	39,3±2,4	2,8	7,2
<i>T. rivularioides</i>	33,5-42,7	40,4±1,8	3,5	6,6	48,6-60,5	53,4±2,3	2,6	6,3	43,9-44,4	37,7±0,9	2,3	6,0
<i>T. serrata</i>	24,4-33,0	28,2±1,0	2,5	8,9	37,0-47,4	43,2±1,1	2,7	6,3	24,2-32,3	28,2±1,1	2,7	9,5

Tabela 2.4- Medidas do eixo polar e equatorial de esporos triletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

ESPÉCIE	EIXO POLAR			EIXO EQUATORIAL				
	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	S (µm)	C.V. (%)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	S (µm)	C.V. (%)
<b>Cyatheaceae</b>								
<i>Cyathea delgadii</i>	33,0-42,7	36,0±0,9	2,3	6,4	42,4-53,0	47,7±1,2	2,9	6,0
<i>Trichipteris phalerata</i>	41,8-51,6	47,2±1,2	2,9	6,2	56,2-63,1	60,8±0,8	1,9	3,1
<b>Dennstadiaceae</b>								
<i>Lindsaea lancea</i>	21,3-27,6	24,5±0,7	1,7	7,0	26,3-32,6	28,8±0,7	1,6	5,7
<i>Lindsaea quadrangularis</i>	19,5-28,0	24,1±0,8	2,1	8,5	26,8-33,0	30,7±1,0	2,0	6,4
<i>Pteridium aquilinum</i> var. <i>arachnoideum</i>	22,1-28,9	25,8±1,5	2,1	7,9	27,7-37,6	33,3±3,2	3,9	11,7
<b>Gleicheniaceae</b>								
<i>Dicranopteris flexuosa</i>	20,1-37,3	30,3±1,6	3,9	12,7	37,0-48,3	41,9±1,1	2,7	6,5
<b>Hymenophyllaceae</b>								
<i>Trichomanes cristatum</i>	25,0-34,7	29,7±0,9	2,1	7,2	35,7-48,3	39,1±0,8	2,0	5,0
<i>T. emarginatum</i>	32,9-41,0	36,5±0,8	1,9	5,4	41,9-47,0	43,9±0,9	2,7	6,2
<b>Lycopodiaceae</b>								
<i>Lycopodiella cernua</i>	17,9-25,8	20,5±0,8	1,9	9,2	28,7-31,8	30,9±0,9	2,1	6,8
<b>Osmundaceae</b>								
<i>Osmunda cinnamomea</i>	44,9-57,8	53,5±1,5	3,6	6,7	50,0-71,7	62,0±2,6	5,3	8,6
<i>O. regalis</i>	46,8-72,4	56,4±2,3	5,6	9,9	52,6-72,7	64,6±2,6	6,3	9,7
<b>Pteridaceae</b>								
<i>Adiantum fructuosum</i>	26,1-30,6	29,2±1,2	1,6	5,6	39,1-47,0	43,6±1,8	2,6	5,9
<i>Pityrogramma calomelanos</i>	32,7-48,4	39,1±1,4	3,4	8,7	39,3-54,6	47,0±1,7	4,2	8,9
<i>P. trifoliata</i>	38,5-55,4	43,8±2,3	4,1	9,5	44,8-54,6	50,2±3,8	4,6	9,2



Tabela 2.5- Medidas do comprimento e da margem da lesão dos esporos monoletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

ESPÉCIE	COMPRIMENTO TOTAL DA LESÃO			MARGEM DA LESÃO				
	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	S (µm)	C.V. (%)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	S (µm)	C.V. (%)
<b>Aspleninaeae</b>								
<i>Asplenium serra</i>	16,0-30,5	21,6±1,2	2,9	13,7	-	-	-	-
<b>Blechnaeae</b>								
<i>Blechnum brasiliense</i>	15,1-33,4	24,6±1,6	3,8	15,6	-	-	-	-
<i>B. glandulosum</i>	14,6-24,2	20,3±0,9	2,3	11,5	-	-	-	-
<i>B. raddianum</i>	36,1-41,4	37,4±1,1	1,6	4,3	4,2-7,2	6,2±0,8	1,1	17,8
<i>B. serrulatum</i>	17,5-30,2	22,8±2,8	3,9	17,4	-	-	-	-
<i>Salpichlaena volubilis</i>	39,1-48,3	44,4±1,2	3,0	6,8	4,5-7,7	6,1±0,8	1,1	17,4
<b>Dryopteridaceae</b>								
<i>Cyclodium meniscioides</i> var. <i>meniscioides</i>	23,6-36,4	29,1±1,5	3,6	10,9	-	-	-	-
<b>Polypodiaceae</b>								
<i>Campyloneurum phyllitidis</i>	22,9-32,8	27,8±1,2	3,0	10,9	-	-	-	-
<i>Polypodium fraximifolium</i>	26,6-38,8	31,1±1,4	3,3	10,8	-	-	-	-
<i>P. pitilodon</i>	18,7-33,2	27,5±1,7	2,9	10,6	3,6-6,6	4,8±0,8	1,1	24,1
<b>Thelypteridaceae</b>								
<i>Thelyp teris brevisora</i>	20,9-25,9	23,5±1,7	1,6	6,9	1,0-1,1	1,1±0,3	0,1	3,0
<i>T. chrisodioides</i>	25,0-34,8	31,2±1,3	3,2	10,2	2,2-4,6	3,8±0,5	0,8	20,0
<i>T. dentata</i>	28,1-32,8	30,8±3,2	2,0	6,6	1,6-2,1	1,9±3,3	0,4	19,6
<i>T. interrupta</i>	26,5-41,9	32,2±1,9	3,8	11,8	0,9-2,0	1,7±0,2	0,3	19,4
<i>T. longifolia</i>	25,8-35,2	31,1±3,4	3,2	10,5	-	-	-	-
<i>T. rivularioides</i>	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>T. serrata</i>	16,8-26,5	22,9±1,3	2,4	10,6	-	-	-	-

Tabela 2.6- Medidas do comprimento total, do braço e margem da lesão dos esporos triletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

ESPÉCIE	COMPRIMENTO TOTAL DA LESÃO				COMPRIMENTO DO BRAÇO DA LESÃO				MARGEM			
	FAIXA DE VARIACÃO		S	C.V.	FAIXA DE VARIACÃO		S	C.V.	FAIXA DE VARIACÃO		S	C.V.
	( $\mu\text{m}$ )	( $\mu\text{m}$ )	( $\mu\text{m}$ )	(%)	( $\mu\text{m}$ )	( $\mu\text{m}$ )	( $\mu\text{m}$ )	(%)	( $\mu\text{m}$ )	( $\mu\text{m}$ )	( $\mu\text{m}$ )	(%)
<b>Cyatheaceae</b>												
<i>Cyathea delgadii</i>	28,0-37,3	33,6 $\pm$ 1,3	3,1	9,3	12,1-21,2	16,6 $\pm$ 1,1	2,6	15,5	1,8-5,0	3,2 $\pm$ 0,7	0,9	28,6
<i>Trichipteris phalerata</i>	30,9-45,1	38,8 $\pm$ 1,5	3,7	9,6	17,4-28,0	22,7 $\pm$ 1,0	2,4	10,7	2,6-4,8	3,7 $\pm$ 0,3	0,6	17,4
<b>Dennstaediaceae</b>												
<i>Lindsaea lancea</i>	16,8-25,8	20,0 $\pm$ 0,9	2,0	9,8	8,6-14,2	11,6 $\pm$ 0,6	1,4	11,7	0,8-1,5	1,0 $\pm$ 0,1	0,2	16,4
<i>Lindsaea quadrangularis</i>	16,7-23,6	19,7 $\pm$ 1,0	1,9	9,9	10,1-14,7	11,9 $\pm$ 0,7	1,3	11,4	-	-	-	-
<i>Pteridium aquilinum</i> var. <i>arachnoideum</i>	19,2-26,2	22,7 $\pm$ 2,2	2,7	11,8	8,3-14,5	12,6 $\pm$ 1,5	1,8	14,6	1,3-2,0	1,6 $\pm$ 0,9	0,4	23,4
<b>Gleicheniaceae</b>												
<i>Dicranopteris flexuosa</i>	25,3-36,3	29,2 $\pm$ 1,3	3,1	10,6	11,7-21,4	17,1 $\pm$ 0,9	2,4	13,9	-	-	-	-
<b>Hymenophyllaceae</b>												
<i>Trichomanes cristatum</i>	22,0-34,2	27,7 $\pm$ 1,0	2,4	8,8	10,7-19,0	15,4 $\pm$ 0,8	2,0	13,0	-	-	-	-
<i>T. emarginatum</i>	21,0-29,7	24,3 $\pm$ 1,8	4,7	19,5	10,2-15,1	12,5 $\pm$ 0,1	2,5	19,8	1,3-1,9	1,6 $\pm$ 0,9	0,4	23,4
<b>Lycopodiaceae</b>												
<i>Lycopodiella cernua</i>	15,1-20,1	17,3 $\pm$ 0,6	1,6	8,9	8,7-14,4	11,1 $\pm$ 0,5	1,2	10,5	-	-	-	-
<b>Osmundaceae</b>												
<i>Osmunda cinnamomea</i>	31,2-48,1	40,3 $\pm$ 1,8	4,4	10,9	17,4-26,7	21,9 $\pm$ 1,8	2,6	11,8	3,0-5,3	3,9 $\pm$ 0,4	0,6	15,3
<i>O. regalis</i>	24,8-44,0	38,8 $\pm$ 2,1	5,0	12,9	12,9-33,2	22,9 $\pm$ 1,8	4,4	19,0	1,9-3,6	2,7 $\pm$ 0,4	0,6	23,6
<b>Pteridaceae</b>												
<i>Adiantum fructuosum</i>	26,6-35,4	32,1 $\pm$ 2,0	2,9	9,1	9,9-20,4	16,9 $\pm$ 2,3	3,2	19,1	1,7-1,9	1,8 $\pm$ 0,1	0,1	5,3
<i>Pityrogramma calomelanos</i>	21,2-32,4	26,6 $\pm$ 1,3	3,3	12,3	13,4-21,9	17,4 $\pm$ 0,9	2,2	12,5	1,4-1,8	1,7 $\pm$ 0,1	0,1	8,5
<i>P. trifoliata</i>	26,3-38,7	31,8 $\pm$ 3,9	4,7	14,9	14,9-21,2	18,4 $\pm$ 1,8	2,2	11,9	0,9-1,0	1,0 $\pm$ 0,1	0,1	5,0

Tabela 2.7- Medidas da sexina, nexina externa e interna da exina de esporos monoletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

ESPÉCIE	SEXINA		NEXINA EXTERNA		NEXINA INTERNA	
	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)
<b>Aspleninaceae</b>						
<i>Asplenium serra</i>	-	-	-	-	-	-
<b>Blechnaceae</b>						
<i>Blechnum brasiliense</i>	0,4-0,6	0,5±0,1	0,8-1,0	0,9±0,1	-	-
<i>B. glandulosum</i>	0,7-1,1	0,9±0,2	0,9-1,6	1,2±0,1	-	-
<i>B. raddianum</i>	0,7-1,0	0,9±0,1	1,1-1,3	1,2±0,1	-	-
<i>B. serrulatum</i>	0,5-0,6	0,5±0,1	0,6-0,7	0,6±0,1	-	-
<i>Salpichlaena volubilis</i>	0,5-0,8	0,7±0,1	0,8-1,8	1,2±0,2	-	-
<b>Dryopteridaceae</b>						
<i>Cyclodium meniscioides</i> var. <i>meniscioides</i>	-	-	-	-	-	-
<b>Polypodiaceae</b>						
<i>Campyloneurum phyllitidis</i>	0,5-0,7	0,6±0,1	0,7-0,9	0,8±0,1	-	-
<i>Polypodium fraxinifolium</i>	3,5-4,4	4,0±0,2	0,6-1,3	1,0±0,1	-	-
<i>P. pitilodon</i>	1,9-2,5	2,3±0,2	0,7-1,5	1,1±0,2	-	-
<b>Thelypteridaceae</b>						
<i>Thelyp. teris brevisora</i>	0,9-1,2	1,0±0,1	0,6-0,9	0,7±0,1	-	-
<i>T. chrisodioides</i>	1,4-2,3	1,7±0,2	0,8-1,2	0,9±0,1	-	-
<i>T. dentata</i>	-	-	-	-	-	-
<i>T. interrupta</i>	0,7-1,0	0,9±0,1	1,0-1,3	1,2±0,1	-	-
<i>T. longifolia</i>	-	-	-	-	-	-
<i>T. rivularioides</i>	0,9-1,8	1,3±0,2	0,6-1,0	0,7±0,1	-	-
<i>T. serrata</i>	-	-	-	-	-	-

Tabela 2.8- Medidas da sexina, nexina externa e interna da exina de esporos triletes de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

ESPÉCIE	SEXINA		NEXINA EXTERNA		NEXINA INTERNA	
	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)	FAIXA DE VARIACÃO (µm)	$\bar{X} \pm S_x$ (µm)
<b>Cyatheaceae</b>						
<i>Cyathea delgadii</i>	1,0-3,1	1,7±0,6	0,3-0,6	0,5±0,1	0,9-1,8	1,2±0,2
<i>Trichipteris phalerata</i>	1,2-1,4	1,3±0,1	0,9-1,4	1,2±0,1	-	-
<b>Dennstadiaceae</b>						
<i>Lindsaea lancea</i>	0,8-1,1	0,9±0,1	0,6-1,0	0,9±0,1	-	-
<i>Lindsaea quadrangularis</i>	1,1-1,7	1,3±0,2	0,5-0,8	0,7±0,1	-	-
<i>Pteridium aquilinum</i> var. <i>arachnoideum</i>	0,6-0,9	0,7±0,1	0,9-1,3	1,0±0,3	-	-
<b>Gleicheniaceae</b>						
<i>Dicranopteris flexuosa</i>	0,6-0,9	0,8±0,1	0,9-1,2	1,1±0,1	-	-
<b>Hymenophyllaceae</b>						
<i>Trichomanes cristatum</i>	0,9-2,3	1,8±0,3	0,7-1,3	0,9±0,1	-	-
<i>T. emarginatum</i>	0,6-0,9	0,7±0,1	0,6-0,9	0,8±0,1	-	-
<b>Lycopodiaceae</b>						
<i>Lycopodiella cernua</i>	-	-	-	-	-	-
<b>Osmundaceae</b>						
<i>Osmunda cinnamomea</i>	2,0-2,6	2,2±0,2	0,4-0,8	0,5±0,1	0,7-1,2	0,9±0,1
<i>O. regalis</i>	1,4-3,8	2,2±0,5	0,4-1,2	0,7±0,2	0,6-1,6	1,0±0,2
<b>Pteridaceae</b>						
<i>Adiantum fructuosum</i>	0,8-0,9	0,8±0,1	0,8-0,9	0,9±0,1	-	-
<i>Pityrogramma calomelanos</i>	-	-	-	-	-	-
<i>P. trifoliata</i>	0,7-0,9	0,8±0,1	0,9-1,0	0,9±0,1	-	-

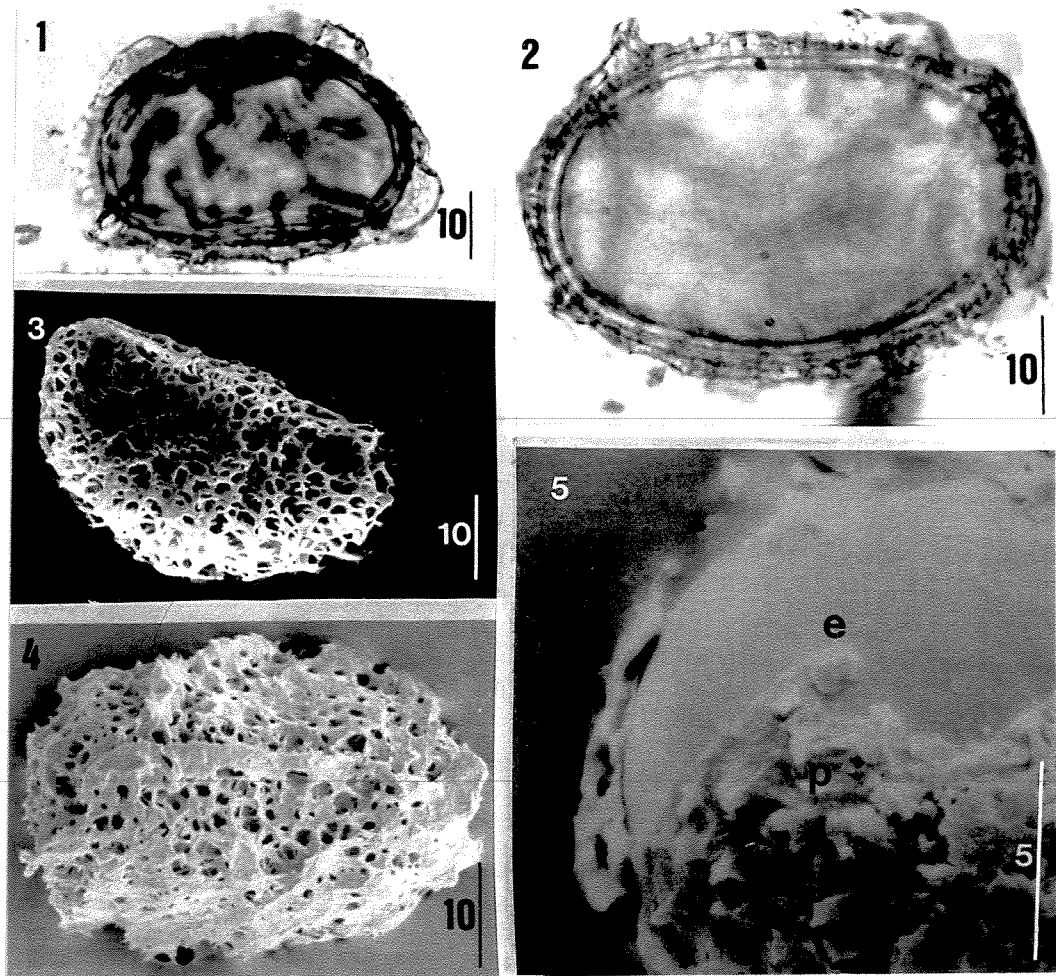


Figura 2.2 - Fotomicrografia de esporos de *Asplenium serra* Langsd. & Fisch. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 5. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura.

Escala em  $\mu\text{m}$ .

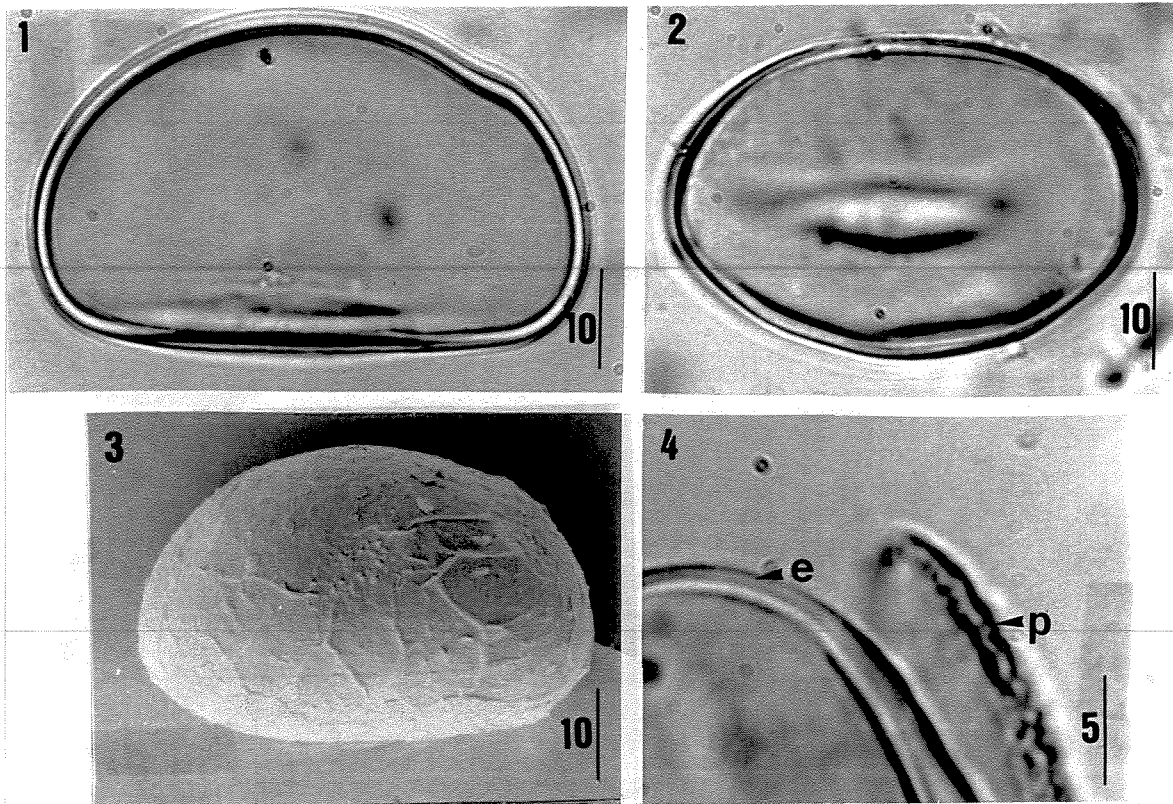


Figura 2.3 - Fotomicrografia de esporos de *Blechnum brasiliense* Desv. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e). Escala em  $\mu\text{m}$ .

*Blechnum glandulosum* Link (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.4)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, côncavo-convexos e elípticos (Figuras 2.4.1-2.4.3). A exina é psilada ao microscópio óptico e granular em microscópio eletrônico de varredura (Figura 2.4.4). A perina é tênue e está presente em esporos acetolisados; tem aspecto escabrado com pequenos glóbulos depositados esparsamente (Figuras 2.4.3 e 2.4.4).

*Blechnum raddianum* Ros. (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.5)

Os esporos são de tamanho grande, monoletes, plano-convexos e elípticos (Figuras 2.5.1-2.5.3). A lesão apresenta margem saliente. Esporos acetolisados apresentam perina fragmentada (Figuras 2.5.1 e 2.5.6). A perina é fina, apresentando dobras esparsas, sem padrão de distribuição definido (Figuras 2.5.3, 2.5.6 e 2.5.7), com superfície granular sob microscopia óptica e pequenos filamentos aderidos, quando observada sob microscopia eletrônica de varredura (Figuras 2.5.3-2.5.5); provavelmente a maior parte dos filamentos é removida durante a acetólise. Em microscopia óptica, a exina apresenta-se granular e formada por duas camadas, sendo a sexina mais fina e escura que a nexina.

*Blechnum serrulatum* Rich. (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura:2.6)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, plano-convexos e ovados (Figuras 2.6.1 e 2.6.2). A exina é psilada (Figura 2.6.3) e os valores de espessura da sexina e da nexina são semelhantes. Recobrimo a exina há uma perina fina com ou sem glóbulos (Figuras 2.6.4 e 2.6.5).

*Salpichlaena volubilis* (Kauf.) Hooker (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.7)

Os esporos são de tamanho grande, monoletes, plano-convexos a reniformes e elípticos (Figuras 2.7.1 e 2.7.2). A lesão é tênue emarginada e, em alguns casos, parte da margem é reduzida. A perina é de aspecto granular, com deposição irregular de esférulas (Figuras 2.7.3-2.7.6). A exina é psilada (Figura 2.7.4), com nexina mais espessa que a sexina.

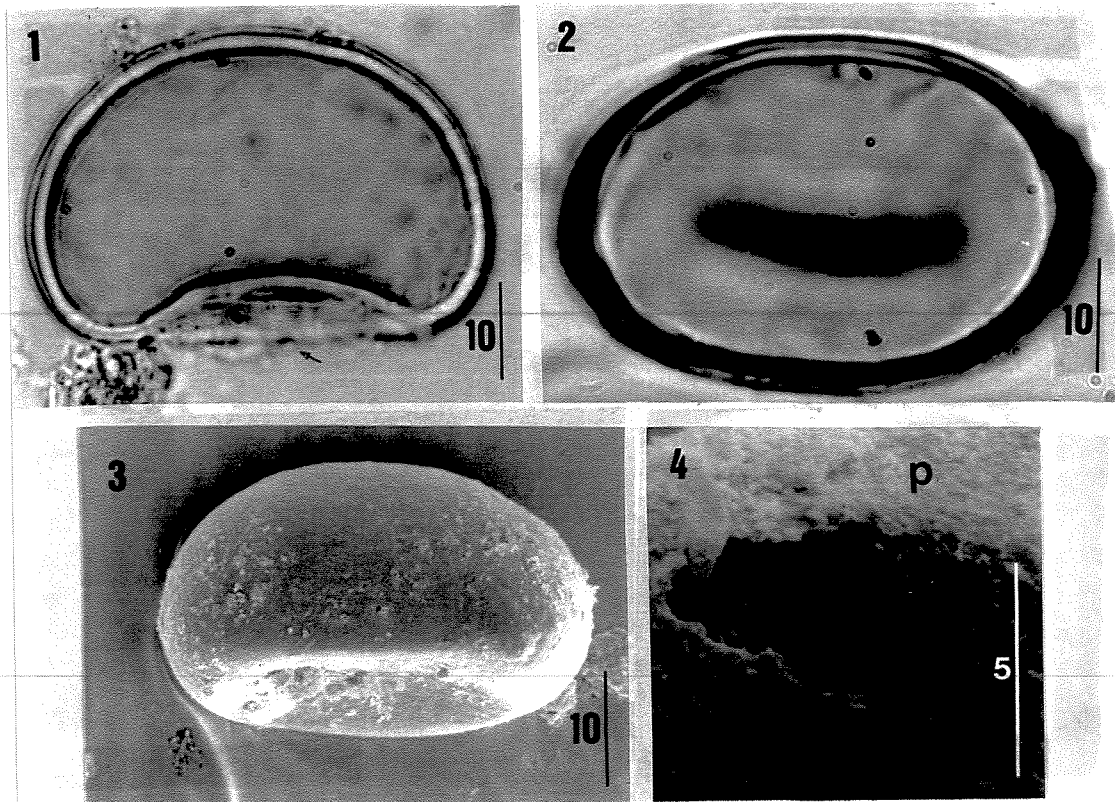


Figura 2.4 - Fotomicrografia de esporos de *Blechnum glandulosum* Link. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura.

Escala em  $\mu\text{m}$ .



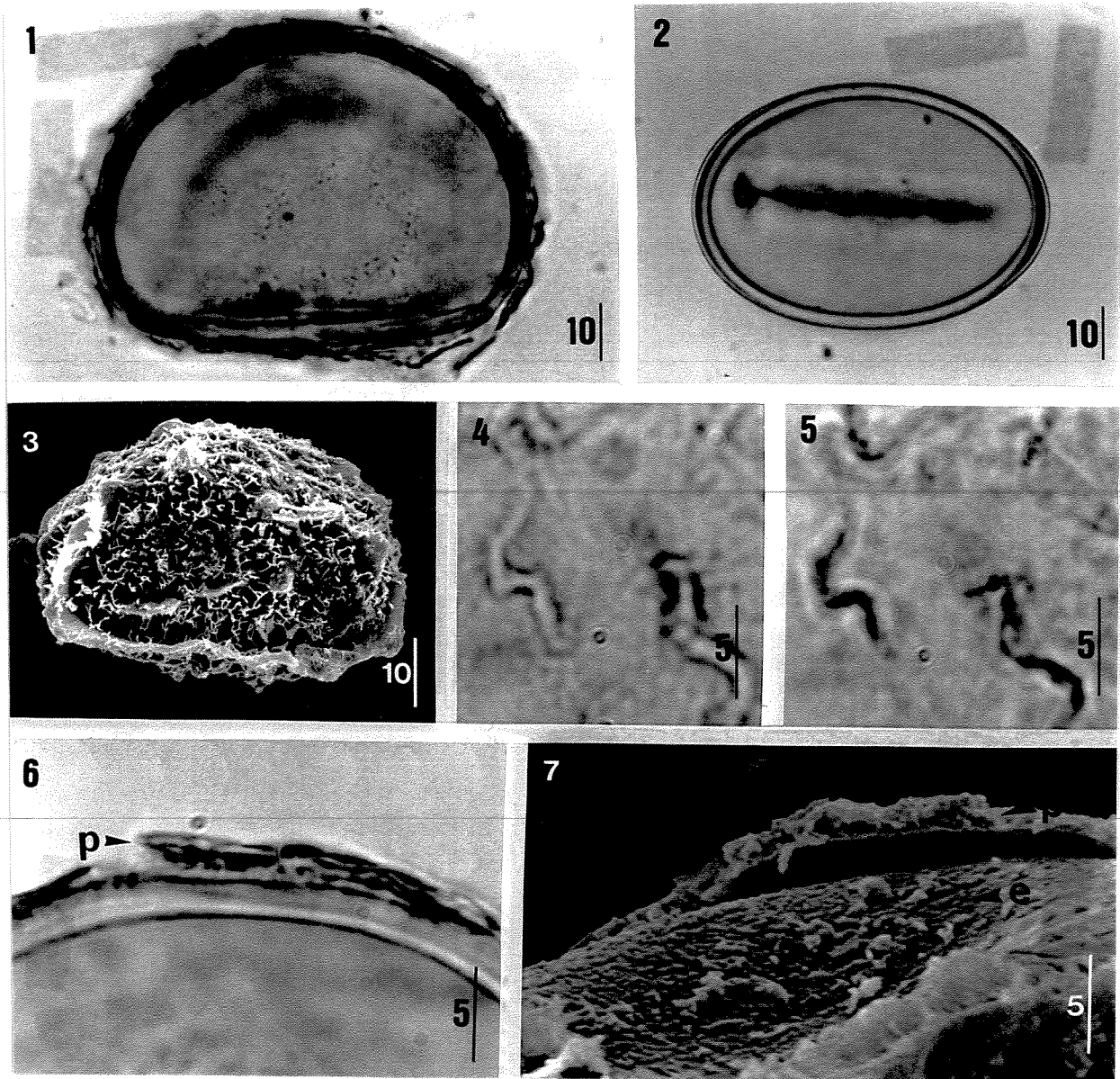


Figura 2.5 - Fotomicrografia de esporos de *Blechnum raddianum* Ros. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Análise de L.O. da perina - 1<sup>o</sup> foco. 5. Análise de L.O. da perina - 2<sup>o</sup> foco. 6. Corte óptico da perina (p). 7. Perina fragmentada (p) e exina (e), em microscopia eletrônica de varredura. Escala em  $\mu\text{m}$ .

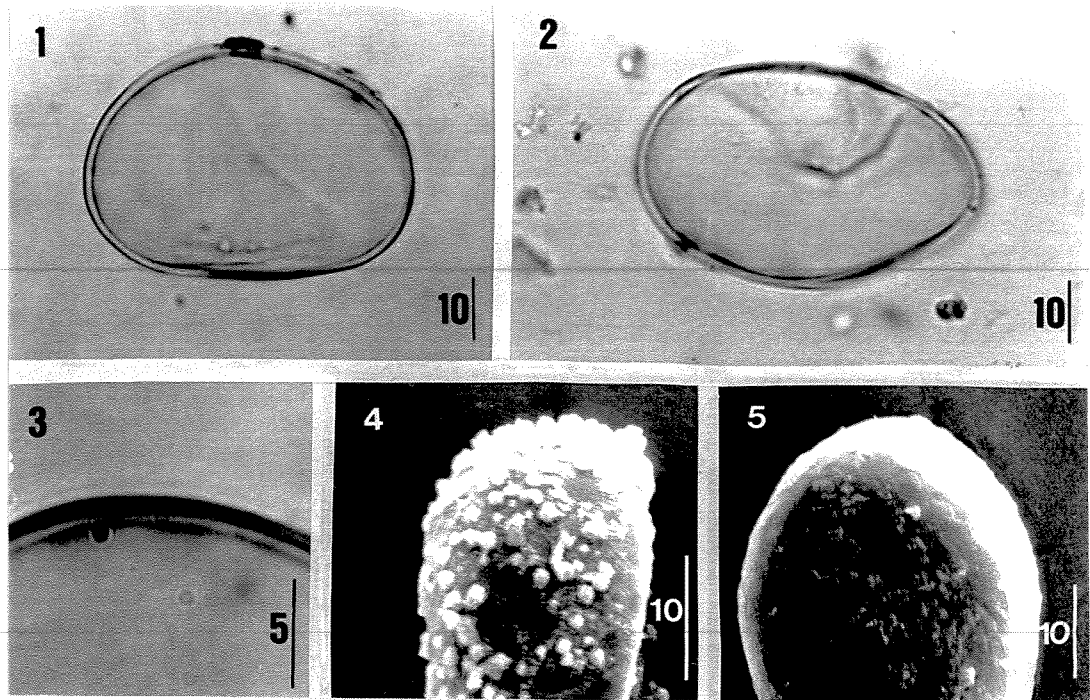


Figura 2.6 - Fotomicrografia de esporos de *Blechnum serrulatum* L. C. Rich. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Corte óptico da exina. 4. Perina com glóbulos (microscopia eletrônica de varredura). 5. Perina sem glóbulos (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ .

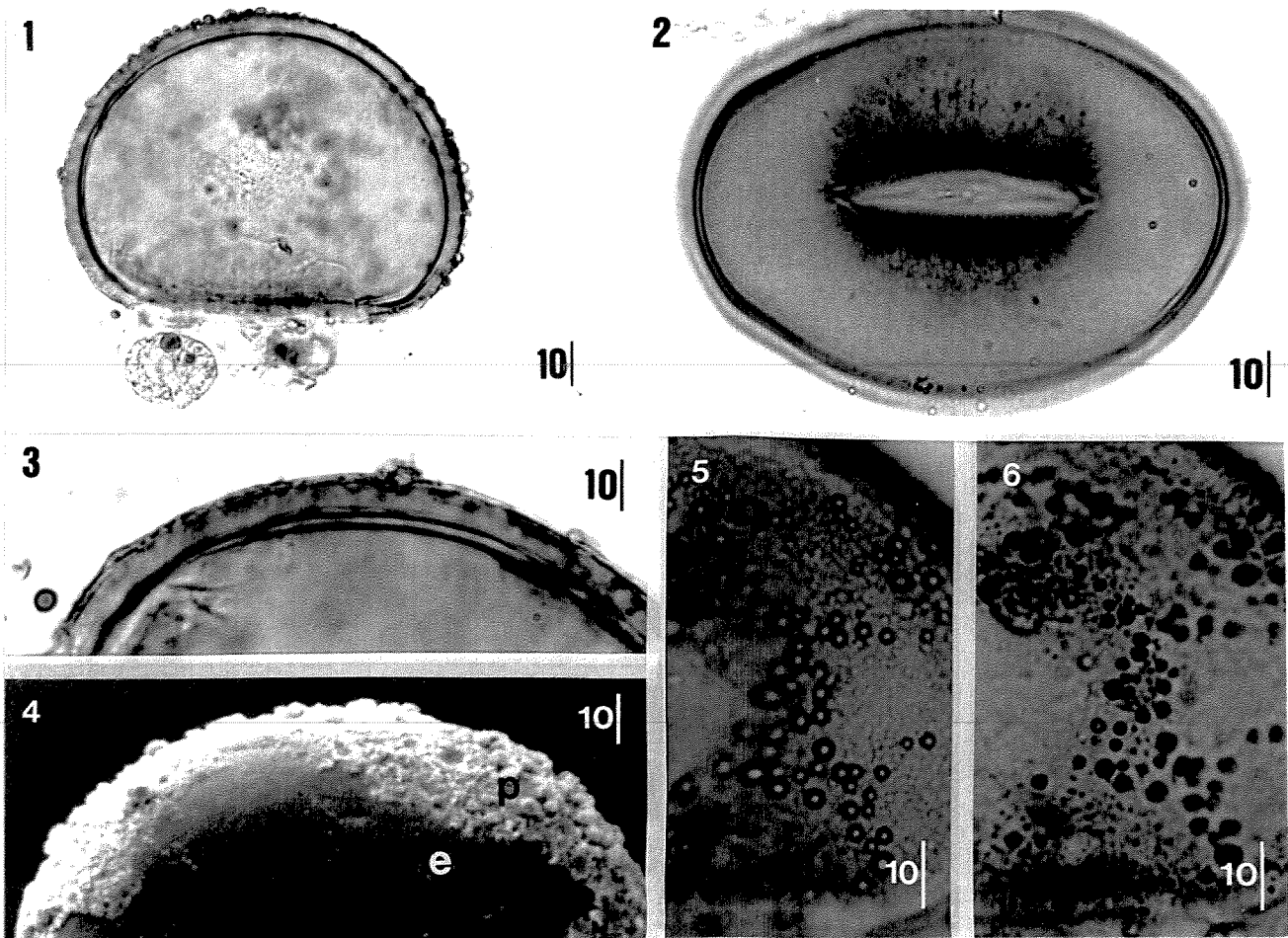


Figura 2.7 - Fotomicrografia de esporos de *Salpichlaena volubilis* (Kaulf.) Hook. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Corte óptico. 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura. 5. Análise de L.O. da perina - 1º foco. 6. Análise de L.O. da perina - 2º foco.

Escala em  $\mu\text{m}$ .

## Cyatheaceae

*Cyathea delgadii* Sternb. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.8)

Os esporos são de tamanho médio, triletes e de âmbito triangular. Em vista equatorial, os esporos são plano-convexos (Figura 2.8.1) e, em vista polar proximal, apresentam lados retos e ângulos arredondados (Figuras 2.8.2). A exina é formada por três camadas: sexina verrugosa e duas nexinas, a interna maior que a externa. Em microscopia eletrônica de varredura, observam-se pequenos filamentos sobre e entre as verrugas (Figuras 2.8.3 e 2.8.4). A perina, tênue e translúcida, é observada em microscopia óptica apenas em esporos imaturos; neste caso, não é retirada pela acetólise de 2 minutos.

*Trichipteris phalerata* (Mart.) Barr. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura 2.9)

Os esporos são de tamanho grande, triletes e de âmbito triangular. Em vista equatorial, os esporos são plano-cônicos (Figura 2.9.1) e, em vista polar proximal, apresentam lados retos e ângulos arredondados (Figura 2.9.2). A lesão apresenta margem. Em microscopia óptica, a sexina granular é mais espessa e mais escura que a nexina (Figura 2.9.3).

## Dennstaedtiaceae

*Lindsaea lancea* (L.) Bedd. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.10)

Os esporos são de tamanho médio, triletes e de âmbito triangular. Em vista equatorial, são plano-convexos e, em vista polar proximal apresentam áreas côncavas entre os braços da lesão (Figuras 2.10.1-2.10.3). A lesão apresenta margem. Em microscopia óptica, a exina apresenta-se ornamentada com grânulos e fissuras (Figuras 2.10.5 e 2.10.6) e está dividida em sexina e nexina que apresentam a mesma espessura, sendo a sexina mais escura. Em microscopia eletrônica de varredura, foi observada perina com pequenos filamentos de fácil remoção; foram encontrados esporos com e sem estas estruturas na superfície de esporos (Figuras 2.10.3 e 2.10.4).

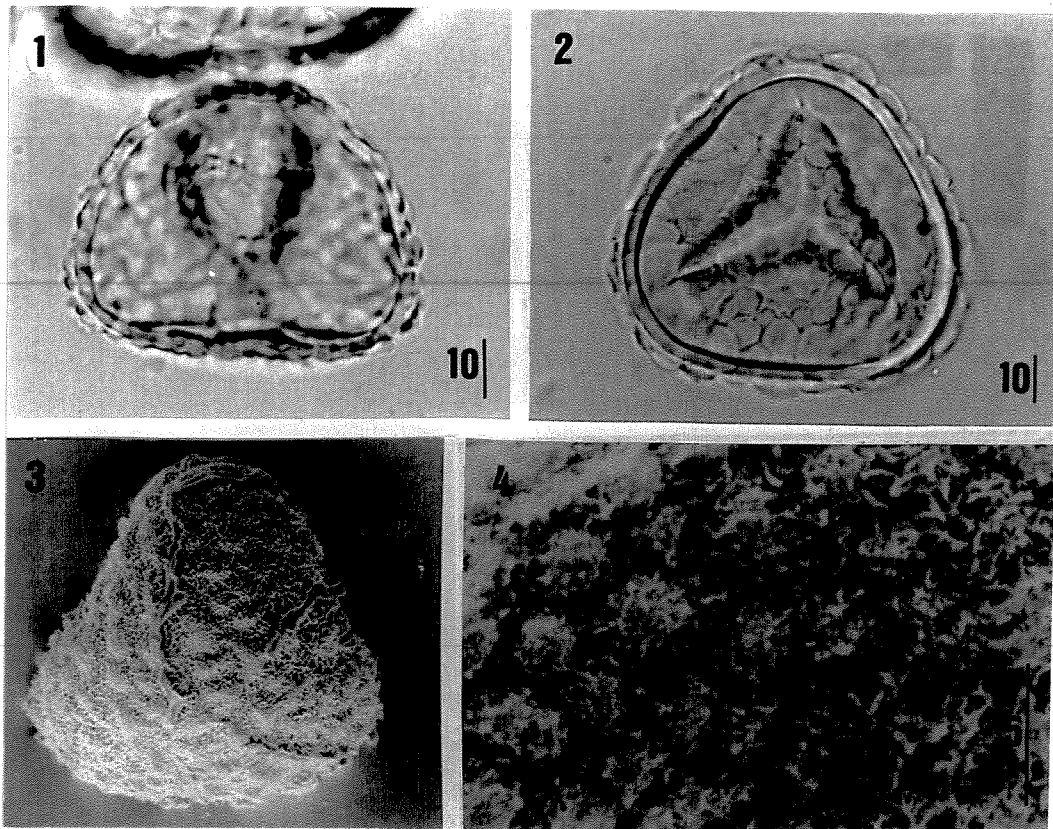


Figura 2.8 - Fotomicrografia de esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar distal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação.  
Escala em  $\mu\text{m}$ .

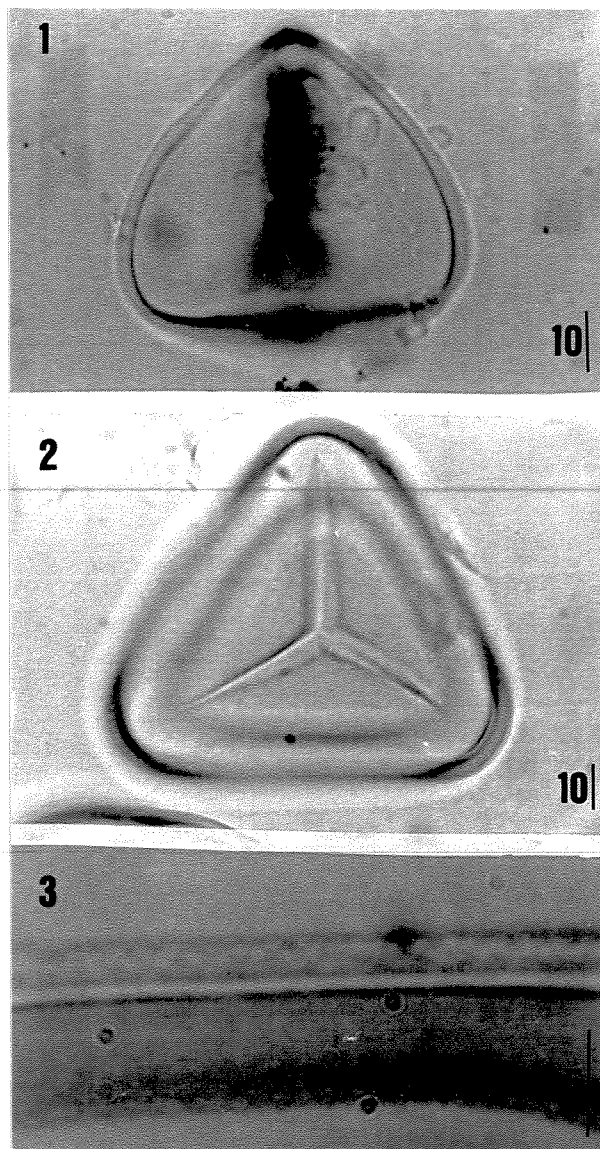


Figura 2.9 - Fotomicrografia de esporos de *Trichipteris phalerata* (Mart.) Barr. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Corte óptico da exina. Escala em  $\mu\text{m}$ .

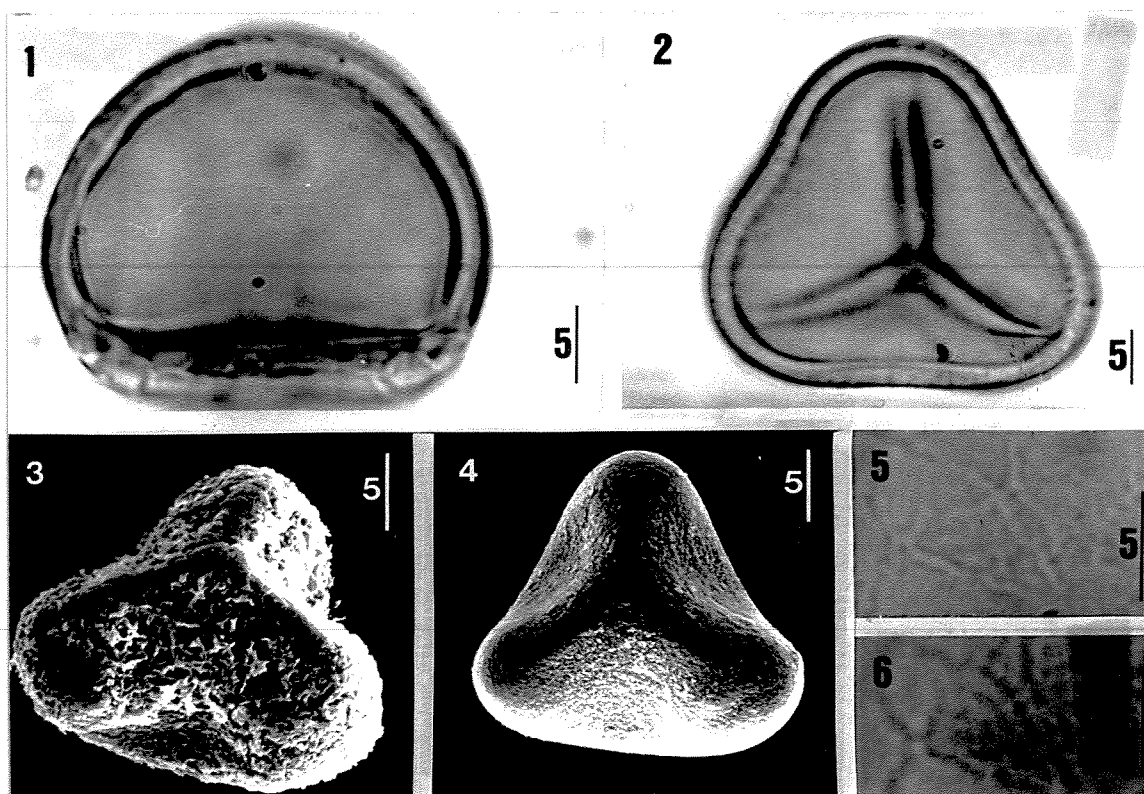


Figura 2.10 - Fotomicrografia de esporos de *Lindsaea lancea* Bedd. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Esporos com filamentos (microscopia eletrônica de varredura). 4. Esporos sem filamentos (microscopia eletrônica de varredura). 5. Análise de L.O. - 2<sup>o</sup> foco. 6. Análise de L.O. - 1<sup>o</sup> foco. Escala em  $\mu\text{m}$ .

*Lindsaea quadrangularis* Raddi (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.11)

Os esporos são de tamanho médio, triletes e âmbito triangular. Em vista equatorial são plano-convexos e, em vista polar proximal, apresentam lados retos a levemente convexos e ângulos arredondados (Figuras 2.11.1-2.11.3). A lesão não apresenta margem. A exina é psilada, sendo a sexina mais escura e espessa que a nexina (Figura 2.11.4). A perina é tênue (Figura 2.11.4) e apresenta aspecto granular em microscopia óptica e em microscopia eletrônica de varredura; observam-se glóbulos dispersos (Figura 2.11.3 e 2.11.5).

*Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn var. *arachnoideum* (Kaulf.) Brade (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.12)

Os esporos são de tamanho médio, triletes de âmbito triangular. Em vista equatorial, os esporos são plano-cônicos e em vista polar proximal os lados levemente côncavos (Figuras 2.12.1 e 2.12.2). A perina é granular (Figuras 2.12.3 e 2.12.4) e a exina dividida em sexina mais escura e fina que a nexina.

## **Dryopteridaceae**

*Cyclodium meniscioides* var. *meniscioides* Presl. (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figuras: 2.13)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, plano-convexos (Figura 2.13.1) e elípticos, alguns levemente ovados. A lesão não apresenta margem saliente. A perina está presente em todos esporos acetolisados, com grandes dobras, dispersas sem padrão de distribuição e frequência (Figuras 2.13.1 e 2.13.2). Com superfície granular (Figuras 2.13.2-2.13.4), a perina recobre a exina psilada, que se apresenta dividida em sexina e nexina. Devido à presença de perina escura e espessa não foi possível medir a exina.



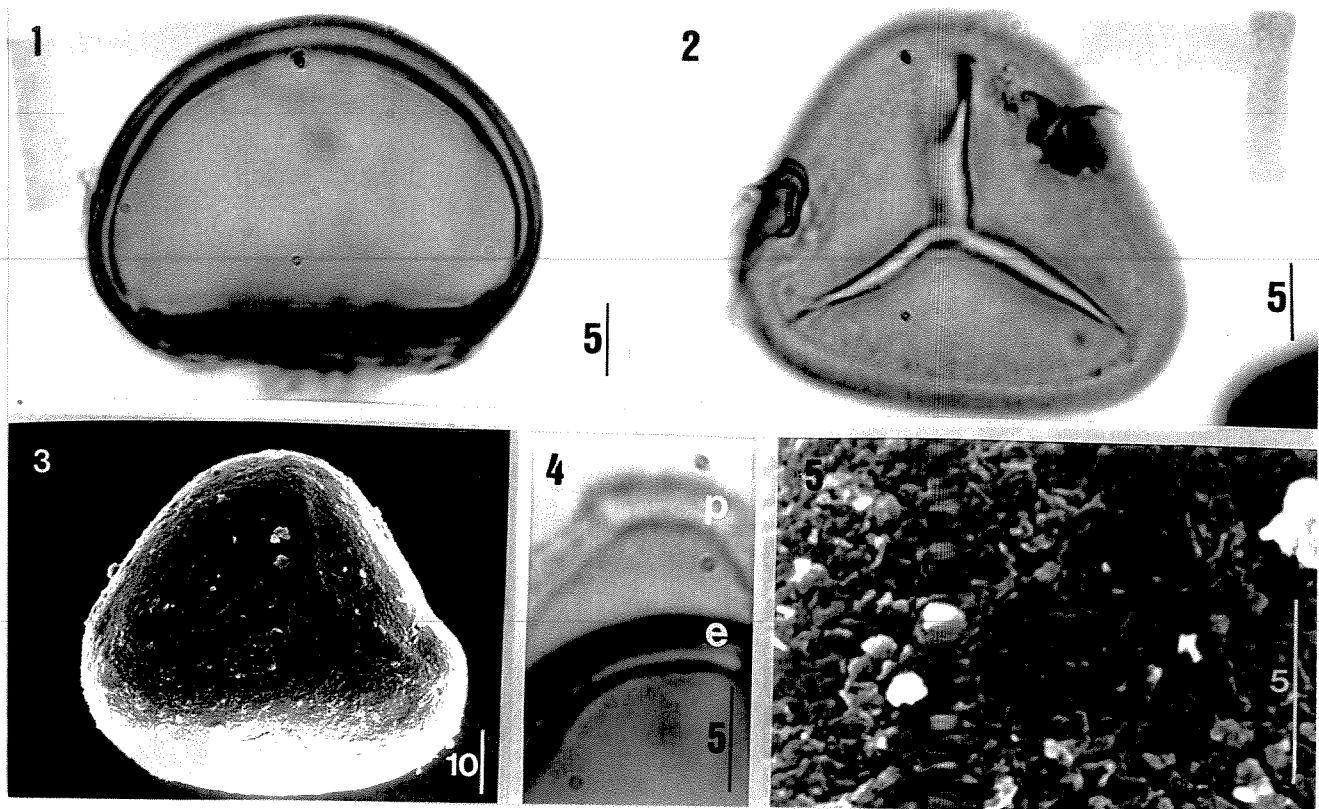


Figura 2.11 - Fotomicrografia de esporos de *Lindsaea quadrangularis* Raddi. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e). 5. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ .

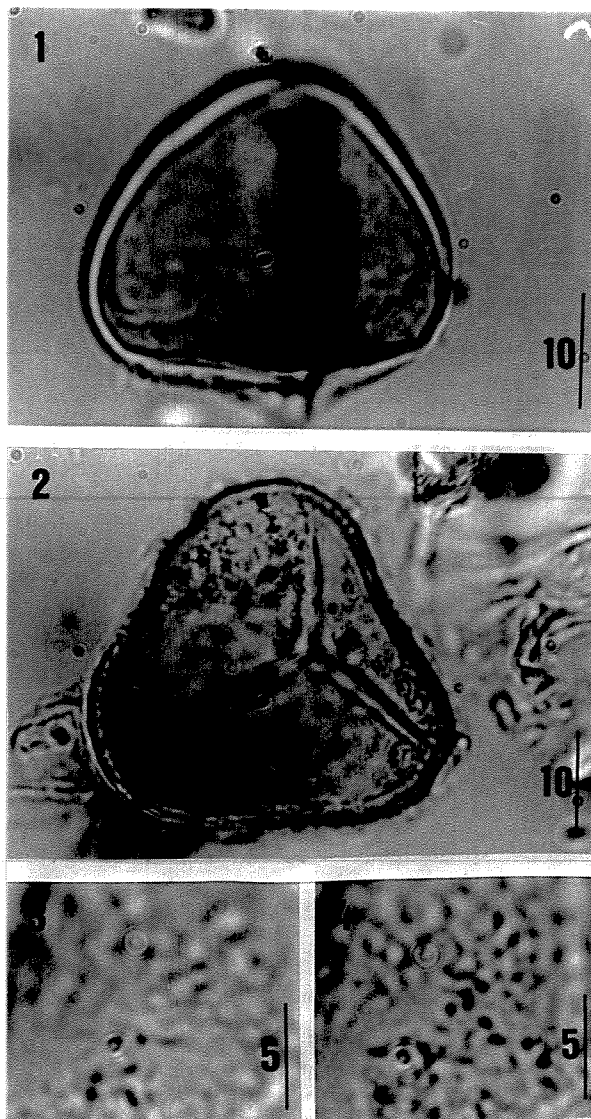


Figura 2.12 - Fotomicrografia de esporos de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn var. *arachnoideum* (Kaulf.) Brade. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. - 1º foco. 4. Análise de L.O. - 2º foco. Escala em  $\mu\text{m}$ .

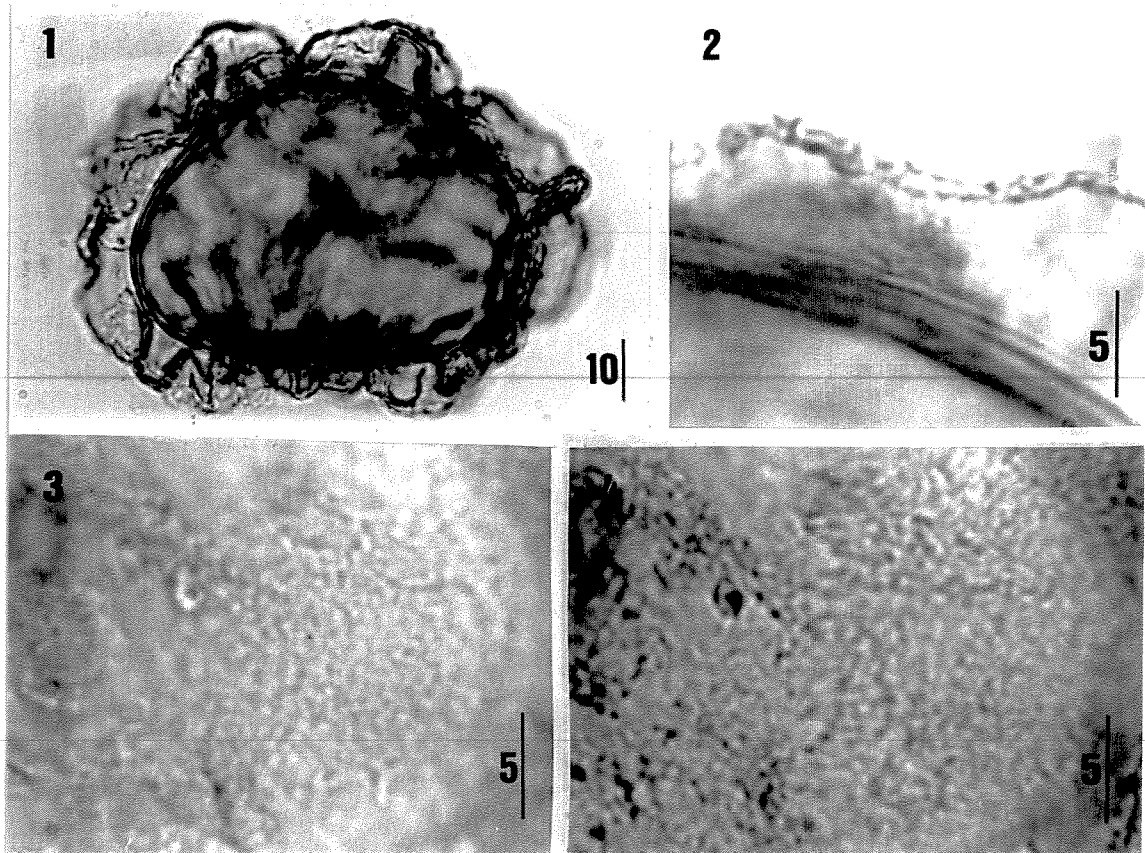


Figura 2.13 - Fotomicrografia de esporos de *Cyclodium meniscioides* (Willd.) Presl var. *meniscioides*. 1. Vista equatorial. 2. Corte óptico da perina. 3. Análise de L.O. da perina - 1<sup>o</sup> foco. 4. Análise de L.O. da perina - 2<sup>o</sup> foco. Escala em  $\mu\text{m}$ .

## Gleicheniaceae

*Dicranopteris flexuosa* (Schrad.) Underw (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.14)

Os esporos são de tamanho médio, triletes e âmbito triangular. Em vista equatorial, a face distal é sub-hemisférica e a face proximal levemente convexa (Figuras 2.14.1 e 2.14.3). Em vista polar proximal, os esporos apresentam os lados retos (Figuras 2.14.2 e 2.14.4). A lesão apresenta margem tênue. A exina é de aspecto granular em microscopia óptica, dividida em sexina (mais escura) e nexina (Figura 2.14.2). Em microscopia eletrônica de varredura, observa-se deposição granular sobre a superfície (Figura 2.14.4).

## Hymenophyllaceae

*Trichomanes cristatum* Kaulf. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.15)

Os esporos são de tamanho médio e triletes. Em vista equatorial, a face distal é hemisférica e a face proximal, levemente convexa (Figura 2.15.1). Em vista polar proximal, os esporos apresentam lados hemisféricos formando um contorno circular (Figura 2.15.2). A lesão não apresenta margem saliente (Figura 2.15.3). A exina é dividida em duas camadas, sendo a sexina mais espessa que a nexina. A exina é ornamentada com espículos, báculos e pilos de tamanhos variados (Figura 2.15.4). Esporos acetolisados não apresentaram perina.

*Trichomanes emarginatum* Presl (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.16)

Os esporos são de tamanho médio e triletes. Em vista equatorial, a face distal é hemisférica e a face proximal, plana (Figura 2.16.1). Em vista polar proximal, os esporos apresentam lados hemisféricos formando um contorno circular (Figura 2.16.2). A lesão apresenta margem saliente. A exina é dividida em duas camadas de aproximadamente mesma espessura; apresenta ornamentação granular (Figuras 2.16.3 e 2.16.4). Esporos acetolisados não apresentaram perina.

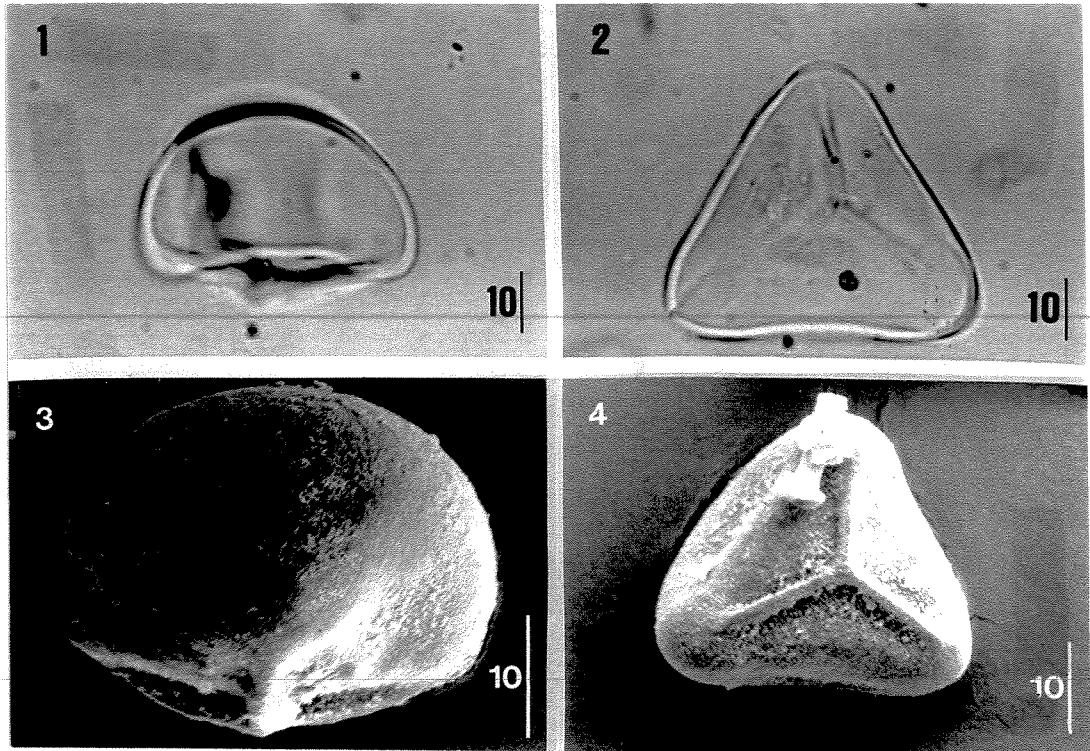


Figura 2.14 - Fotomicrografia de esporos de *Dicranopteris flexuosa* (Schrad.) Underw. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura).

Escala em  $\mu\text{m}$ .

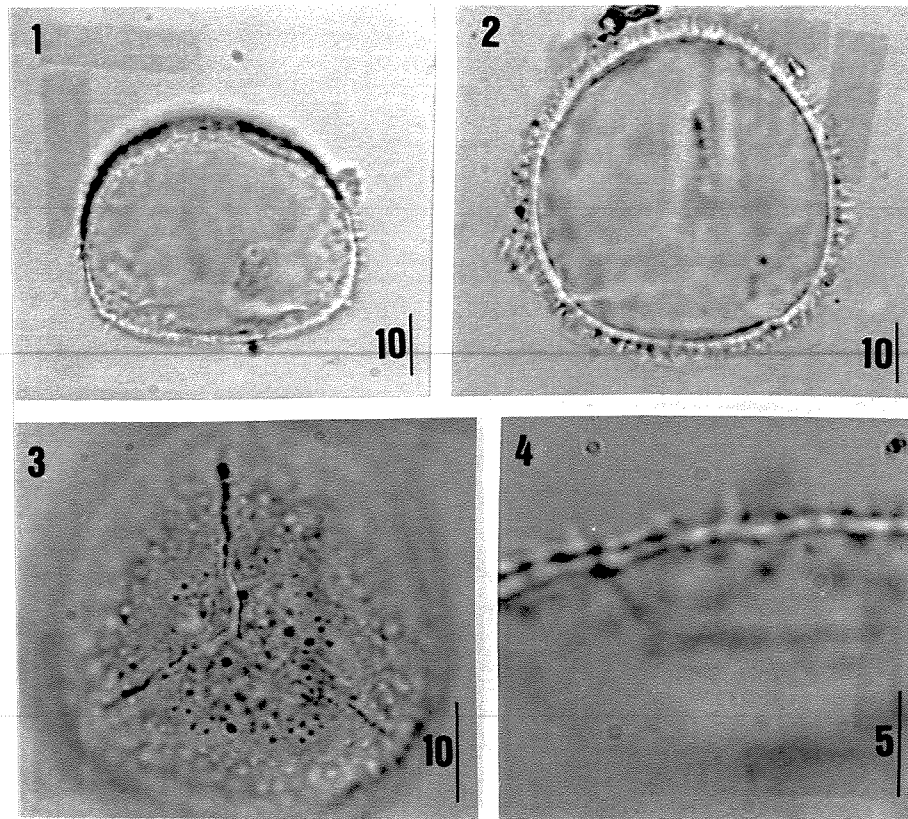


Figura 2.15 - Fotomicrografia de esporos de *Trichomanes cristatum* Kaulf. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da lesão. 4. Corte óptico da exina.

Escala em  $\mu\text{m}$ .

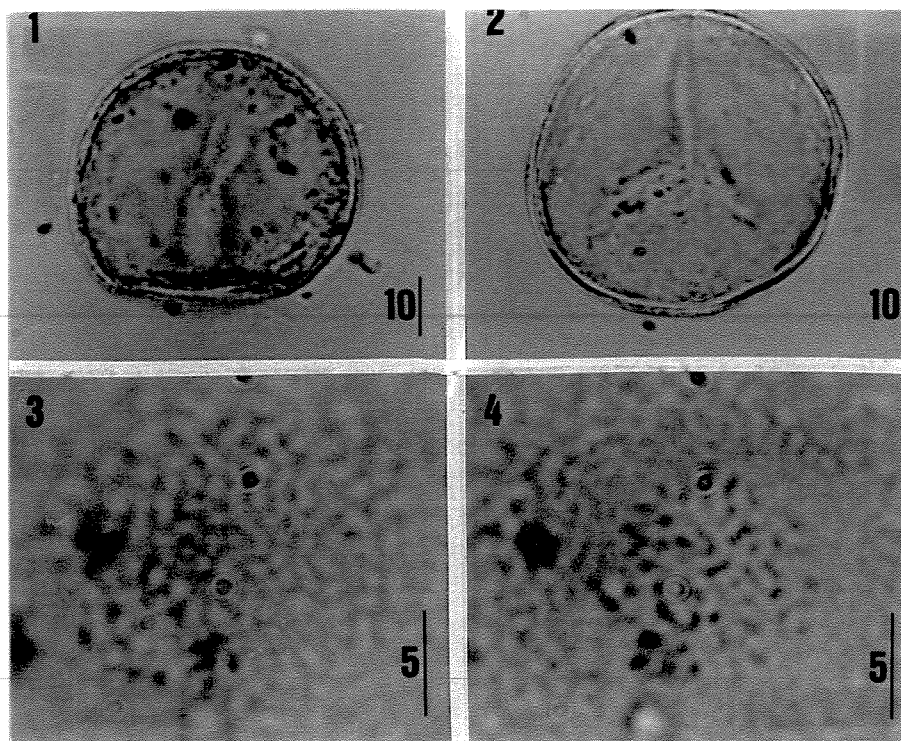


Figura 2.16 - Fotomicrografia de esporos de *Trichomanes emarginatum* Presl. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. - 1º foco. 4. Análise de L.O. - 2º foco.  
Escala em  $\mu\text{m}$ .

## Lycopodiaceae

*Lycopodiella cernua* (L.) Pichi-Serm. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.17)

Os esporos são de tamanho médio e triletes. Em vista equatorial, são sub-cônico-convexos (Figura 2.17.1). Em vista polar proximal, os esporos apresentam os lados convexos a semicirculares (Figura 2.17.2) e depressões côncavas ao lado da lesão (Figura 2.17.3). A exina é granulosa na face proximal e apresenta, na face distal, dobras baixas parcialmente anastomosadas (Figura 2.17.4). Uma perina fina também granulosa recobre a exina (Figuras 2.17.3 e 2.17.4). Alguns glóbulos estão presentes sobre a perina. Devido as concavidades ao redor da lesão, não foi possível medir a exina.

## Osmundaceae

*Osmunda cinnamomea* L. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.18)

Os esporos são de tamanho grande, triletes. Tendem a esféricos com achatamento na região da lesão (Figura 2.18.1). Os esporos são frágeis, com perina tênue e translúcida, presente apenas em esporos imaturos. Foram encontrados dois tipos de esporos: ornamentados com pilos e báculos e rugulado (Figuras 2.18.2 e 2.18.3). Em material acetolisado por 2 minutos, predominou o tipo rugulado (Figuras 2.18.4-2.18.5). A lesão apresenta margem saliente. A exina é formada por três camadas, sendo a sexina a mais espessa e a nexina externa a mais fina.

*Osmunda regalis* L. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.19)

Os esporos são de tamanho grande, triletes. Tendem à forma esférica (Figuras 2.19.1 e 2.19.2). A lesão é tenue emarginada. A exina é de ornamentação irregular (báculos e principalmente pilos, observados em microscopia óptica); é formada por 3 camadas. Em microscopia eletrônica de varredura, observam-se pequenas expansões filiformes de distribuição heterogênea sobre as protuberâncias (Figura 2.18.5). A exina é formada por três camadas, sendo a sexina a mais espessa e a nexina externa a mais fina.



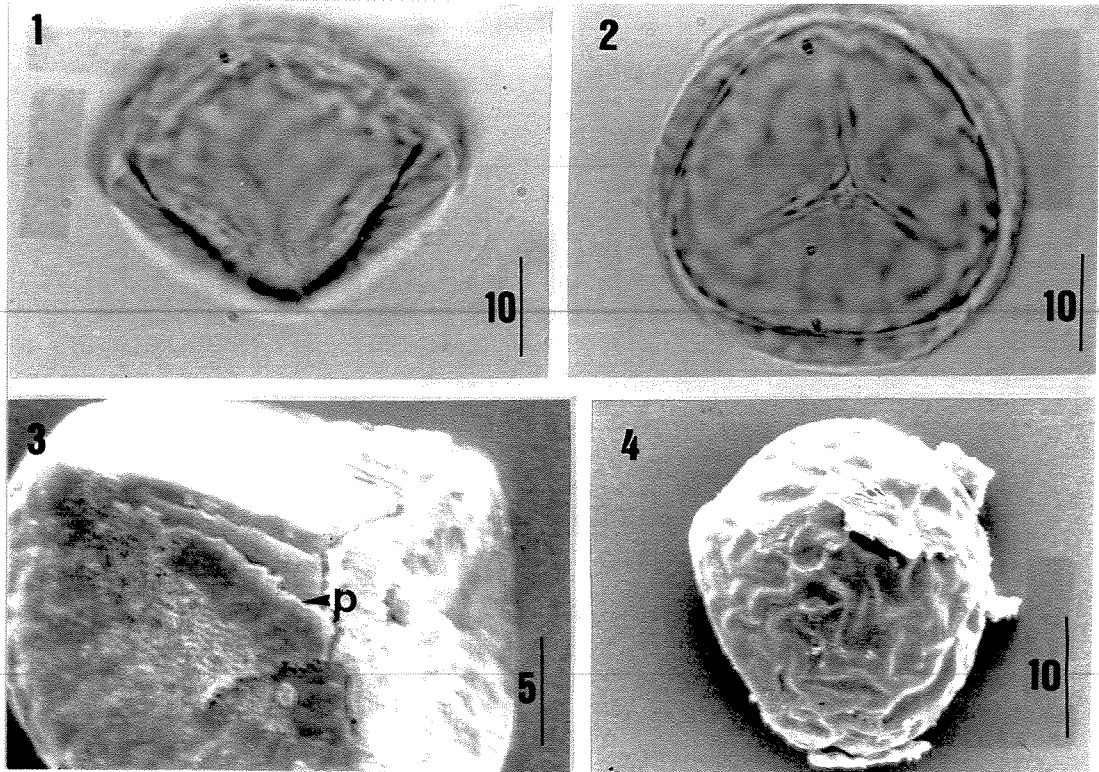


Figura 2.17 - Fotomicrografia de esporos de *Lycopodiella cernua* (L.) Pichi-Serm. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da perina (p) fragmentada (microscopia eletrônica de varredura). 4. Pólo distal (microscopia eletrônica de varredura).

Escala em  $\mu\text{m}$ .

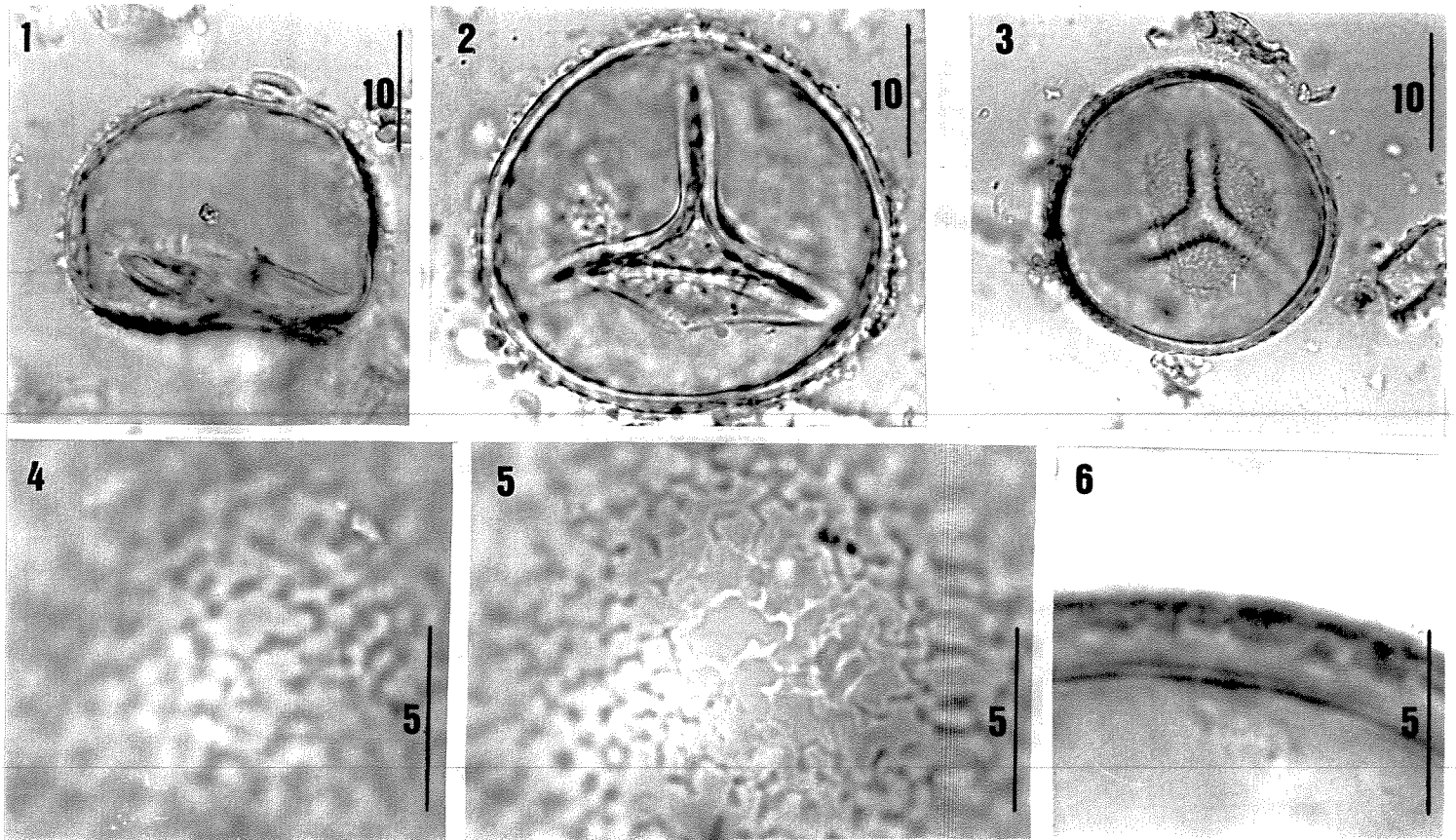


Figura 2.18 - Fotomicrografia de esporos de *Osmunda cinnamomea* L. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal (ornamentado com pilos e espinhos). 3. Vista polar proximal (ornamentação rugulada). 4. Análise de L.O. - 1<sup>o</sup> foco. 5. Análise de L.O. - 2<sup>o</sup> foco. 6. Corte óptico da exina.  
Escala em  $\mu\text{m}$ .

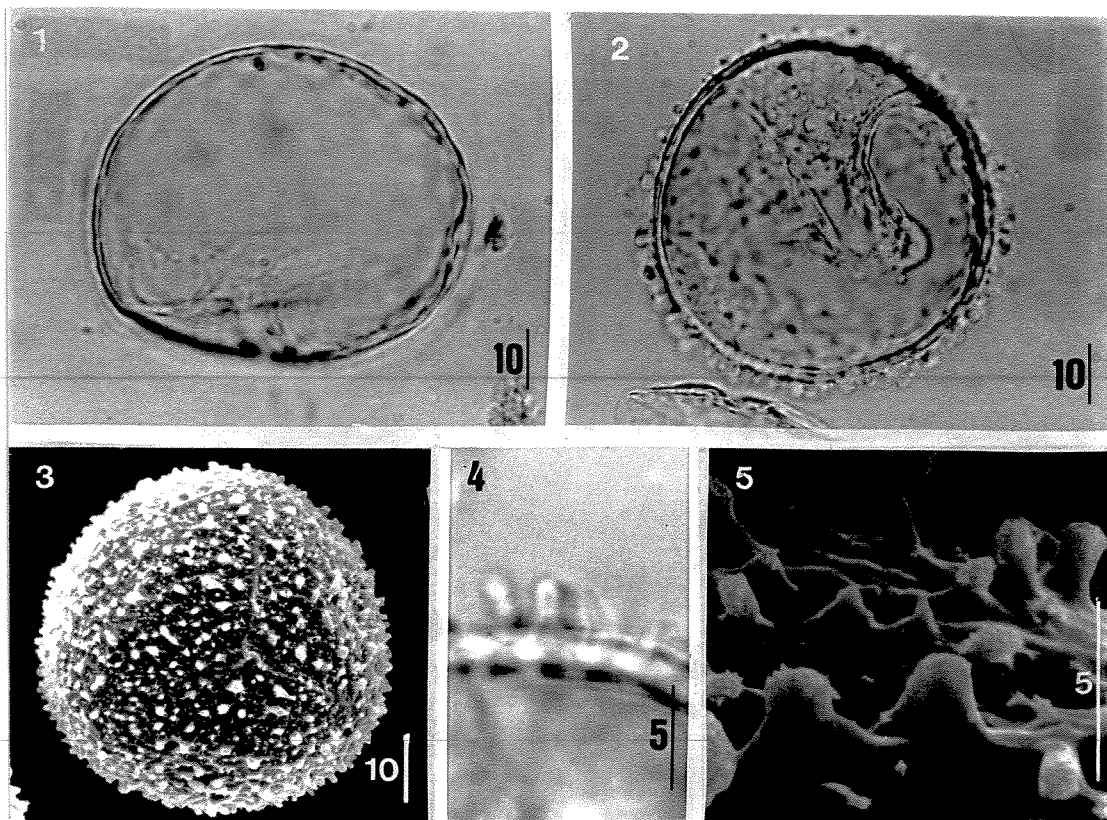


Figura 2.19 - Fotomicrografia de esporos de *Osmunda regalis* L. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia óptica). 5. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ .

## Polypodiaceae

*Campyloneurum phyllitidis* (L.) Presl. (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.20)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, plano-convexos e oblatos, com alguns esporos ovóides (Figuras 2.20.1 e 2.20.2). A lesão, observada em microscopia de varredura, não apresenta margem saliente (Figura 2.20.3). A perina é fina e translúcida, com pequenos e esparsos glóbulos (Figura 2.20.2 e 2.20.3). A exina é formada por sexina, camada mais espessa e mais escura e ornamentada com baixas verrugas (Figuras 2.20.4 e 2.20.5) e nexina.

*Polypodium fraxinifolium* Jacq. (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.21 )

Os esporos são de tamanho grande, monoletes, plano-convexos e oblatos (Figuras 2.21.1 e 2.21.2). A lesão não apresenta margem saliente. A exina é formada por sexina, camada mais espessa e ornamentada com verrugas de contorno irregular, tendendo a tubérculos (Figura 2.21.3) e nexina. Os elementos de ornamentação diminuem em direção lesão. Uma perina fina e com grânulos esparsos, de fácil remoção pela acetólise, recobre a exina (Figura 2.21.4).

*Polypodium ptilodon* Kunze (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.22)

Os esporos são de tamanho grande e monoletes. Em vista equatorial, os esporos apresentam uma região plana (local da lesão) com as extremidades salientes e arredondadas e outra convexa; em alguns casos são reniformes (Figura 2.22.1). Em vista polar proximal, a maioria dos esporos é elíptica, ocorrendo esporadicamente alguns com o formato ovado (Figura 2.22.2). A lesão é cerca da metade do maior diâmetro equatorial e apresenta uma margem saliente ornamentada com pequenas verrugas (Figura 2.22.2). A exina apresenta-se estratificada em duas camadas, sendo a externa mais espessa e ornamentada com verrugas (Figuras 2.22.3 e 2.22.4) que vão reduzindo seu tamanho em direção lesão (Figura 2.22.5). Não foi observada perina em esporos acetolisados ou frescos.

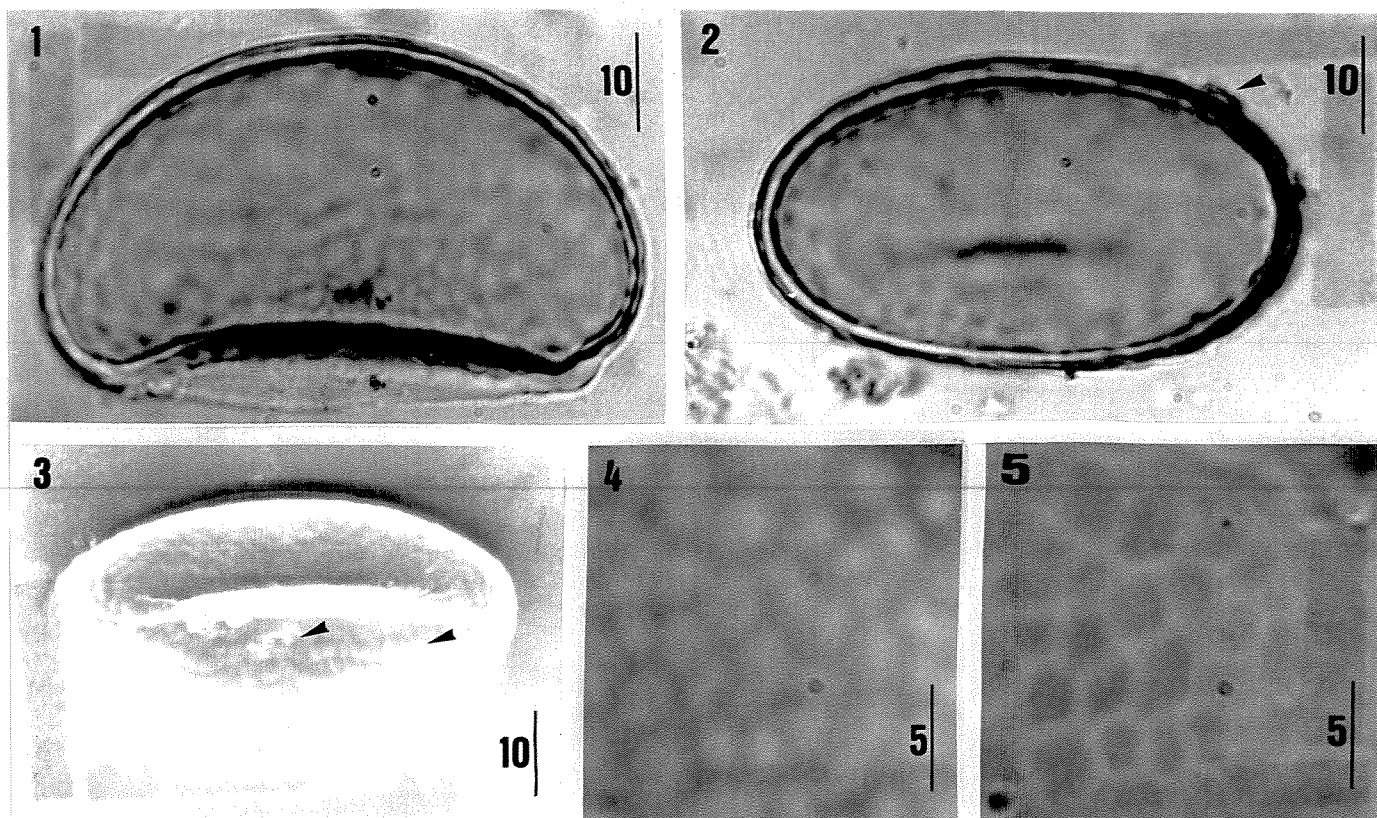


Figura 2.20 - Fotomicrografia de esporos de *Campyloneurum phyllitidis* (L.) Presl. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Análise de L.O. - 1º foco. 5. Análise de L.O. - 2º foco. Seta = glóbulo.

Escala em  $\mu\text{m}$ .

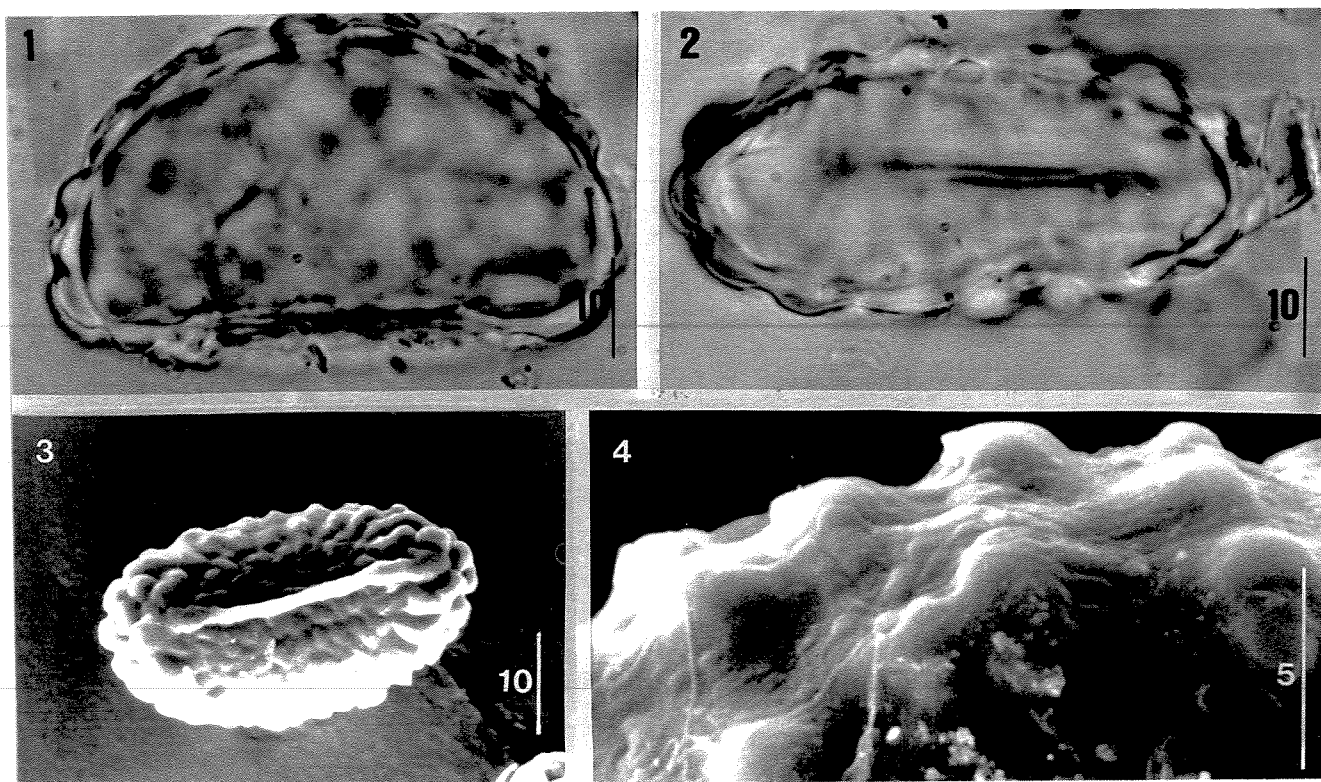


Figura 2.21 - Fotomicrografia de esporos de *Polypodium fraxinifolium* Jacq. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura).  
Escala em  $\mu\text{m}$ .

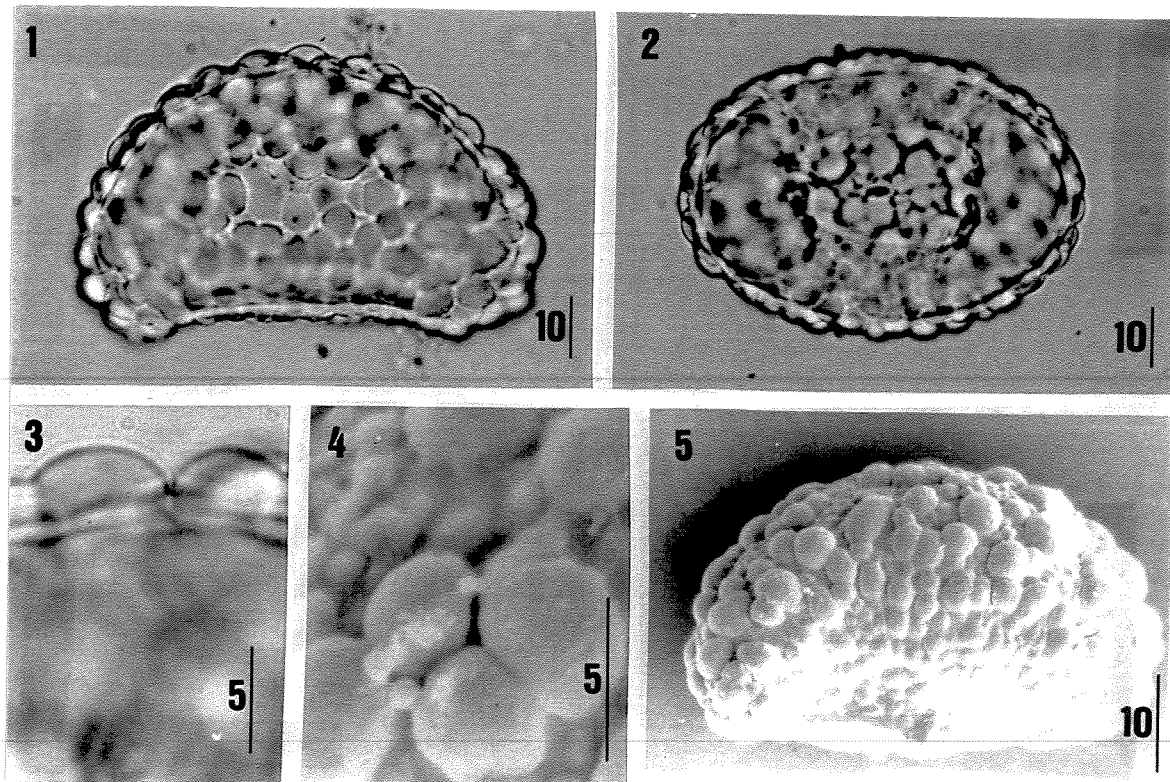


Figura 2.22 - Fotomicrografia de esporos de *Polypodium ptilodon* Kunze. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Corte óptico da exina. 4. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura). 5. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). Escala em  $\mu\text{m}$ .

## Pteridaceae

*Adiantum fructuosum* Spreng. (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.23)

Os esporos são de tamanho médio e triletes. Em vista equatorial, os esporos são plano-convexos (Figura 2.23.1). Em vista polar proximal, os esporos apresentam âmbito triangular com lados retos a levemente côncavos (Figura 2.23.2). A exina apresenta aspecto granular tanto em microscopia óptica quanto em microscopia eletrônica de varredura (Figuras 2.23.3-2.23.5). Uma camada fina (perina) com estruturas em forma de escama (Figura 2.23.4) recobre fracamente a exina; algumas áreas não apresentam escamas (Figura 2.23.5). As duas camadas da exina são aproximadamente de mesma espessura.

*Pityrogramma calomelanos* (L.) Link (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura: 2.24)

Os esporos são de tamanho médio e triletes. Em vista equatorial, os esporos apresentam a face proximal convexa a levemente cônica e a face distal é sub-hemisférica (Figura 2.24.1). Em vista polar proximal, os lados são levemente convexos (Figura 2.24.2). Na região equatorial, uma faixa circunda todo o esporo com 3 anéis paralelos (Figuras 2.24.3 e 2.24.4). Estes anéis separam as ornamentações rugulada, na face proximal e, reticulada na face distal (Figuras 2.24.3 e 2.24.4). O tamanho e formato do retículo é irregular. A perina é fina e granular conforme verificado por microscopia eletrônica de varredura.

*Pityrogramma trifoliata* (L.) Tryon (Tabelas: 2.4, 2.6 e 2.8; Figura 2.25)

Os esporos são de tamanho médio e triletes. Em vista equatorial, os esporos apresentam face proximal convexa a levemente cônica e a face distal é convexa (Figura 2.25.1). Em vista polar proximal, observa-se lados levemente convexos (Figura 2.25.2). A exina é verrugosa no pólo proximal (Figuras 2.25.3 e 2.25.4) e psilada no pólo distal (Figura 2.25.5). Em material acetolisado por 2 minutos, foram observados esporos com e sem perina. A perina é escura, tênue e granular.



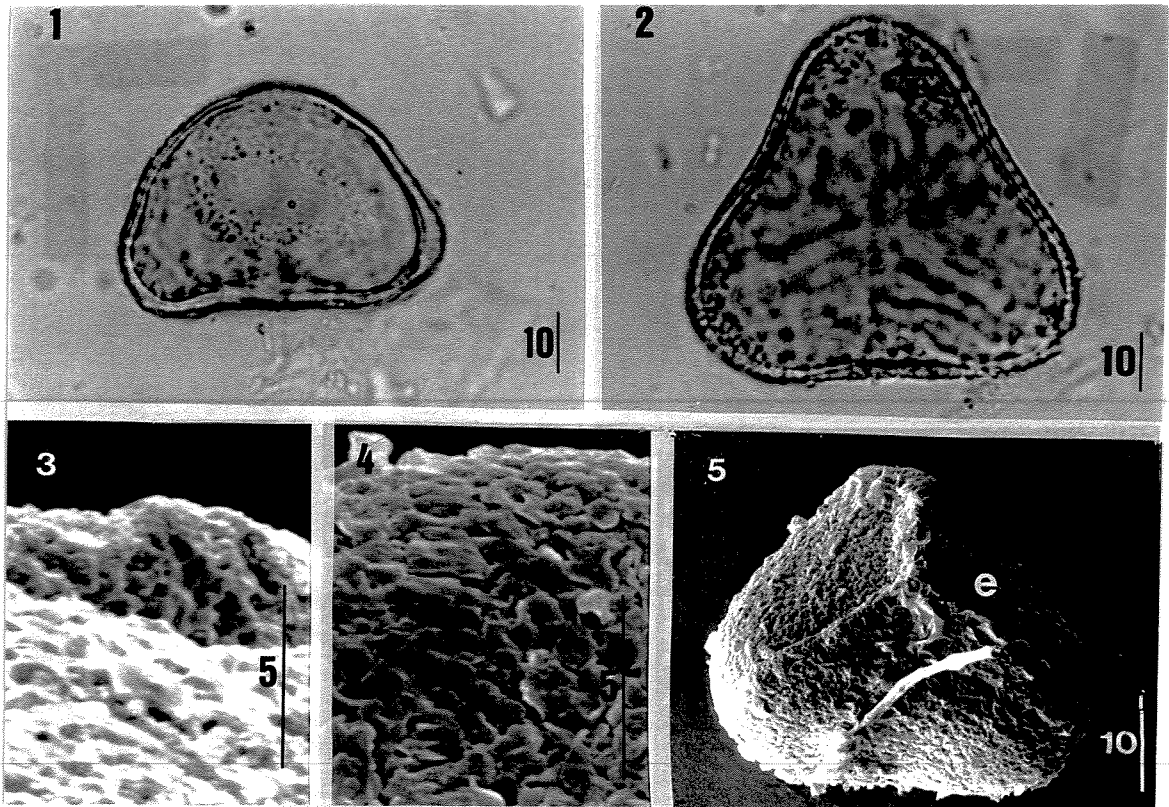


Figura 2.23 - Fotomicrografia de esporos de *Adiantum fructuosum* Spreng. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da ornamentação da exina. 4. Detalhe das escamas (microscopia eletrônica de varredura).. 5. Pólo proximal, em microscopia eletrônica de varredura, áreas com e sem escamas (e).

Escala em  $\mu\text{m}$ .

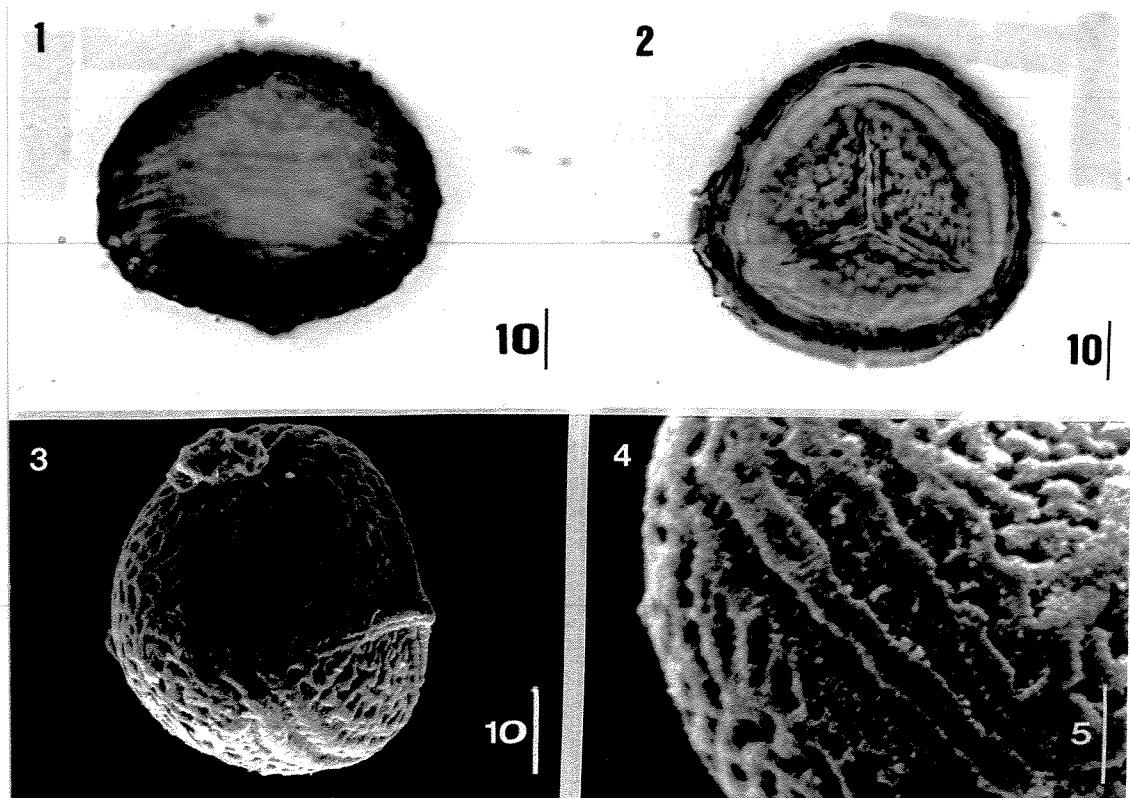


Figura 2.24 - Fotomicrografia de esporos de *Pityrogramma calomelanos* (L.) Link. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). 4. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura).

Escala em  $\mu\text{m}$ .

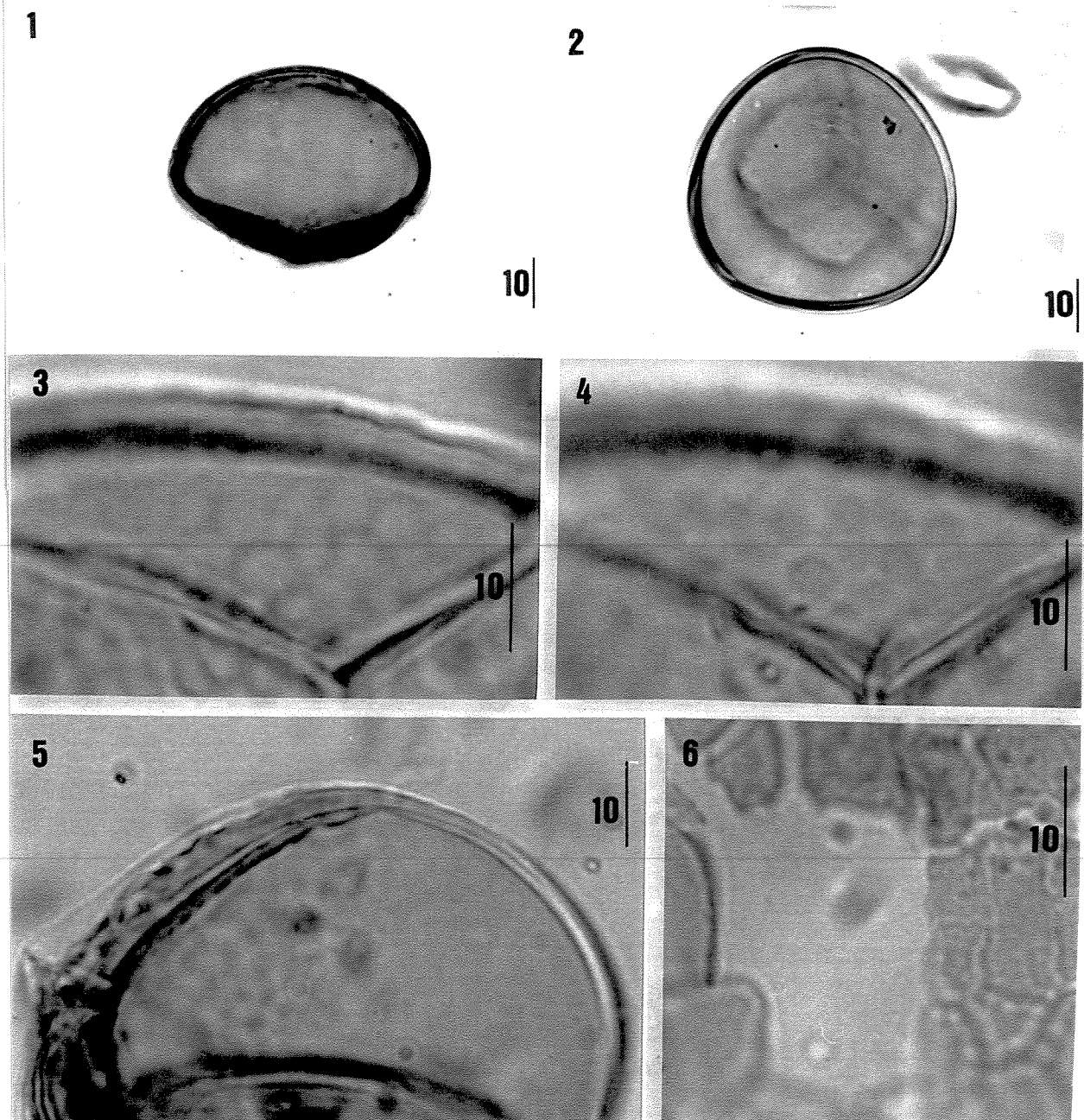


Figura 2.25 - Fotomicrografia de esporos de *Pityrogramma trifoliata* (L.) Tryon. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. da exina do pólo proximal - 1<sup>o</sup> foco. 4. Análise de L.O. da exina do pólo proximal - 2<sup>o</sup> foco. 5. Corte óptico da exina. 6. Perina fragmentada (p) e exina psilada (pólo distal). Escala em  $\mu\text{m}$ .

## **Thelypteridaceae**

*Thelypteris brevisora* (Ros.) Ponce (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.26)

Os esporos são de tamanho médio e monoletes, plano-convexos e elípticos (Figuras 2.26.1-2.26.4). A lesão apresenta margem saliente. Em material acetolisado por 2 minutos, foram observados esporos com (Figuras 2.26.3 e 2.26.4) e sem perina (Figuras 2.26.1 e 2.26.2). A exina granular (Figuras 2.26.5 e 2.26.6) está dividida em duas camadas (Figura 2.26.7), sendo a sexina mais espessa que a nexina. A perina é formada por retículo com gemas presentes na união dos muros (Figuras 2.26.8-2.26.9).

*Thelypteris chrisodioides* (Fée) Morton (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.27)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, plano-convexos e elípticos (Figuras 2.27.1 e 2.27.2). São de cor marrom escuro quando frescos. Apresentam lesão longa que ocupa mais da metade do diâmetro equatorial maior, com margem saliente. A perina marrom envolve todo o esporo com dobras irregularmente distribuídas, não apresentando padrão definido. Alguns esporos acetolisados por 2 minutos não apresentam perina. Fina e com dobras, a perina em corte óptico apresenta espículas e pilos dispersos nas depressões e em alta densidade sobre as dobras (Figura 2.27.3). A Figura 2.27.4 mostra fragmento da perina; não há columelas sustentando as dobras. Em observação ao microscópio eletrônico de varredura, a exina é granular (Figura 2.27.4), porém em microscopia óptica é psilada (Figura 2.27.5). A sexina é mais espessa e mais escura que a nexina.

*Thelypteris dentata* (Forssk.) E. P. St. John (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.28)

Os esporos são de tamanho grande, monoletes, plano-convexos e elípticos (Figuras 2.28.1 e 2.28.2). A lesão apresenta margem saliente. A perina apresenta-se com grandes dobras espiculadas (Figura 2.28.3), dispersas sem padrão de distribuição. Os esporos acetolisados apresentam perina com pequenas rupturas (Figura 2.28.4) o que possibilitou apenas a visualização da exina psilada (não foi possível medir).

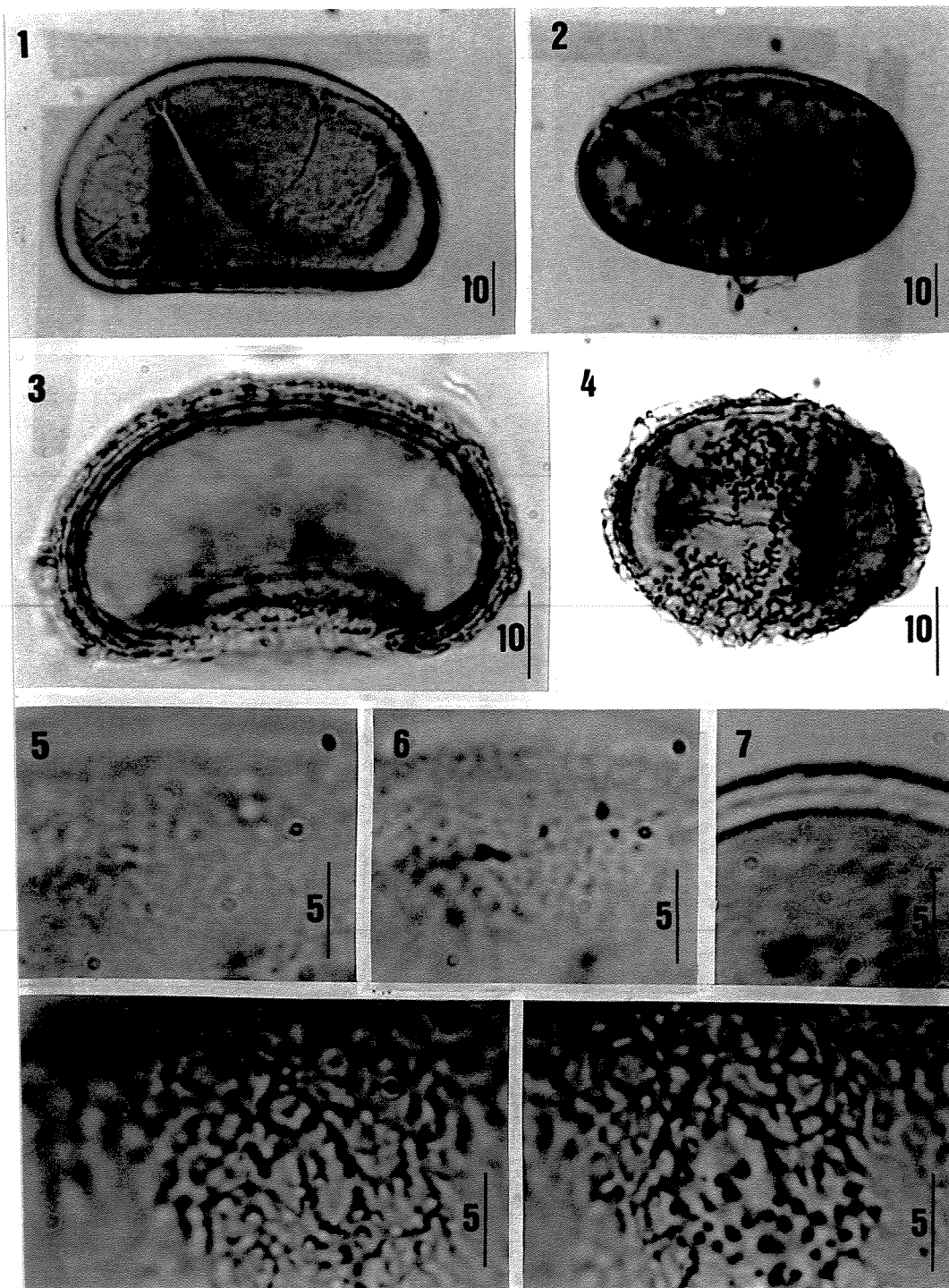


Figura 2.26 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris brevisora* (Ros.) Ponce. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista equatorial (com perina). 4. Vista polar proximal (com perina). 5. Análise de L.O. da exina - 1<sup>o</sup> foco. 6. Análise de L.O. da exina - 2<sup>o</sup> foco. 7. Corte óptico da exina. 8. Análise de L.O. da perina - 1<sup>o</sup> foco. 9. Análise de L.O. da perina - 2<sup>o</sup> foco. Escala em  $\mu\text{m}$ .

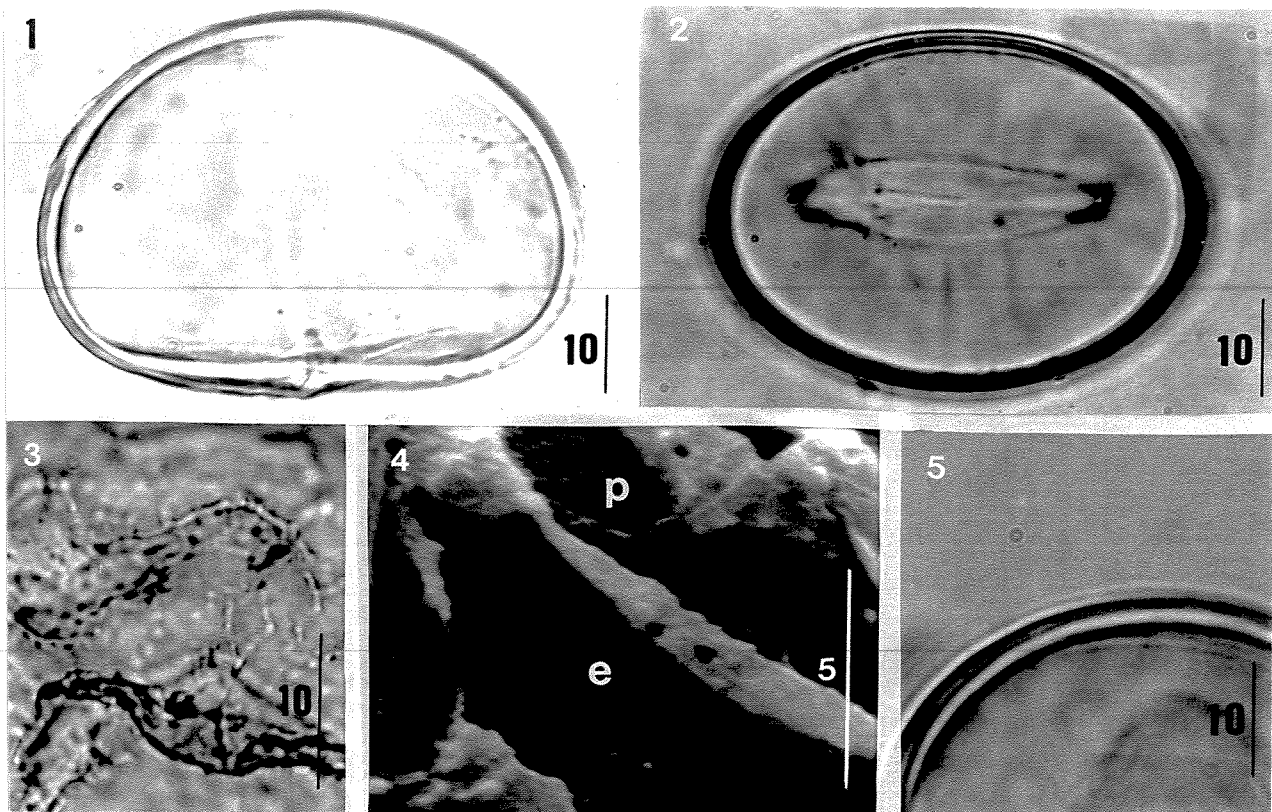


Figura 2.27 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris chrysodioides* (Fée) Morton. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Detalhe da perina. 4. Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura. 5. Corte óptico da exina. Escala em  $\mu\text{m}$ .

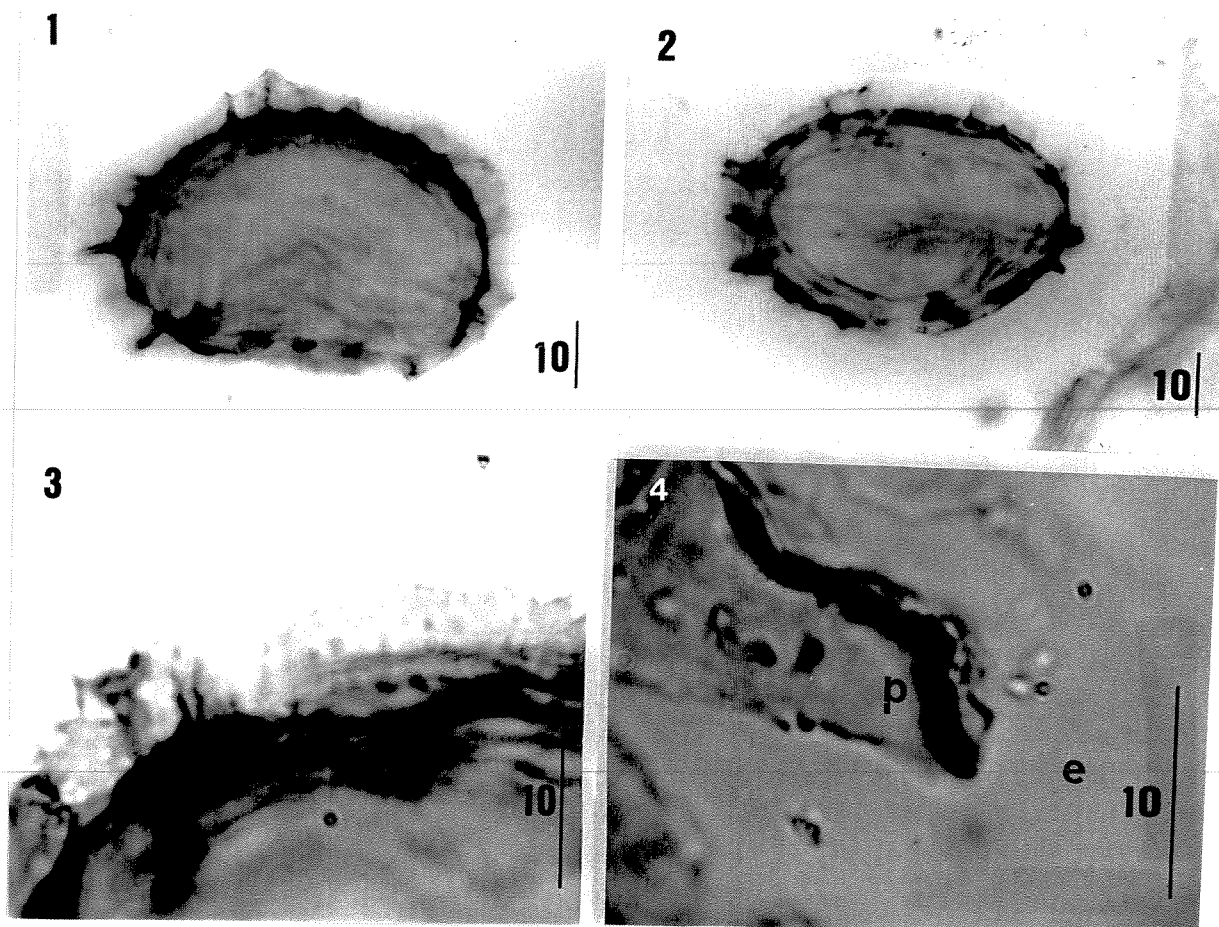


Figura 2.28 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris dentata* (Forssk.) E. P. St. John. **1.** Vista equatorial. **2.** Vista polar proximal. **3.** Detalhe da perina. **4.** Perina fragmentada (p) e exina psilada (e). Escala em  $\mu\text{m}$ .

*Thelypteris interrupta* (Willd.) Iwats. (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.29)

Os esporos são de tamanho grande, monoletes, plano-convexos e elípticos (Figuras 2.29.1 e 2.29.2). O material acetolisado apresenta esporos com (Figura 2.29.3) e sem perina (Figura 2.29.2). A lesão é tênue emarginada. A perina é formada por dobras (Figuras 2.29.3 e 2.29.4). A exina psilada é dividida em duas camadas (Figura 2.29.5), sendo a nexina mais espessa e mais clara que a sexina.

*Thelypteris longifolia* (Desv.) Tryon (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.30)

Os esporos são de tamanho grande, monoletes, plano-convexos e elípticos (Figuras 2.30.1 e 2.30.2). A lesão apresenta margem saliente (Figura 2.30.3). A exina psilada é recoberta por perina densa formada por dobras espiculadas (Figuras 2.30.4).

*Thelypteris rivularioides* (Fée) Abbiatti (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.31)

Os esporos são de tamanho grande, monoletes, plano-convexos e elípticos (Figuras 2.31.1 e 2.31.2). A perina densa, escura e fortemente aderida impediu a medida da lesão e parede. A perina reticulada recobre toda a superfície (Figuras 2.31.3-2.31.5).

*Thelypteris serrata* (Cav.) Alston (Tabelas: 2.3, 2.5 e 2.7; Figura: 2.32)

Os esporos são de tamanho médio, monoletes, reniformes e elípticos (Figura 2.32.1). A perina é fina, com espículos dispostos sobre e entre as dobras (Figuras 2.32.2 e 2.32.3) e sem padrão definido quanto ao formato e distribuição. A Figura 2.32.4 mostra fragmento da perina; não há columelas sustentando as dobras. A perina não foi removida em acetólise (até 5 minutos), o que impediu a medida da exina psilada (Figura 2.32.4).



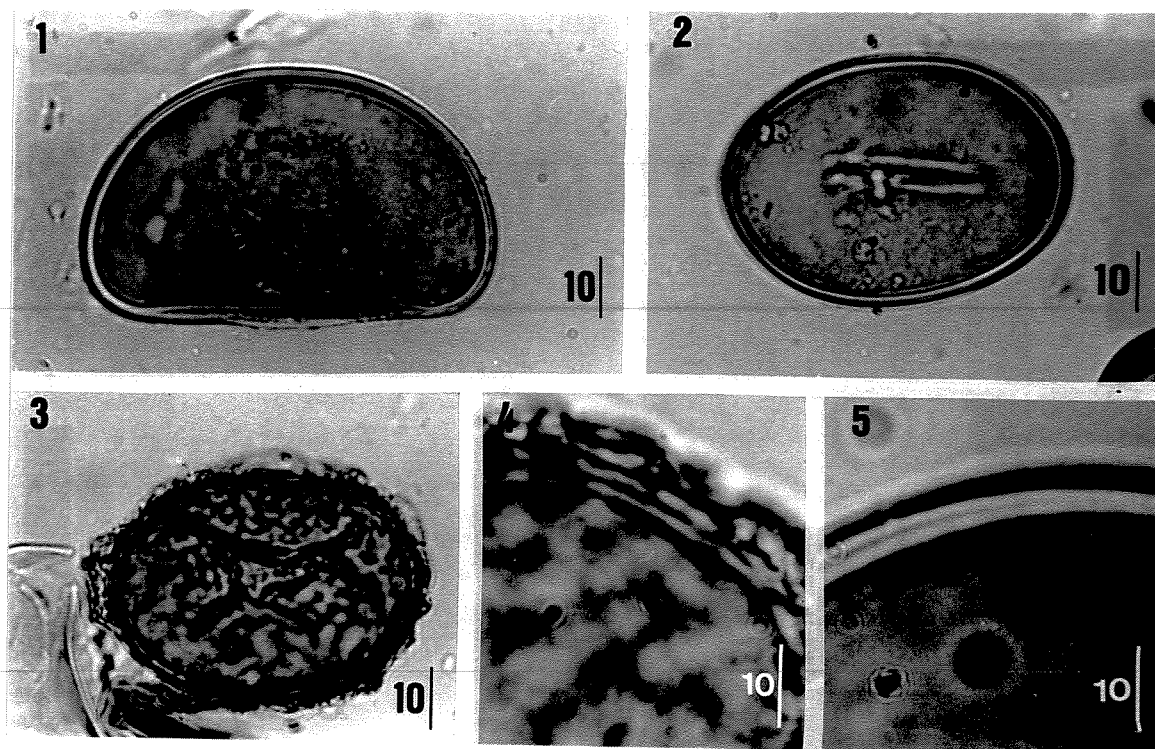


Figura 2.29 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris interrupta* (Willd.) Iwats. 1. Vista equatorial (esporo sem perina). 2. Vista polar proximal (esporo sem perina). 3. Vista polar proximal (esporo com perina). 4. Corte óptico da perina. 5. Corte óptico da exina. Escala em  $\mu\text{m}$ .

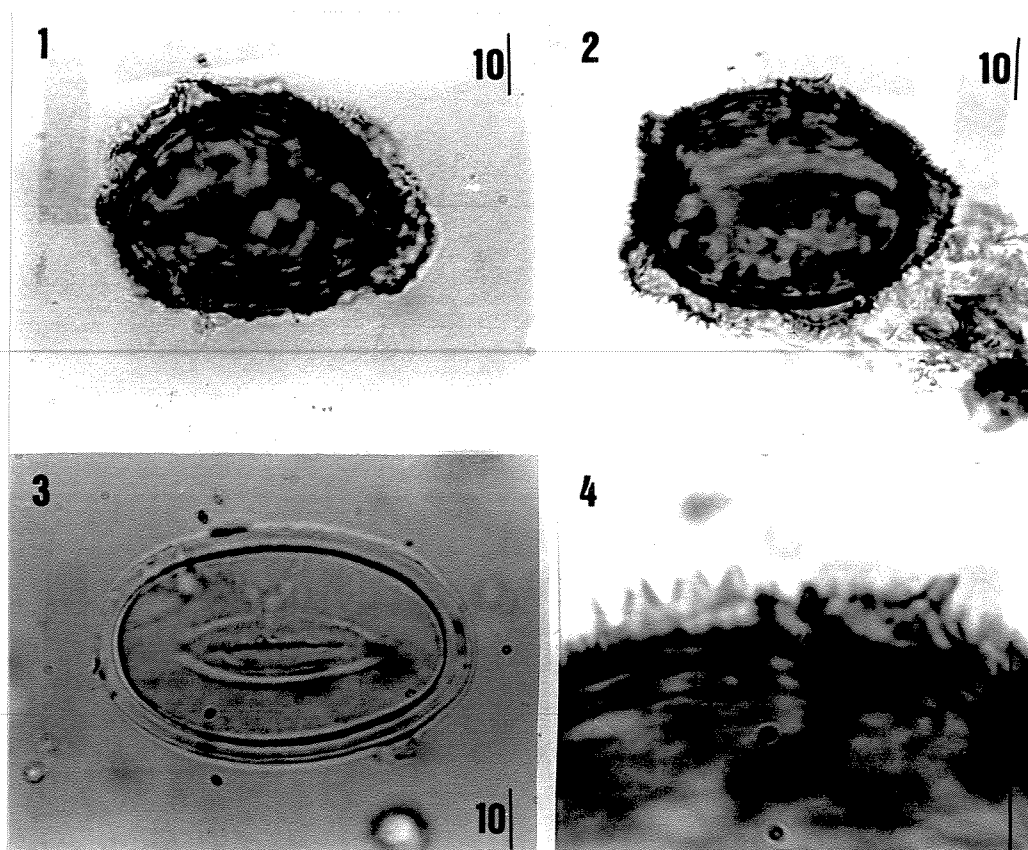


Figura 2.30 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris longifolia* (Desv.) Tryon. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Vista polar proximal (esporo sem perina). 4. Detalhe da perina.  
Escala em  $\mu\text{m}$ .

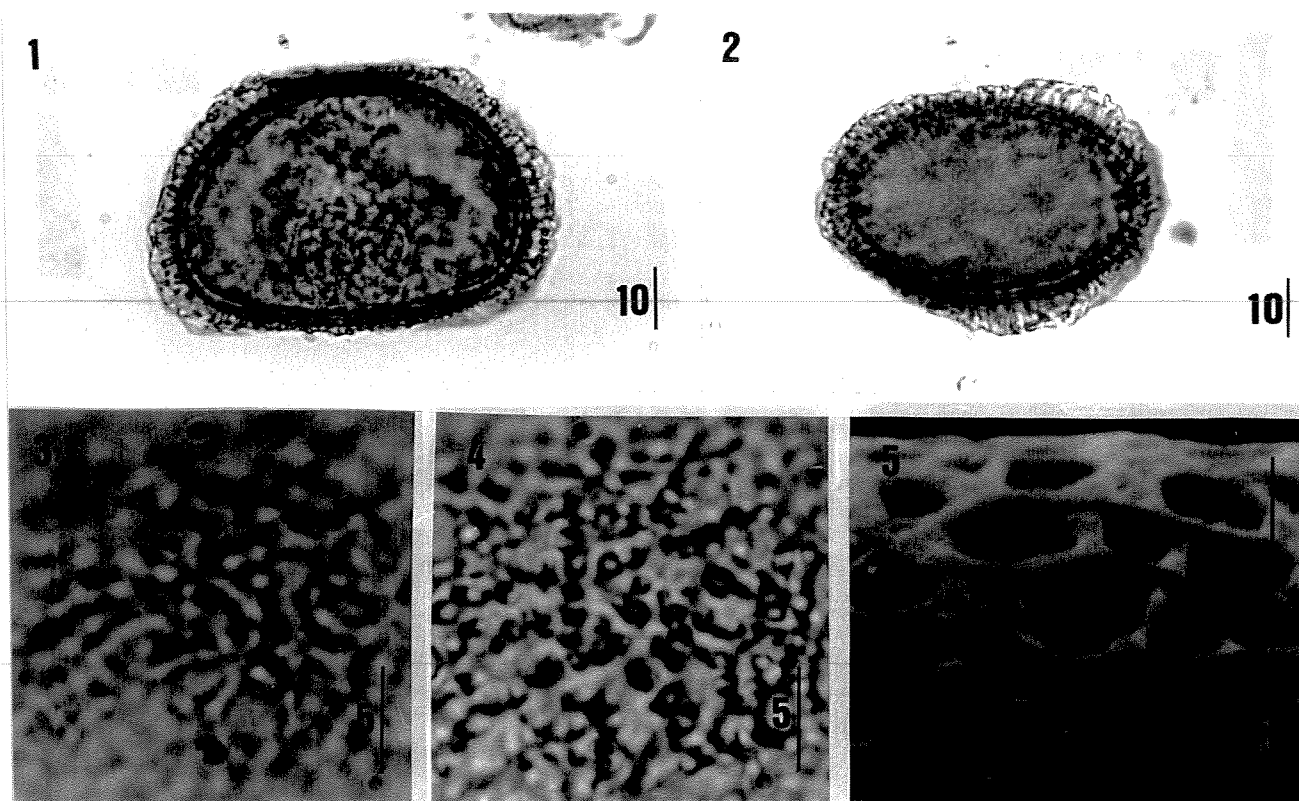


Figura 2.31 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris rivularioides* (Fée) Abbiatti. 1. Vista equatorial. 2. Vista polar proximal. 3. Análise de L.O. da perina - 1<sup>o</sup> foco. 4. Análise de L.O. da perina - 2<sup>o</sup> foco. 5. Detalhe da ornamentação (microscopia eletrônica de varredura).

Escala em  $\mu\text{m}$ .

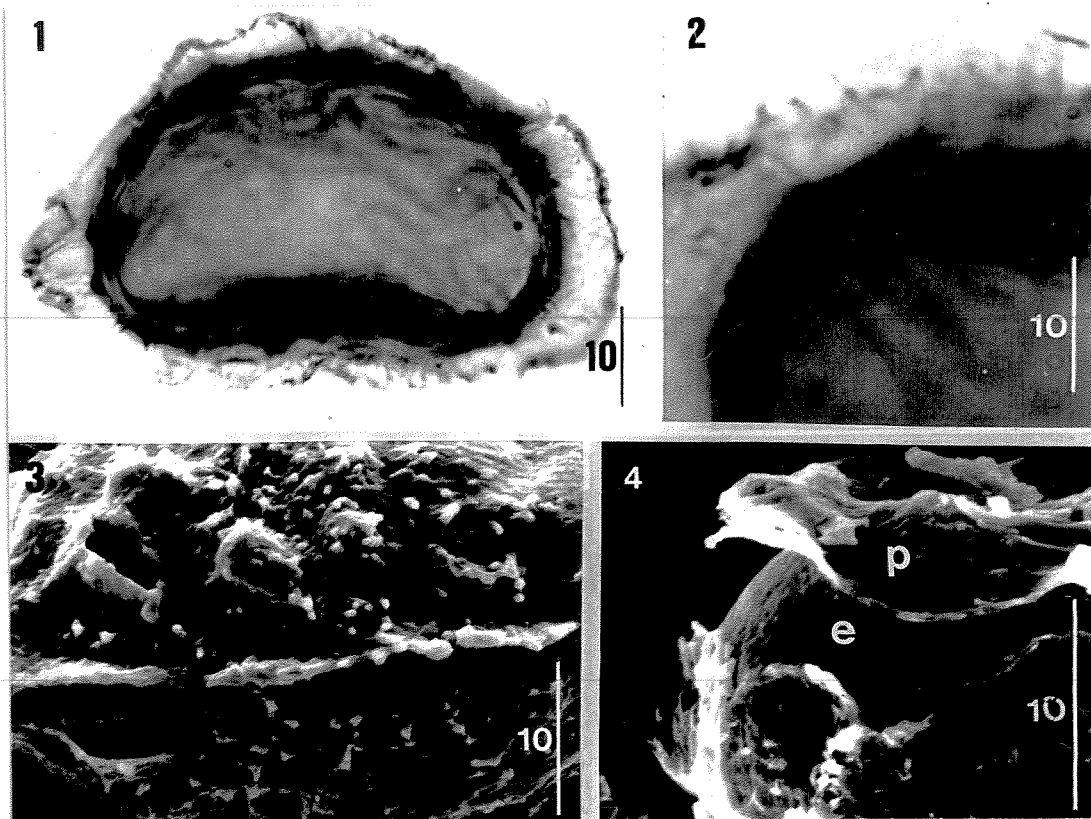


Figura 2.32 - Fotomicrografia de esporos de *Thelypteris serrata* (Cav.) Alston. **1.** Vista equatorial. **2.** Detalhe da perina. **3.** Vista equatorial (microscopia eletrônica de varredura). **4.** Perina fragmentada (p) e exina psilada (e), em microscopia eletrônica de varredura. Escala em  $\mu\text{m}$ .

Com base nos resultados obtidos neste trabalho e nos resultados de ESTEVES & MELHEM (1992) foi elaborada uma chave de identificação dos esporos das pteridófitas que ocorrem na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, que está apresentada abaixo.

1	esporos monoletes .....	2
1	esporos triletes .....	19
2	exina verrugosa .....	3
2	exina não verrugosa .....	7
<hr/>		
3	verrugas de contorno irregular, tendendo a tubérculos .....	<i>Microgramma squamulosa</i> <i>Polypodium fraxinifolium</i>
3	verrugas de contorno circular .....	4
4	verrugas <b>altas</b> .....	5
4	verrugas baixas ou achatadas .....	6
5	esporos sem perina .....	<i>Polypodium ptilodon</i>
5	esporos com perina .....	<i>Polypodium latipes</i>
6	esporos sem perina .....	<i>Polypodium polypodioides</i>
6	esporos com perina .....	<i>Campyloneurum phyllitidis</i> <i>Pleopeltis angusta</i>
7	perina com ornamentação reticulada ou reticulada a fenestrada .....	8
7	perina com ornamentação não reticulada ou reticulada a fenestrada .....	10
8	perina reticulada fragmentada em acetólise de dois minutos .....	<i>Thelypteris brevisora</i>
8	perina reticulada ou reticulada a fenestrada fortemente aderida .....	9
9	esporos grandes com perina reticulada .....	<i>Thelypteris rivularioides</i>
9	esporos médios com perina reticulada a fenestrada .....	<i>Asplenium serra</i>

10	perina tênue, translúcida e clara .....	11
10	perina espessa e escura .....	14
11	exina ornamentada com pilos .....	<i>Polypodium hirsutissimum</i>
11	exina psilada .....	12
12	esporos côncavo-convexos em vista equatorial .....	<i>Blechnum glandulosum</i>
12	esporos plano-convexos a reniforme em vista equatorial .....	13
13	esporos grandes, perina com esférulas .....	<i>Salpichlaena volubilis</i>
13	esporos médios, perina sem esférulas .....	<i>Blechnum brasiliense</i>
		<i>Blechnum serrulatum</i>
14	perina com superfície granular com dobras .....	15
14	perina ornamentado com espículos ou pilos .....	16
15	perina fortemente aderida com dobras altas e esporos médios .....	<i>Cyclodium meniscioides</i> var. <i>meniscioides</i>
15	perina parcialmente fragmentada com tratamento de acetólise, com dobras esparsas sustentadas por columelas, esporos grandes .....	<i>Blechnum raddianum</i>
16	perina com pilos em alta densidade sobre as dobras; pode estar fragmentado com tratamento de acetólise ...	<i>Thelypteris chrisodioides</i>
16	perina com espículos .....	17
17	esporos médios, reniformes e elípticos .....	<i>Thelypteris serrata</i>
17	esporos grandes, plano-convexos e elípticos .....	18
18	lesão tênue emarginada .....	<i>Thelypteris interrupta</i>
18	lesão com margem saliente .....	<i>Thelypteris dentata</i>
		<i>Thelypteris longifolia</i>
19	padrão e ornamentação da exina diferente no pólo proximal e distal entre os pólos.....	20
19	padrão de ornamentação da exina homogênea .....	22
20	com anéis na região equatorial .....	<i>Pityrogramma calomelanos</i>
20	sem anéis na região equatorial .....	21

21	exina granular no pólo proximal .....	<i>Lycopodiella cernua</i>
21	exina verrugosa no pólo proximal .....	<i>Pityrogramma trifoliata</i>
22	superfície psilada .....	<i>Lindsaea quadrangularis</i>
22	superfície com ornamentação .....	23
23	esporos com exina verrugosa .....	<i>Cyathea delgadii</i>
23	esporos com exina não verrugosa .....	24
24	perina densa descontínua formando cristas unidas, dando um aspecto fenestrado ao esporo .....	<i>Doryopteris concolor</i>
24	perina pouco densa, clara e translúcida ou sem perina .	25
25	esporos com exina estriada .....	26
25	esporos com exina não estriada .....	27
26	estrias microrreticuladas .....	<i>Anemia flexuosa</i>
26	estrias lisas ou com raras microperfurações .....	<i>Anemia raddiana</i>
27	esporos de exina granular .....	28
27	esporos de exina não granular .....	34
28	esporos com lados retos .....	29
28	esporos com leve concavidade próxima à lesão ou lados convexos .....	30
29	esporos grandes, com pólo distal cônicos e pólo proximal plano com margem .....	<i>Trichipteris phalerata</i>
29	esporos médios, com face distal sub-hemisférica e o pólo proximal levemente convexo; apresenta lesão com margem tênue .....	<i>Dicranopteris flexuosa</i>
30	pólo proximal sub-cônico .....	<i>Adiantum serratodentatum</i>
30	pólo proximal plano .....	31
31	pólo distal cônico .....	<i>Pteridium aquilinum</i> var. <i>arachnoideum</i>
31	pólo distal convexo ou hemisférico .....	32
32	pólo distal hemisférico .....	<i>Trichomanes emarginatum</i>
32	pólo distal convexo .....	33

33	em microscopia eletrônica de varredura, esporos com perina em forma de escamas .....	<i>Adiantum fructuosum</i>
33	em microscopia eletrônica de varredura, esporos com perina porém não em forma de escamas (com ou sem filamentos) .....	<i>Lindsaea lancea</i>
34	exina rugulada .....	<i>Osmunda cinnamomea</i>
34	exina não rugulada .....	35
35	esporos médios, exina com espículos, báculos e pilos .	<i>Trichomanes cristatum</i>
35	esporos grandes, exina com báculos e pilos.....	<i>Osmunda regalis</i>



### 3 - CHUVA POLÍNICA DA ESTAÇÃO EXPERIMENTAL E RESERVA BIOLÓGICA DE MOJI GUAÇU

#### 3.1. Material e métodos

Para a análise da chuva polínica foram instalados quatro suportes de madeira, onde eram mantidos os coletores aéreos, em quatro locais na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu: um no campo cerrado, um no cerrado senso restrito, um na mata ciliar e um no brejo (ver Figura 2.1). As coletas foram feitas de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, mas não foi realizada coleta em fevereiro de 1994. A variação da temperatura e precipitação pluviométrica na Estação Experimental e Reserva durante o período do experimento é apresentada na Figura 3.1.

Os métodos utilizados foram baseados em MELHEM & MAKINO (1978). Garrafas coletoras (material plástico) de 1 litro de capacidade foram colocadas a 1,5m do solo e trocadas uma vez por mês. Cada garrafa de 9cm de diâmetro continha inicialmente 100ml de glicerina. A garrafa foi vedada com uma camada dupla de gaze para evitar entrada de insetos e detritos. A garrafa foi transportada para o laboratório onde foi anotado o volume final (glicerina mais a água da chuva). O material foi concentrado através de sucessivas centrifugações (10min a 482xg), o sobrenadante sendo eliminado. O precipitado foi mantido em ácido acético glacial por período mínimo de 24h seguido de acetólise (2min). Foram montadas 5 lâminas com o uso de gelatina glicerinada; as lamínulas foram lutadas com parafina.

A contagem dos grãos foi feita por todo o campo, no mínimo em três lâminas, até atingir o valor total de 500 grãos (pólen + esporos). Foi calculada a porcentagem de esporos de pteridófitas em relação ao número total de grãos (pólen + esporos de outros grupos vegetais) encontrado na amostra. Foi calculada também a porcentagem, por espécie, em relação ao total dos esporos de pteridófitas. O material não utilizado imediatamente na preparação de lâminas foi estocado em 2ml de glicerina pura.

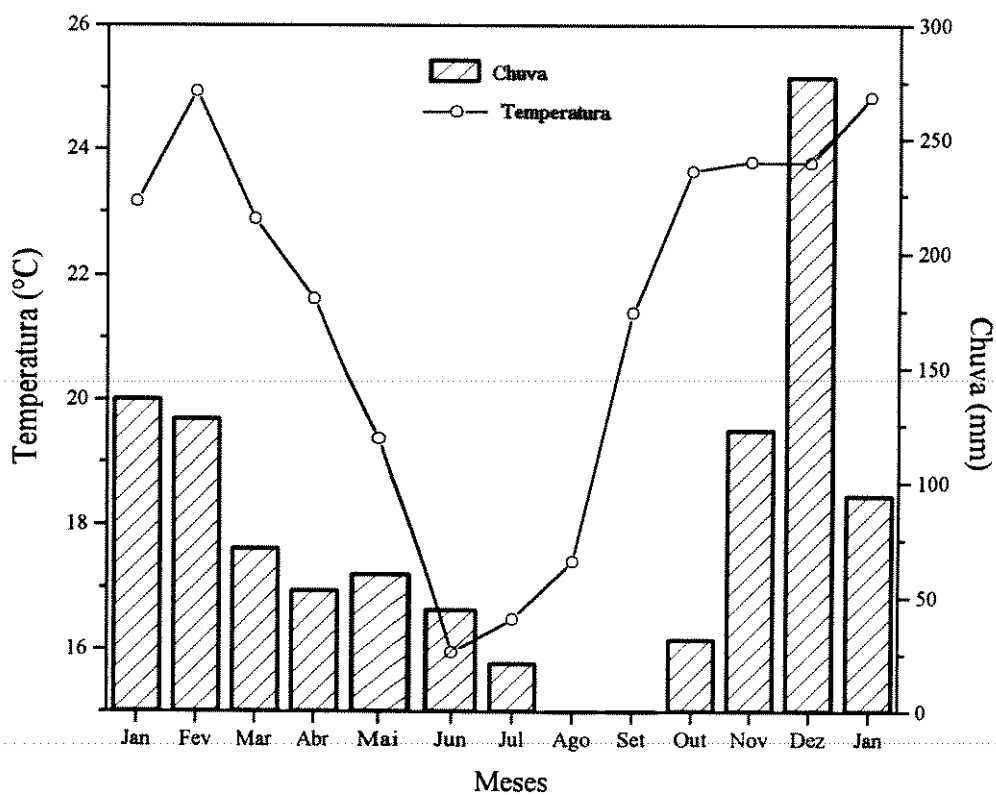


Figura 3.1- Temperatura (°C) e precipitação pluviométrica (mm) entre janeiro de 1994 e janeiro de 1995, na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. Dados fornecidos pela Reserva Florestal de Moji Guaçu.

Para os dados de chuva polínica foi calculada a média aritmética dos esporos presentes.

Para a identificação das amostras foi utilizada a chave de identificação apresentada anteriormente.

### 3.2- Resultados

A análise da chuva polínica foi feita durante o período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995 (não houve coleta em fevereiro de 1994). Em alguns casos foram considerados tipos de esporos (em vez de espécie), devido à impossibilidade de identificação precisa da espécie (problemas de medidas de grãos, pela posição em que estes se encontravam na lâmina ou por não ser possível visualizar muito bem a perina e/ou a exina). O tipo *Lindsaea* inclui esporos das duas espécies desse gênero encontradas na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. O tipo *Campyloneurum phyllitidis/Pleopeltis angusta* inclui esporos monoletes de tamanho médio com exina ornamentada com verrugas baixas. O tipo *Thelypteris* inclui as espécies desse gênero com perina em dobras e o tipo *Thelypteris/Asplenium serra* inclui os esporos monoletes de tamanho médio com perina reticulada.

Os esporos de pteridófitas estiveram presentes na chuva polínica dos quatro locais estudados (Figura 3.2). De um modo geral, no decorrer do período de observação, a maior porcentagem de esporos foi encontrada no brejo e a menor no campo cerrado. Nos quatro locais, a maior porcentagem de esporos de pteridófitas aconteceu no mês de janeiro.

As Figuras 3.3 a 3.6 apresentam a porcentagem dos esporos de cada espécie presente em cada um dos locais durante o período de observação em relação ao número total de esporos de pteridófitas. A menor diversidade foi encontrada no cerrado (Figura 3.4), com apenas 6 tipos de esporos e a maior foi encontrada na mata ciliar (Figura 3.5) com 14 tipos. Os 6 tipos de esporos encontrados no cerrado (Figura 3.4) apareceram nos demais coletores, isto é, campo cerrado (Figura 3.3), mata ciliar (Figura 3.4) e brejo (Figura 3.6). Esporos das espécies *Dicranopteris flexuosa* e *Polypodium latipes* foram encontrados apenas no campo cerrado (Figura 3.3). Todas as espécies encontradas no brejo (Figura 3.6) apareceram também na mata ciliar (Figura 3.5). Esporos de *Cyathea delgadii* foram os mais abundantes nas 4 estações estudadas (Figuras 3.3 a 3.6) em relação às outras espécies e esta é a espécie que aparece praticamente em todos os meses

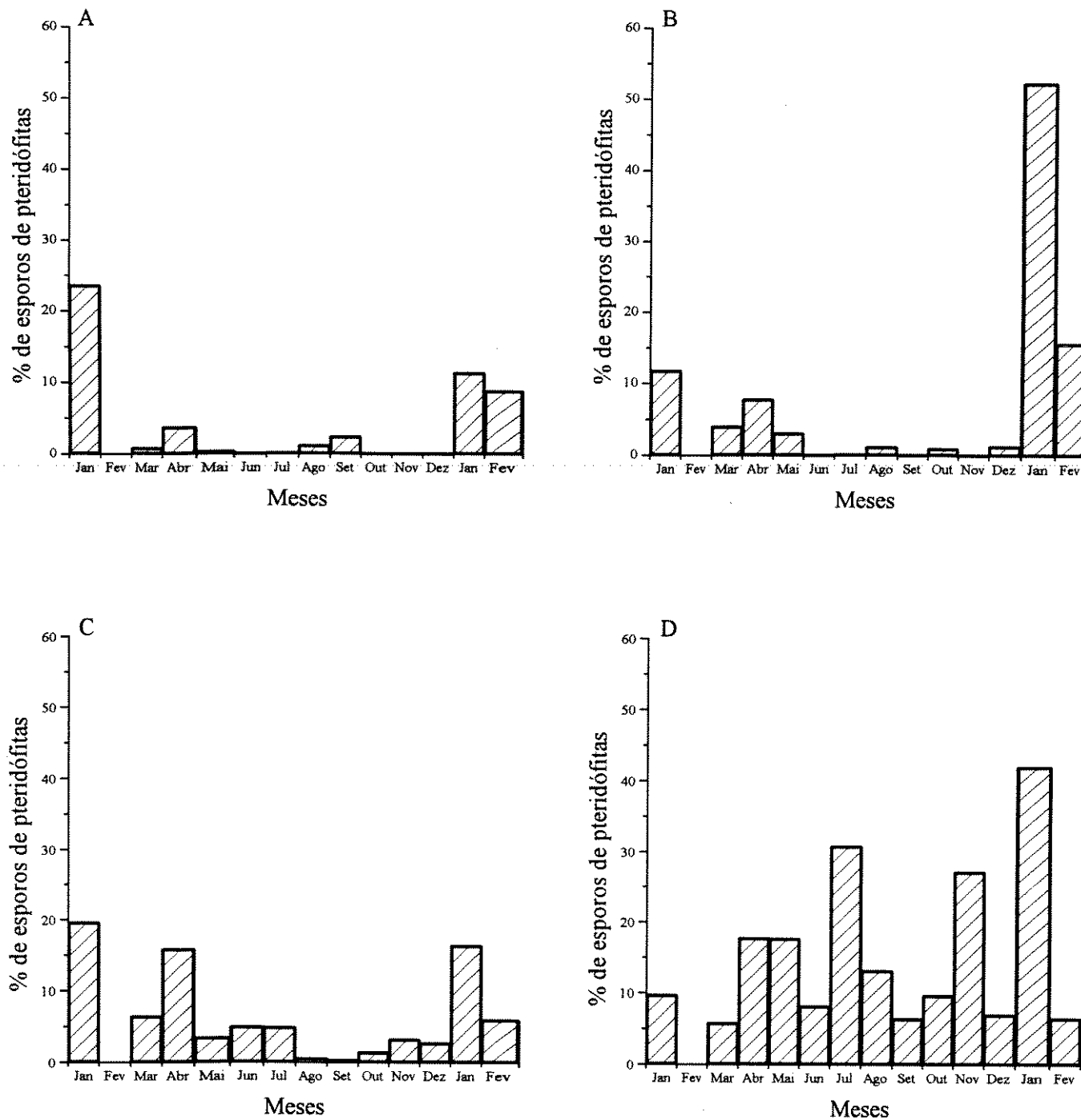


Figura 3.2- Porcentagem total de esporos de pteridófitas em relação ao número total de grãos na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, entre janeiro/94 a fevereiro/95. **A.** Campo cerrado. **B.** Cerrado. **C.** Mata ciliar. **D.** Brejo.

Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

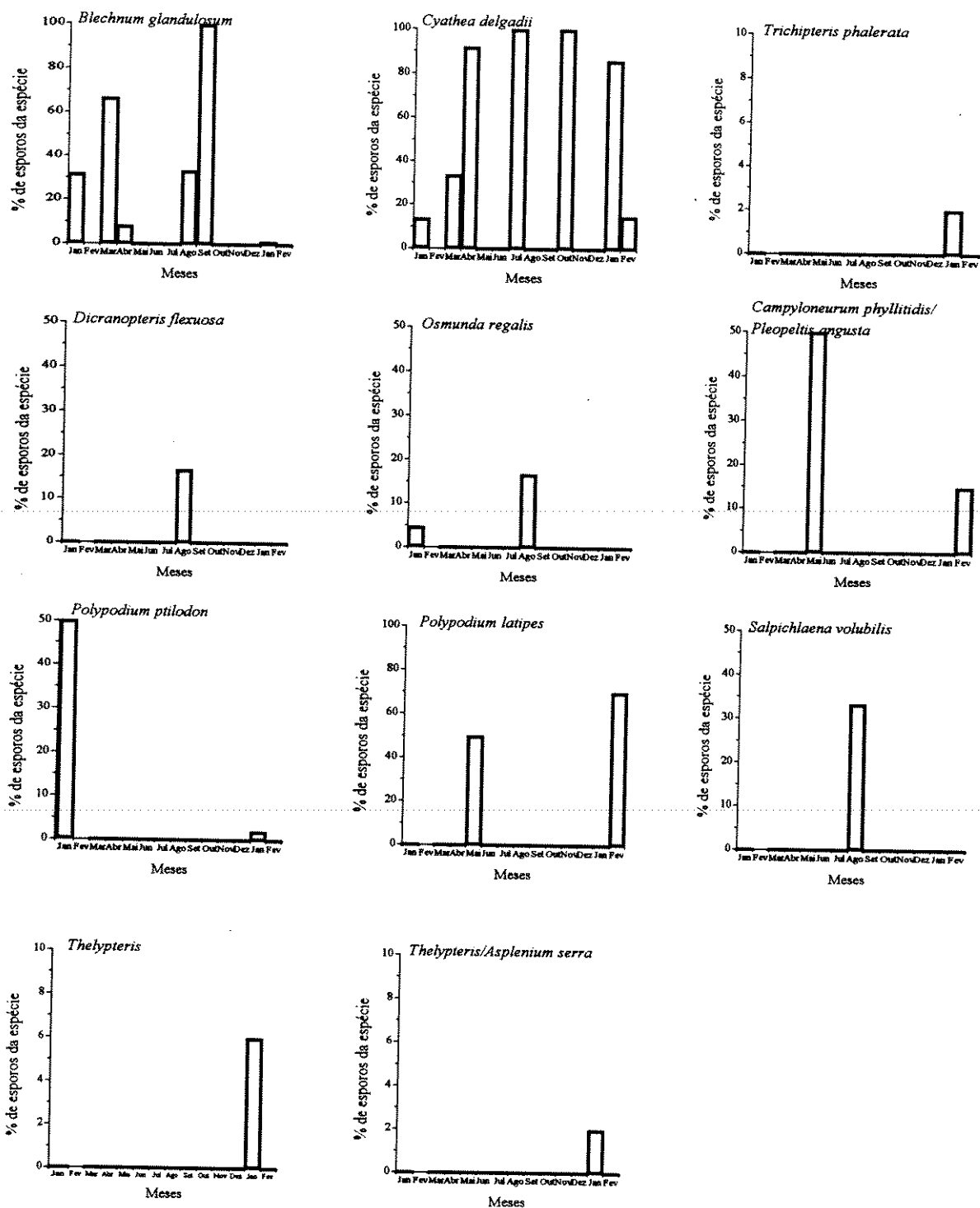


Figura 3.3- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado no campo cerrado, entre janeiro/94 e fevereiro/95. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

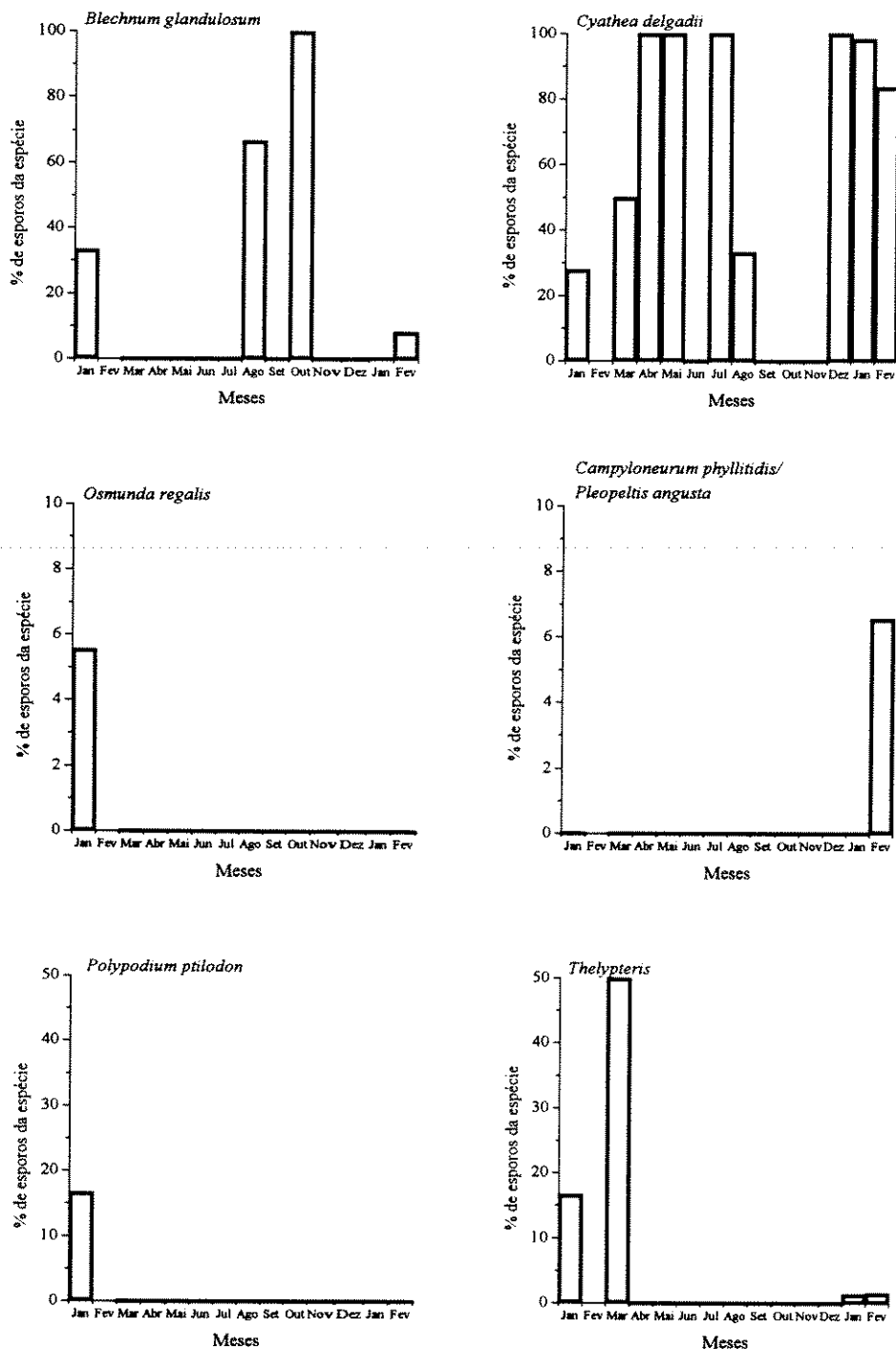


Figura 3.4- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado no cerrado, entre janeiro/94 e fevereiro/95.  
Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

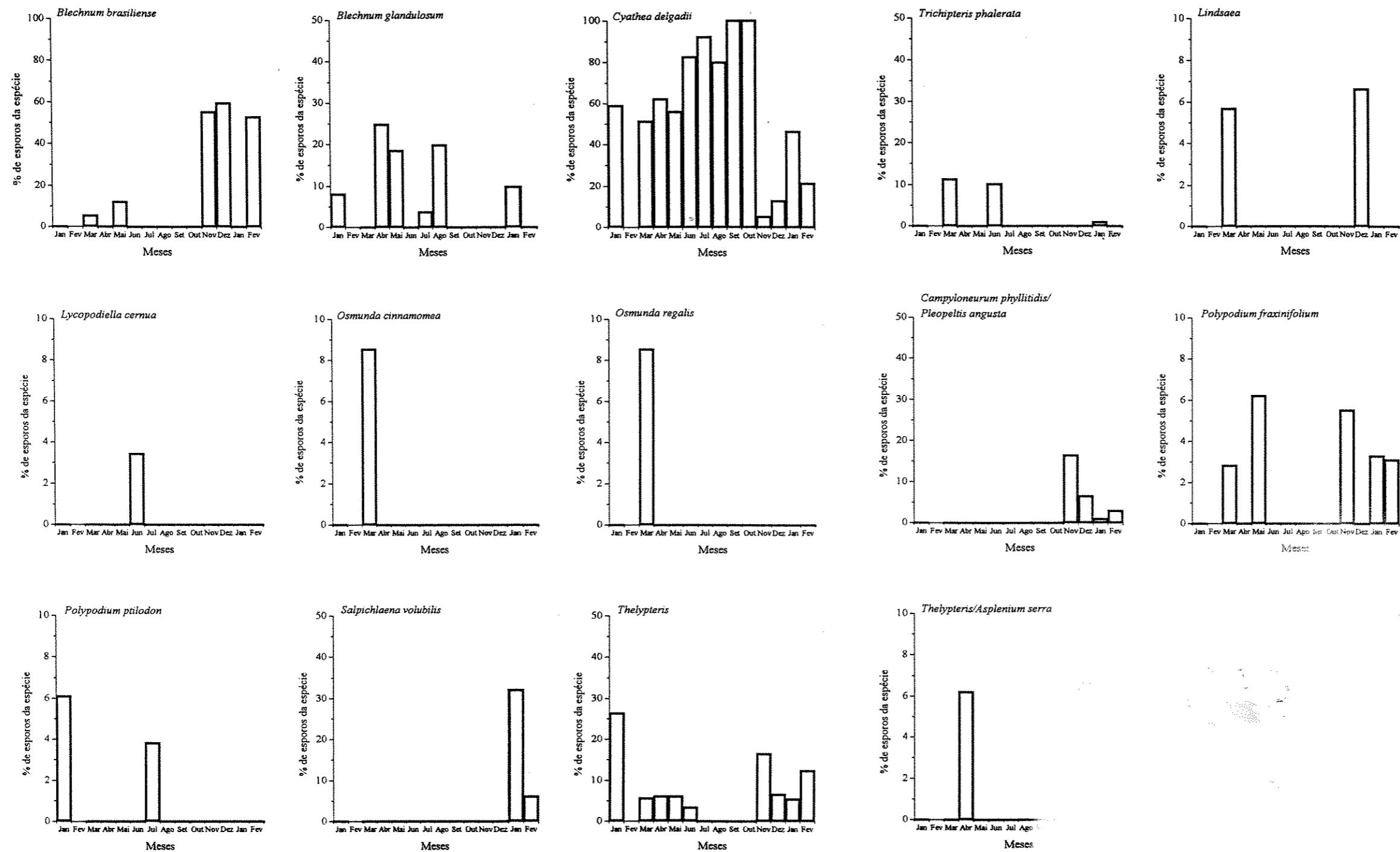


Figura 3.5- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado na mata ciliar, entre janeiro/94 e fevereiro/95. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.



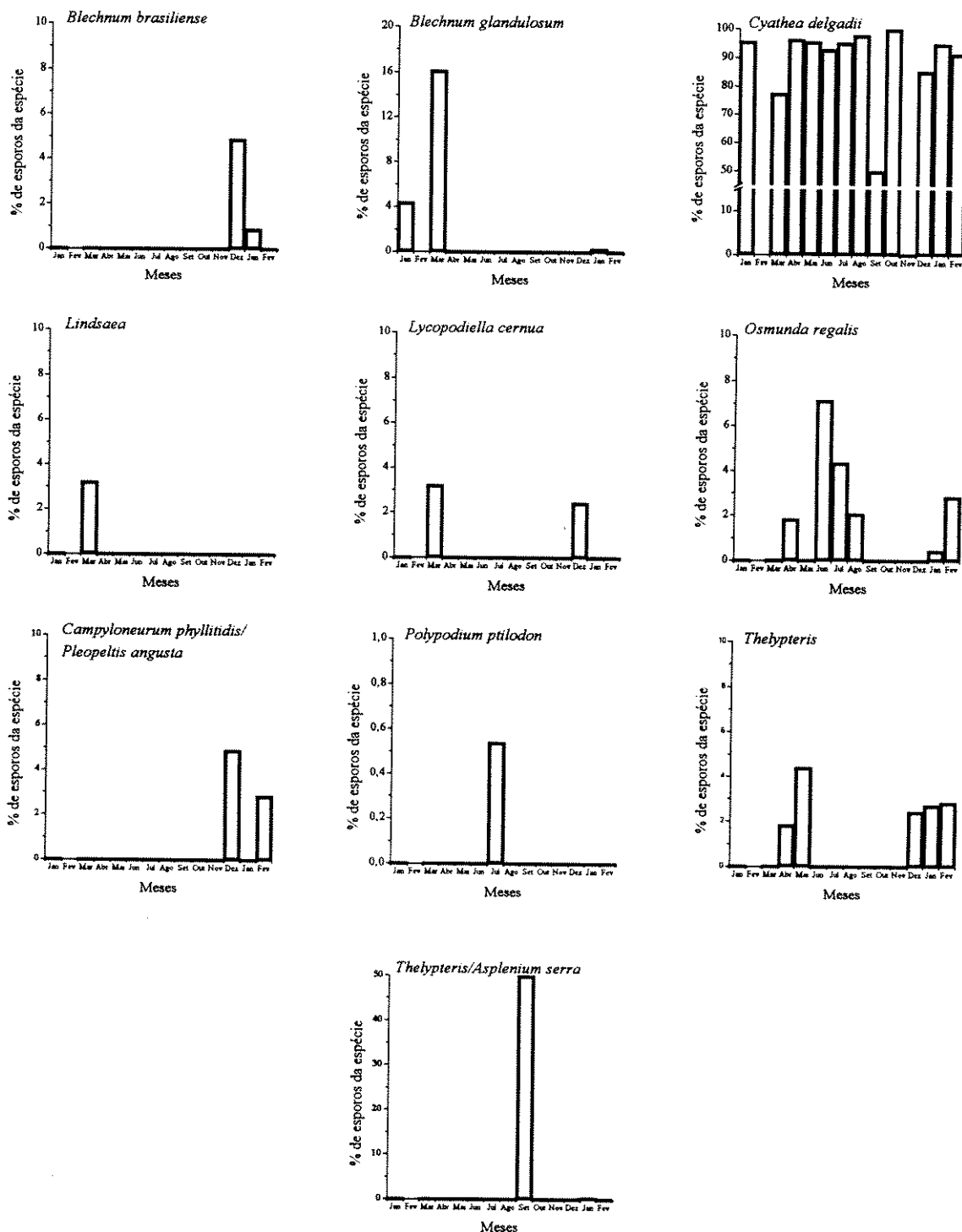


Figura 3.6- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no coletor localizado no brejo, entre janeiro/94 e fevereiro/95. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

nos quatro pontos de coleta. A distribuição dos esporos (tipos) no campo cerrado, cerrado, mata ciliar e brejo pode ser vista na Tabela 3.1.

A análise mês a mês (Figuras 3.7 a 3.19) indicou que a maior diversidade ocorreu nos meses de janeiro de 1995 (11 tipos) e março de 1994 (10 tipos). A menor foi encontrada no mês de outubro de 1994, com apenas dois tipos: *Blechnum glandulosum* e *Cyathea delgadii* (Figura 3.15). Esporos de *C. delgadii* apareceram em todos os meses; esporos de *B. glandulosum* não foram encontrados em junho, novembro e dezembro (Figuras 3.11, 3.16 e 3.17). Esporos de *C. delgadii* foram observados nos quatro locais de coletas com valores próximos; apenas no mês de julho (Figura 3.12) e em outubro (Figura 3.15) a maior quantidade foi encontrada no campo cerrado.

Dos 16 tipos de esporos apenas 6 deles estavam presentes nos quatro pontos de coleta (Figuras 3.20 a 3.35): (1) *Blechnum glandulosum*, (2) *Cyathea delgadii*, (3) *Osmunda regalis*, (4) tipo *Campyloneurum phyllitidis/Pleopeltis angusta*, (5) *Polypodium ptilodon* e (6) tipo *Thelypteris*.

Esporos de *Blechnum brasiliense* (Figura 3.20) foram encontrados na mata ciliar e no brejo, sendo que neste, apenas em dezembro/94 e janeiro/95. Na mata ciliar esta espécie foi encontrada somente entre março e maio e entre novembro e fevereiro/95. Comparando-se os dois períodos de ocorrência a maior porcentagem foi observada no mês de dezembro. Esporos de *Blechnum glandulosum* (Figura 3.21) foram encontrados nos quatro locais de coleta. Não foi observada a ocorrência de esporos nos meses de junho, novembro e dezembro. Os maiores valores foram encontrados nos meses de setembro e outubro no campo cerrado e cerrado respectivamente. *Salpichlaena volubilis* (Figura 3.22) apresentou um pico em agosto, no campo cerrado e, um em janeiro/95-fevereiro/95, na mata ciliar.

*Cyathea delgadii* (Figura 3.23) ocorreu, com variações, em todos os meses do ano e em todos os locais de coleta.

Tabela 3.1- Distribuição dos esporos (tipos) de pteridófitas no campo cerrado, cerrado, mata ciliar e brejo, no período janeiro/94 a fevereiro/95, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

	Campo cerrado	Cerrado	Mata ciliar	Brejo
<i>Blechnum brasiliense</i>			x	x
<i>B. glandulosum</i>	x	x	x	x
<i>Salpichlaena volubilis</i>	x		x	
<i>Cyathea delgadii</i>	x	x	x	x
<i>Trichipteris phalerata</i>	x		x	
<i>Lindsaea</i>			x	x
<i>Dicranopteris flexuosa</i>	x			
<i>Lycopodiella cernua</i>			x	x
<i>Osmunda cinnamomea</i>			x	
<i>O. regalis</i>	x	x	x	x
<i>Campyloneurum phyllitidis/</i>				
<i>Pleopeltis angusta</i>	x	x	x	x
<i>Polypodium fraxinifolium</i>			x	
<i>P. latipes</i>	x			
<i>P. ptilodon</i>	x	x	x	x
<i>Thelypteris</i>	x	x	x	x
<i>Thelypteris/Asplenium serra</i>	x		x	x

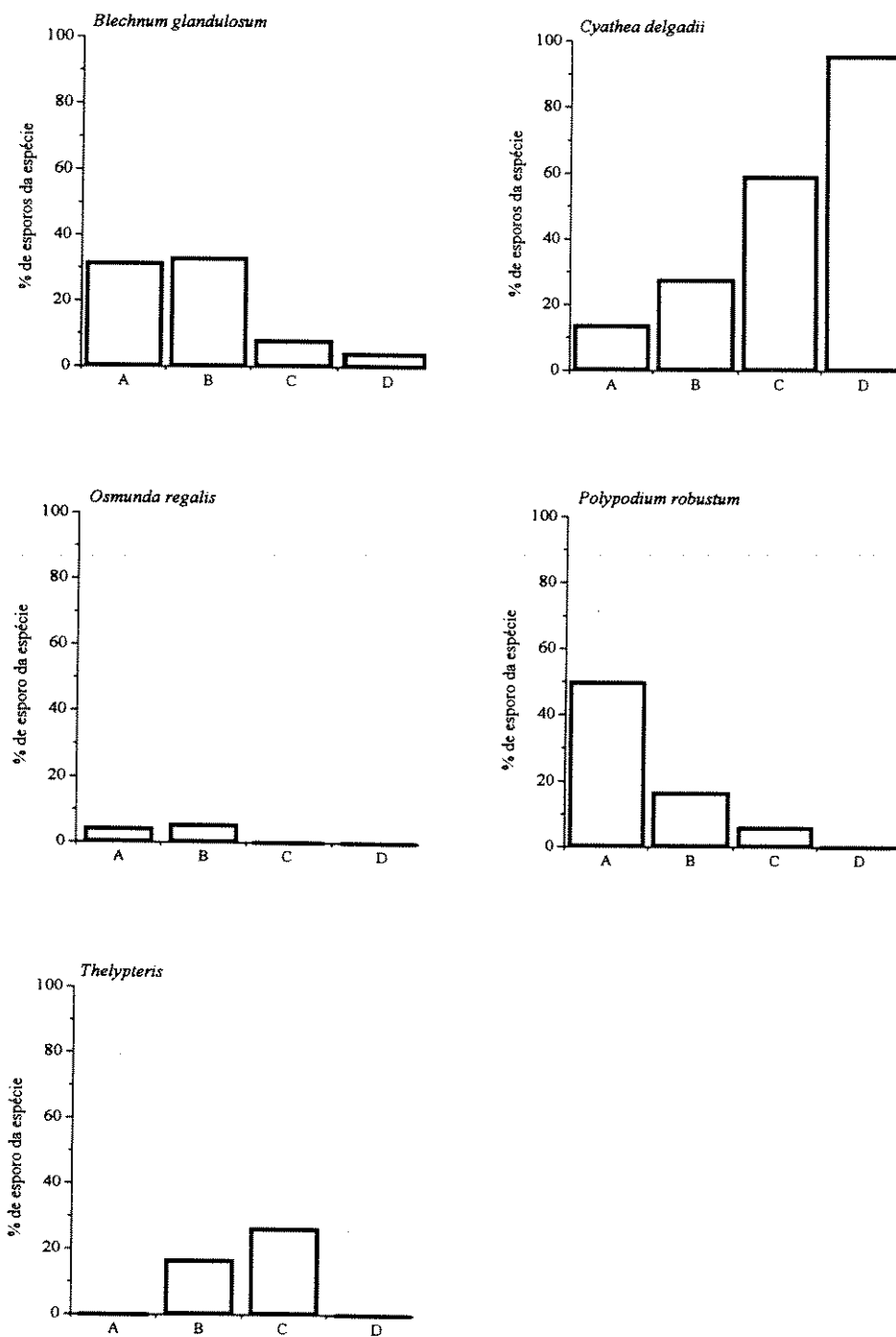


Figura 3.7- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em janeiro de 1994.

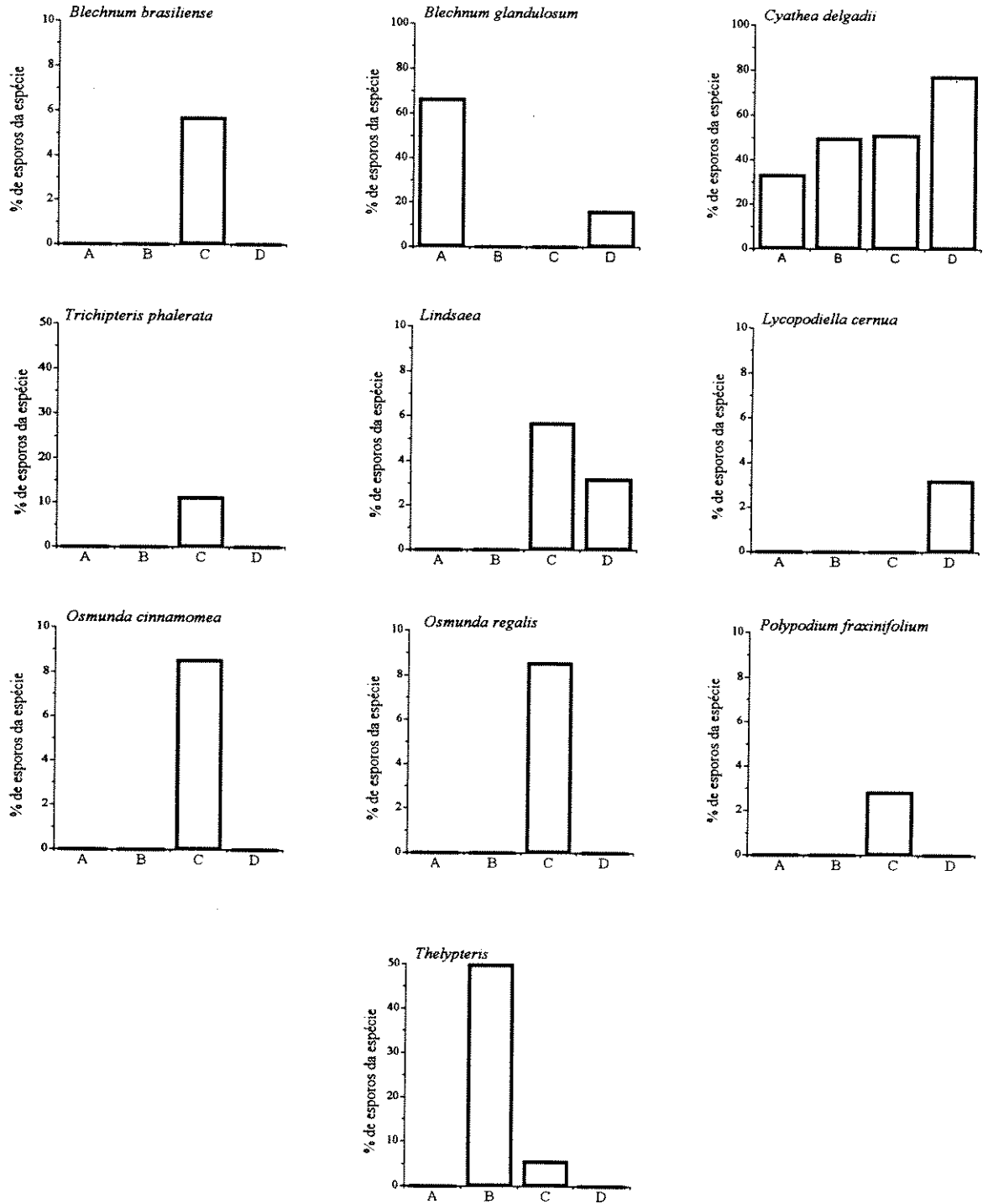


Figura 3.8- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em março de 1994.

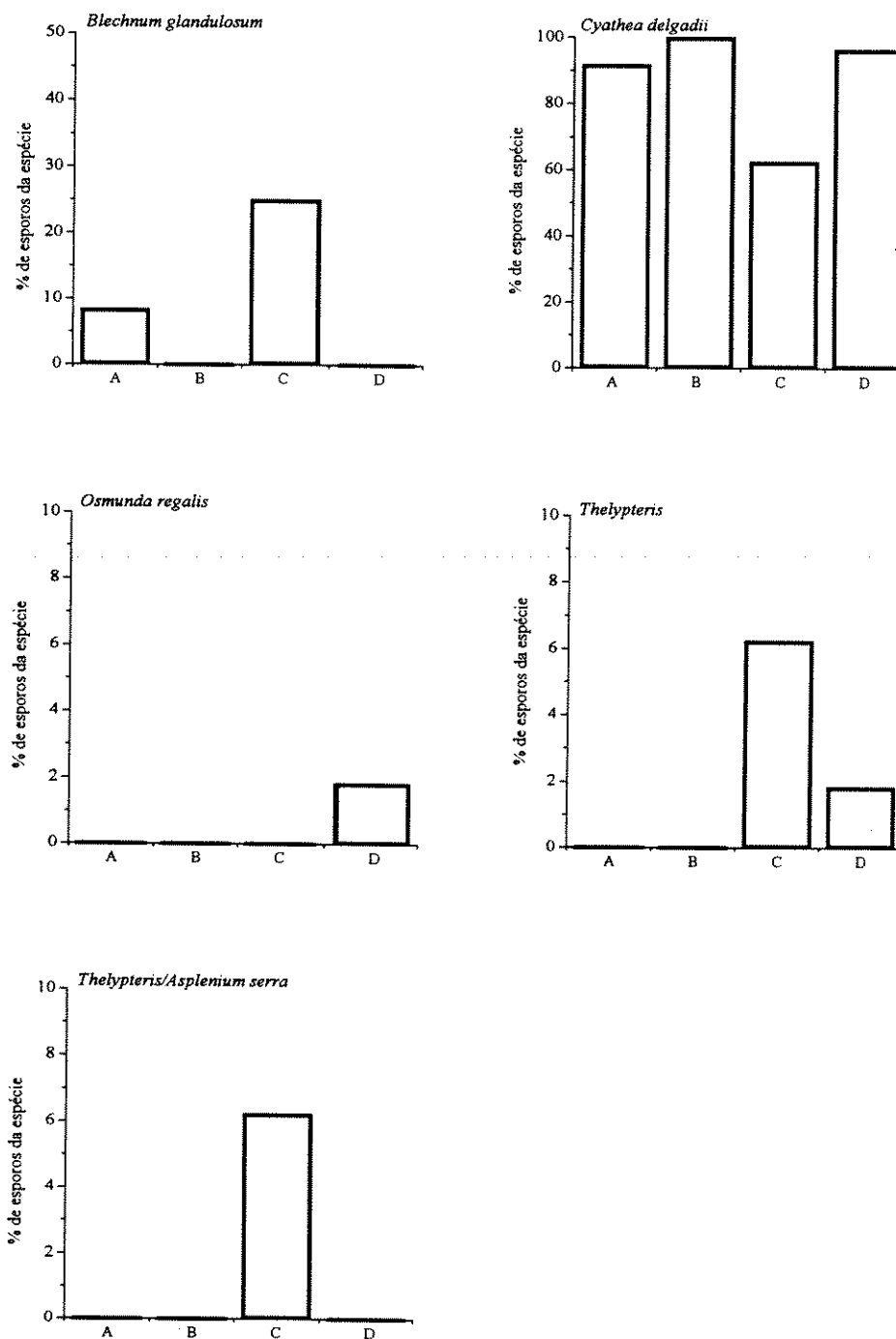


Figura 3.9- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em abril de 1994.

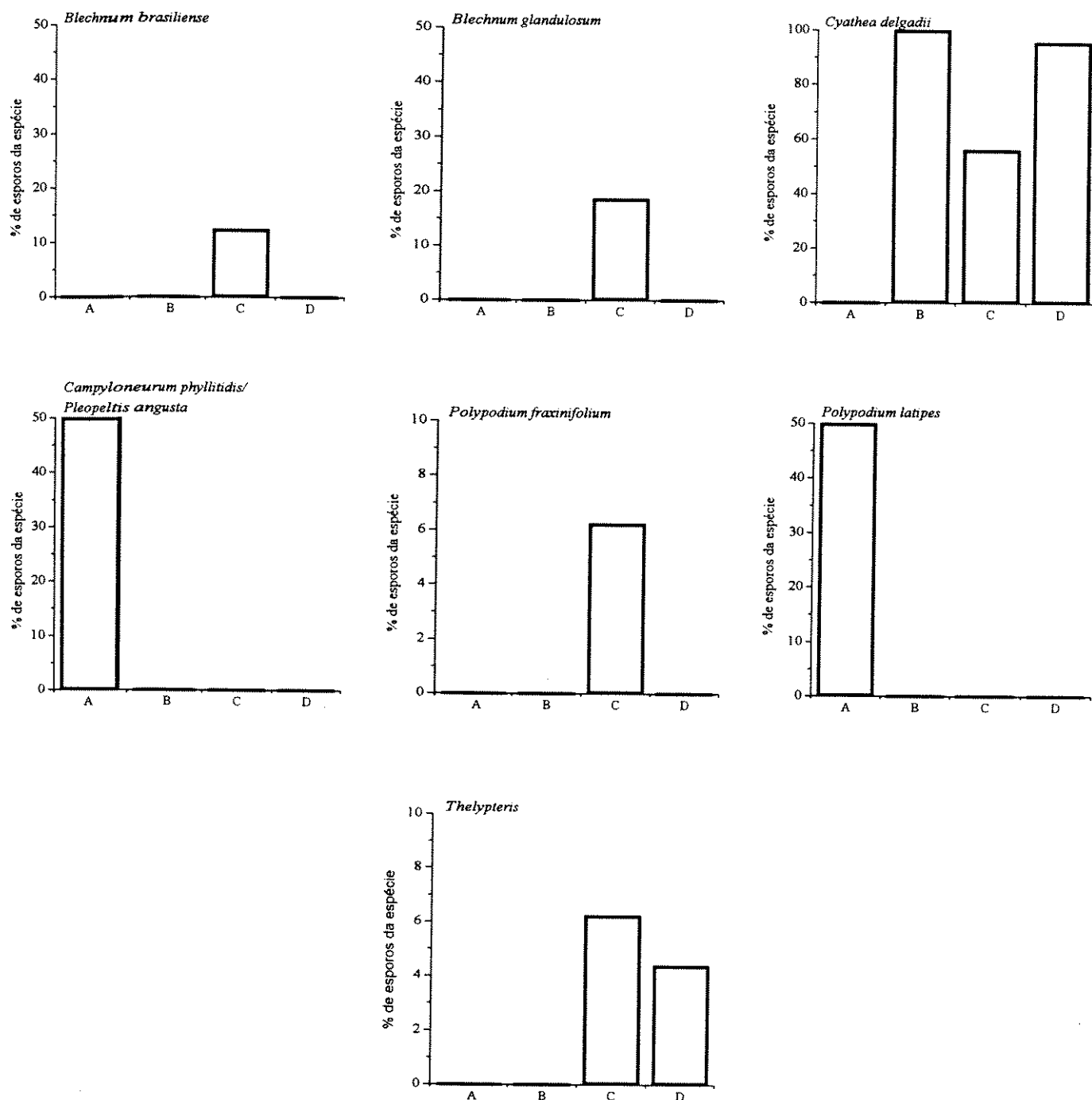


Figura 3.10- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em maio de 1994.

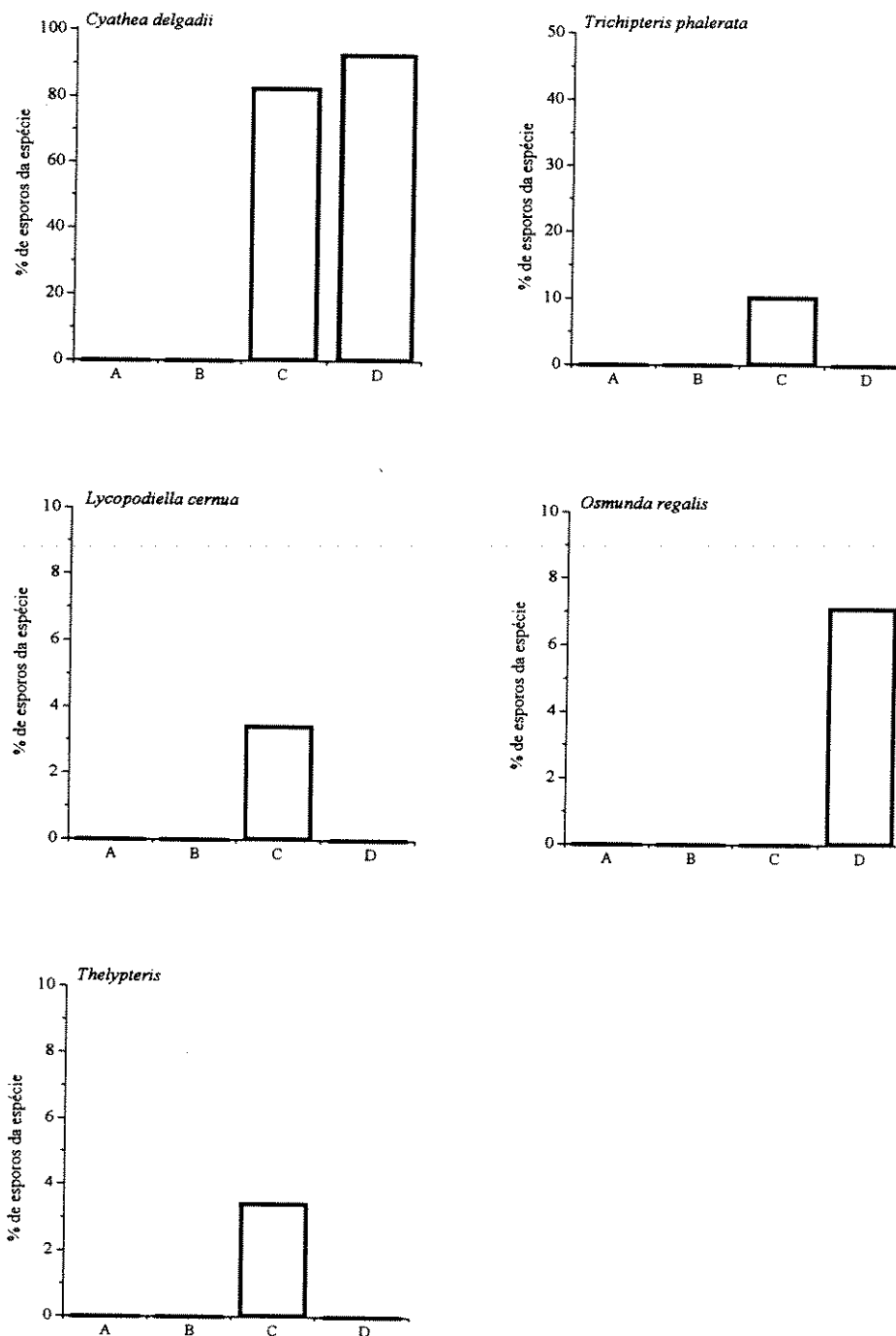


Figura 3.11- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em junho de 1994.



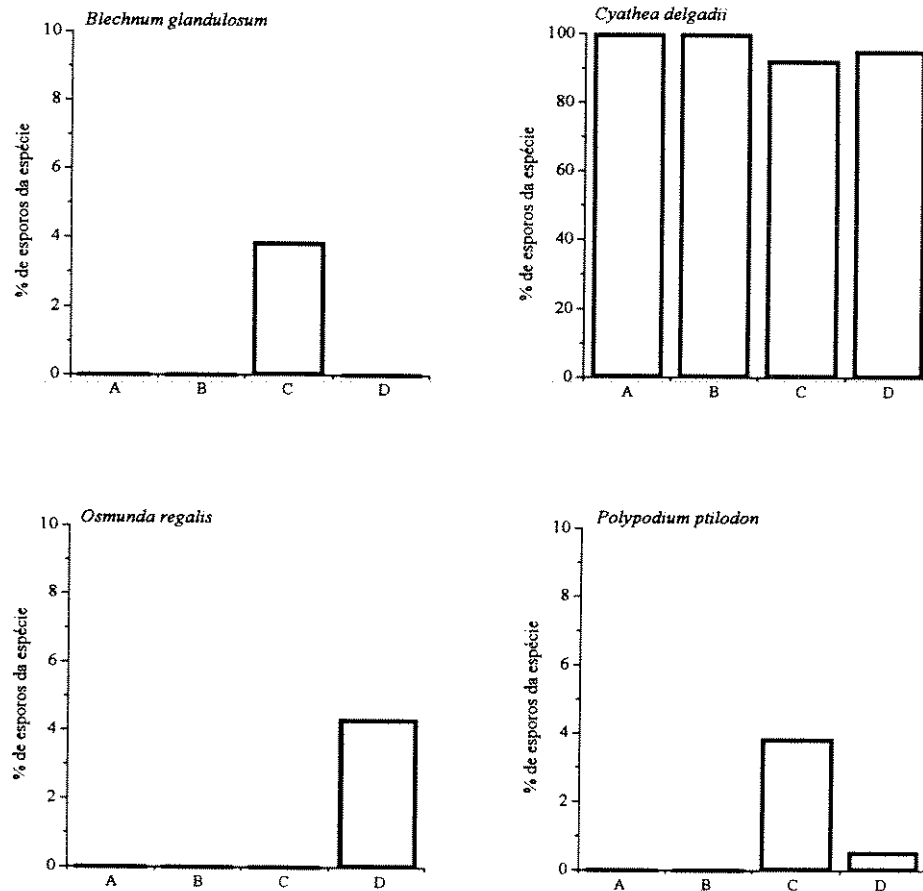


Figura 3.12- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em julho de 1994.

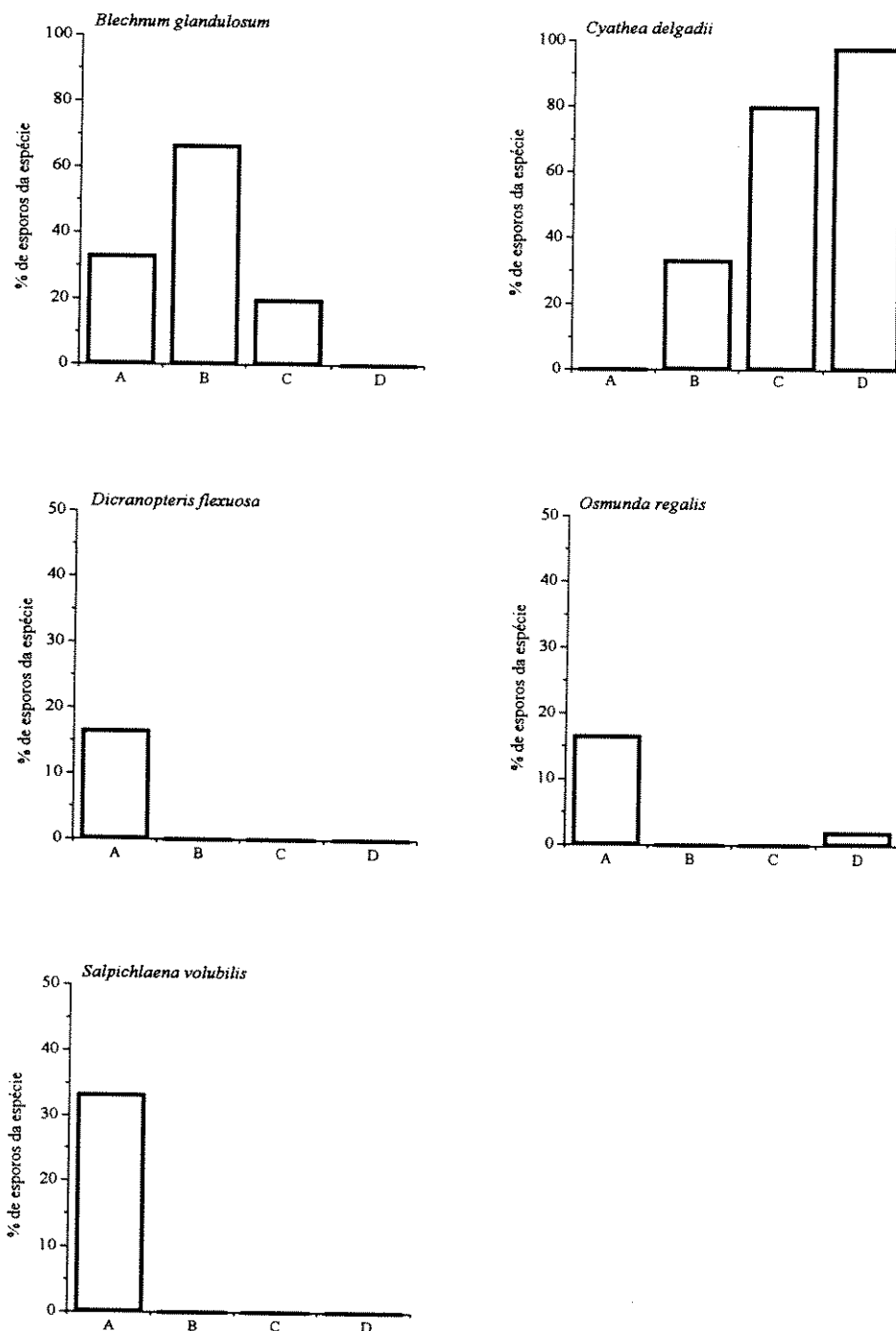


Figura 3.13- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em agosto de 1994.

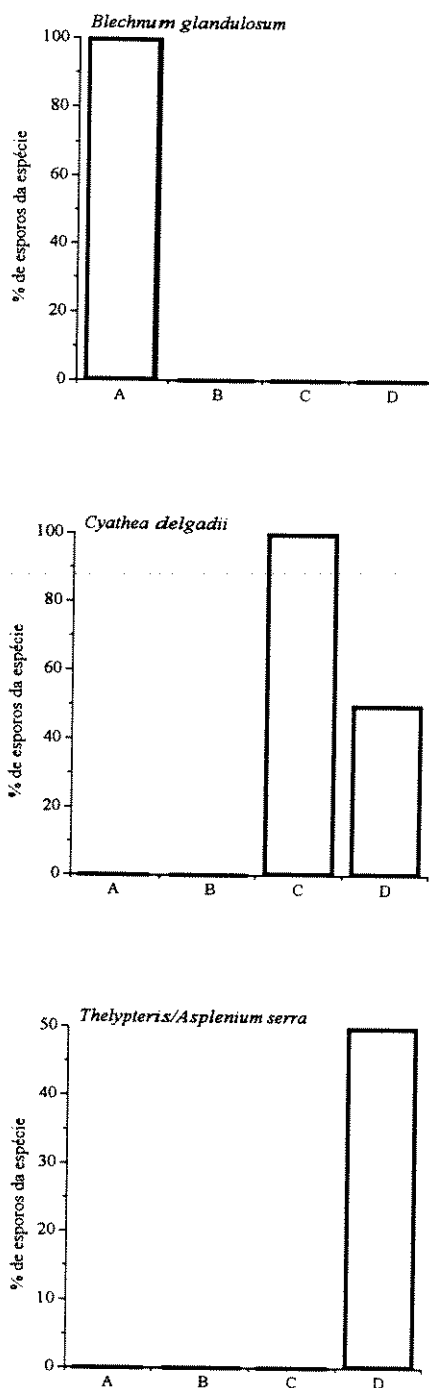


Figura 3.14- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em setembro de 1994.

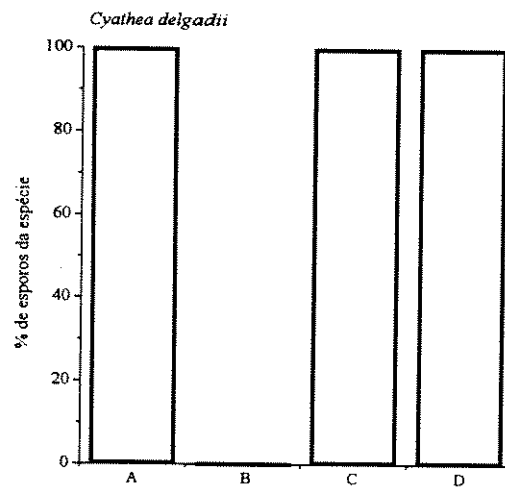
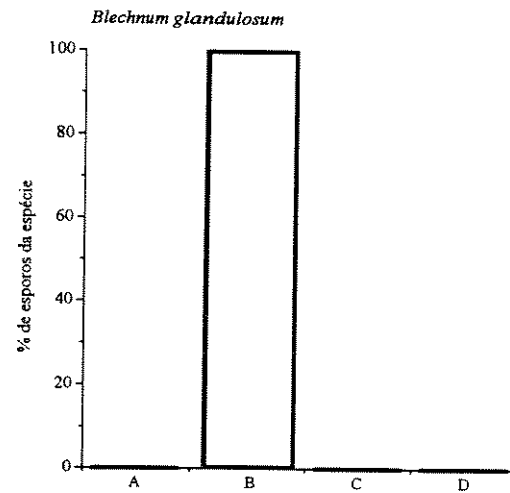


Figura 3.15- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em outubro de 1994.

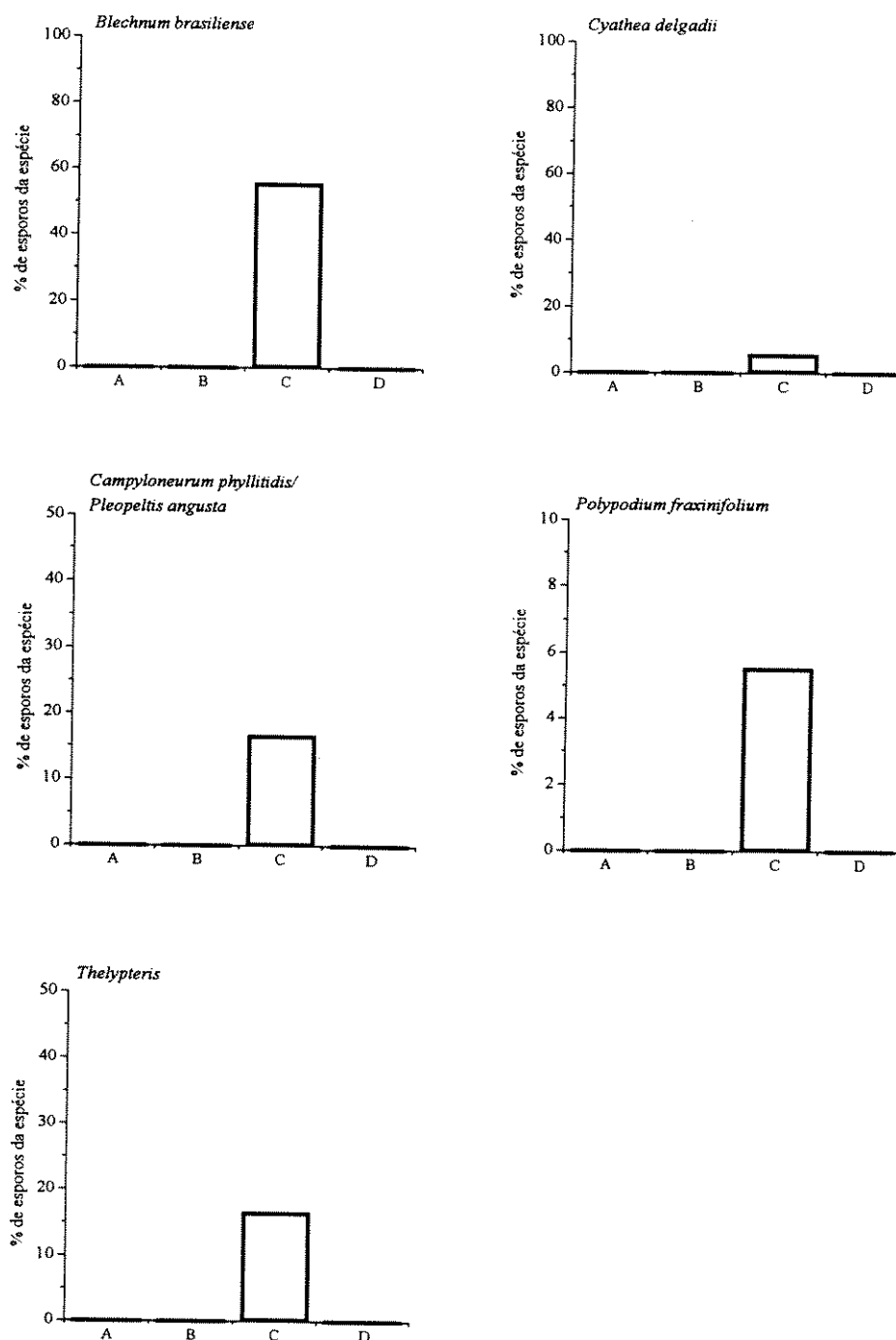


Figura 3.16- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em novembro de 1994.

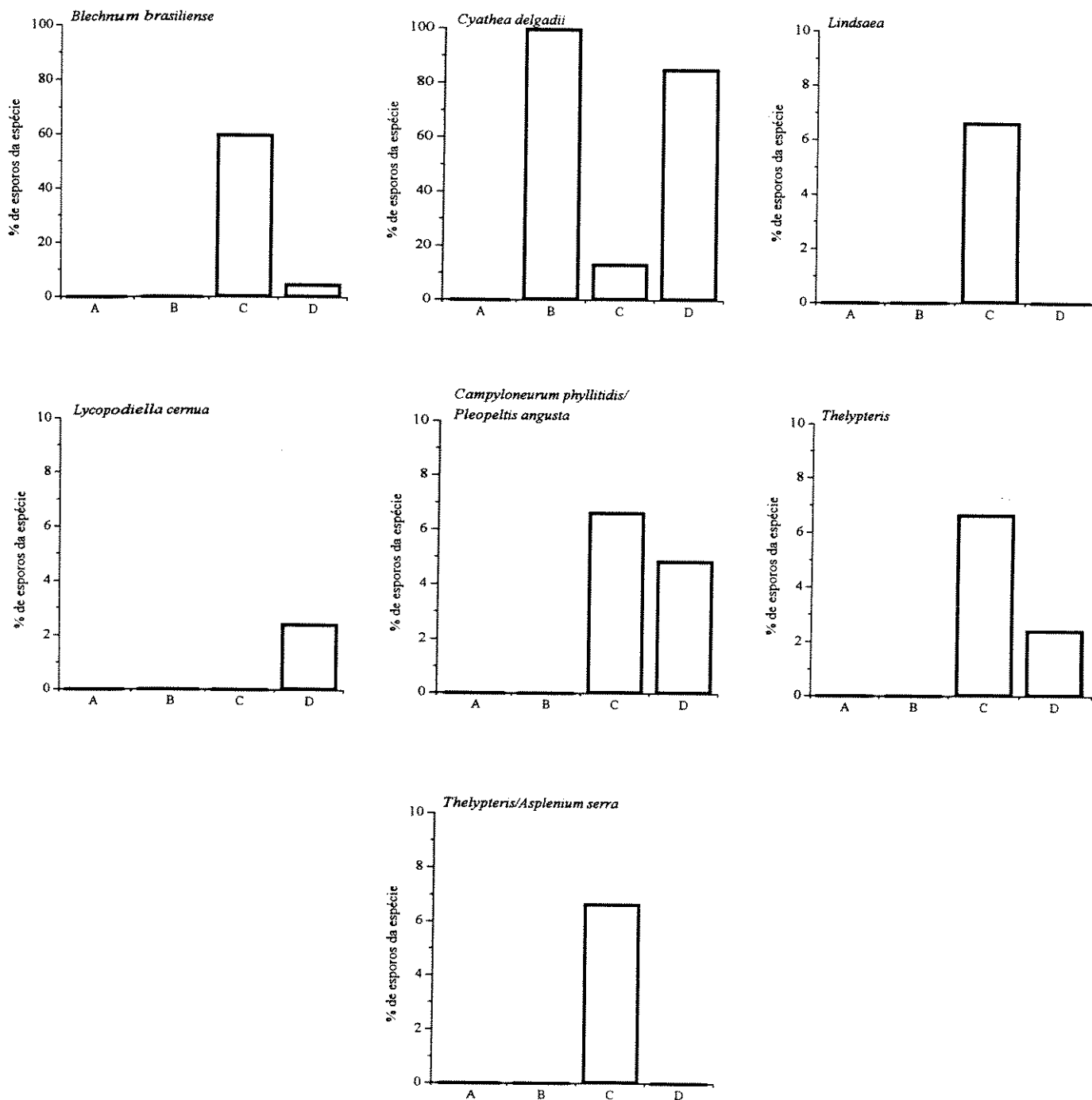


Figura 3.17- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em dezembro de 1994.

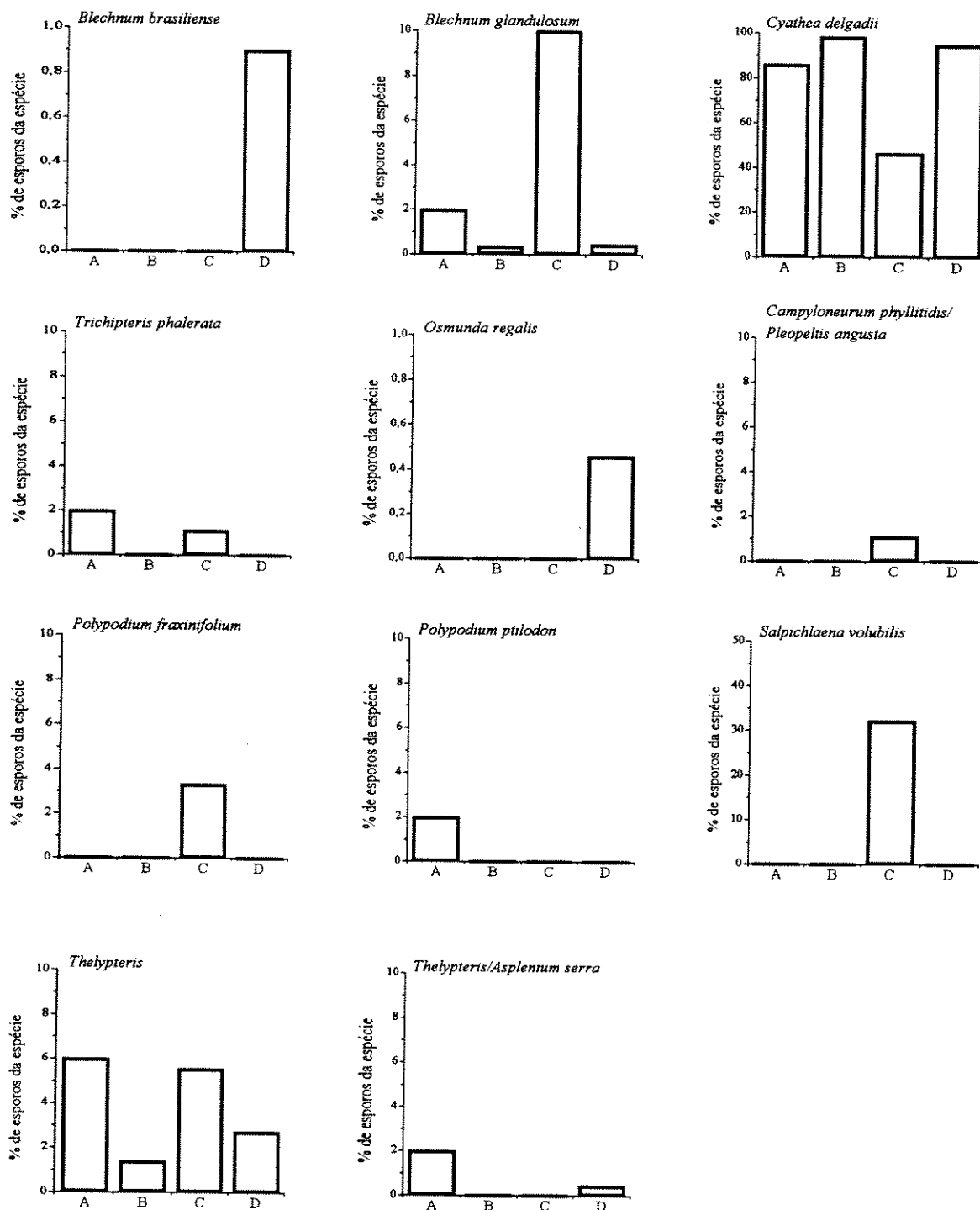


Figura 3.18- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em janeiro de 1995.

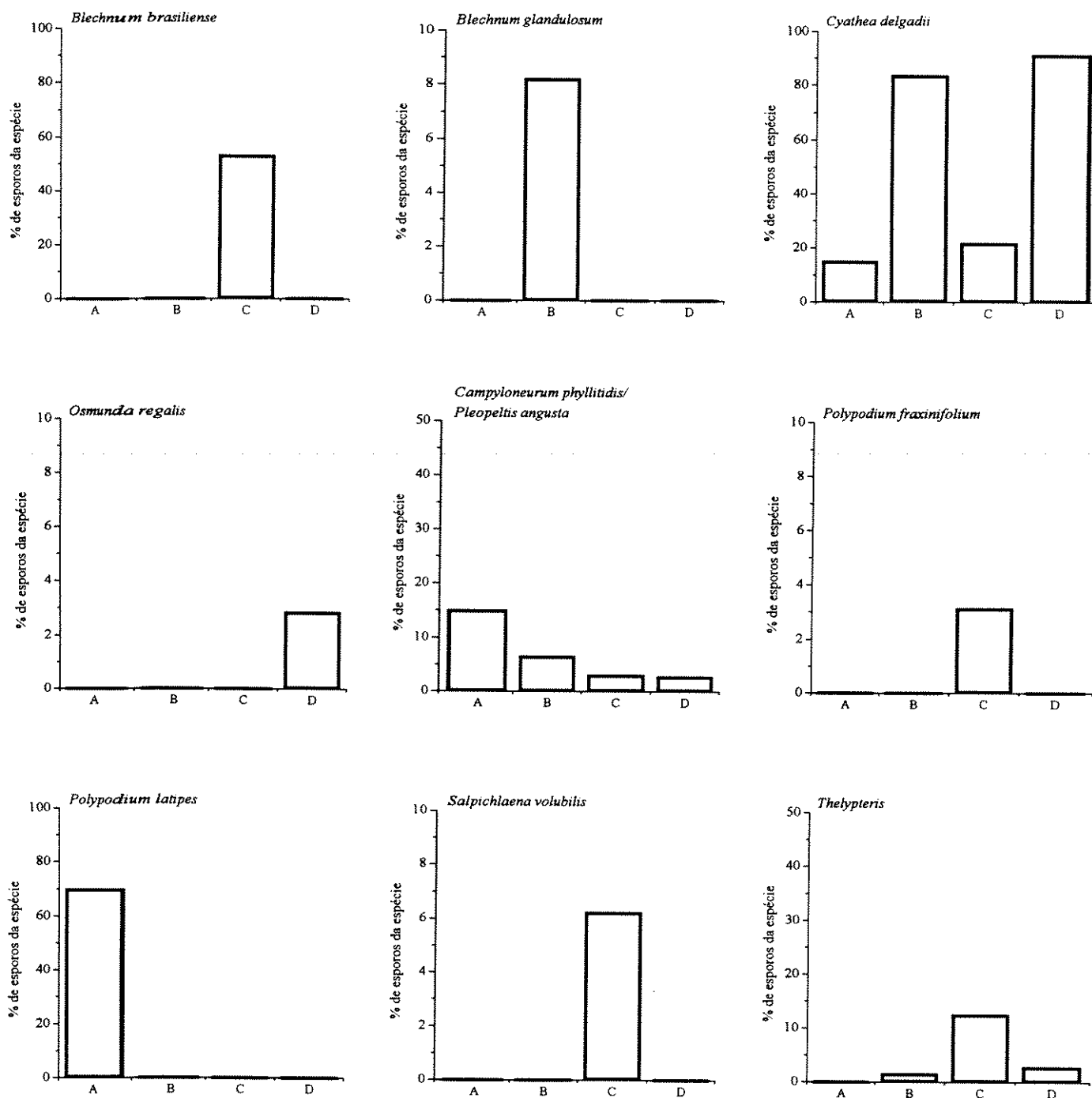


Figura 3.19- Porcentagem de esporos das diferentes espécies (ou tipos) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, nos coletores localizados no campo cerrado (A), no cerrado (B), na mata ciliar (C) e no brejo (D), em fevereiro de 1995.



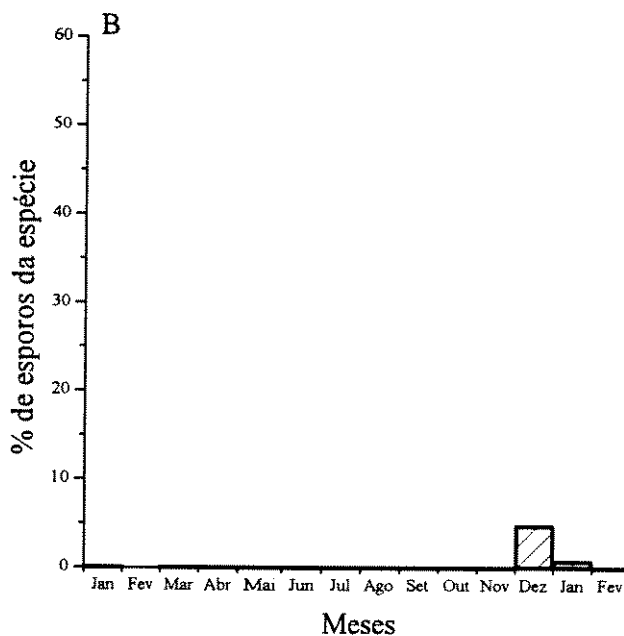
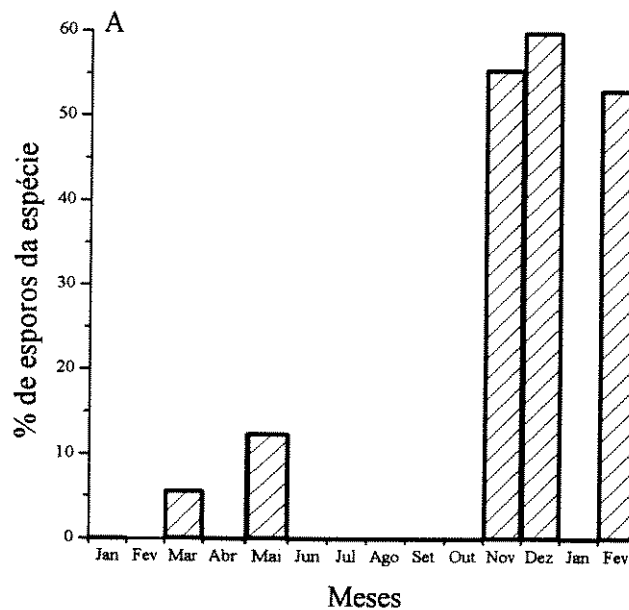


Figura 3.20- Porcentagem de esporos de *Blechnum brasiliense*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. **A.** Mata ciliar. **B.** Brejo.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado e no cerrado.

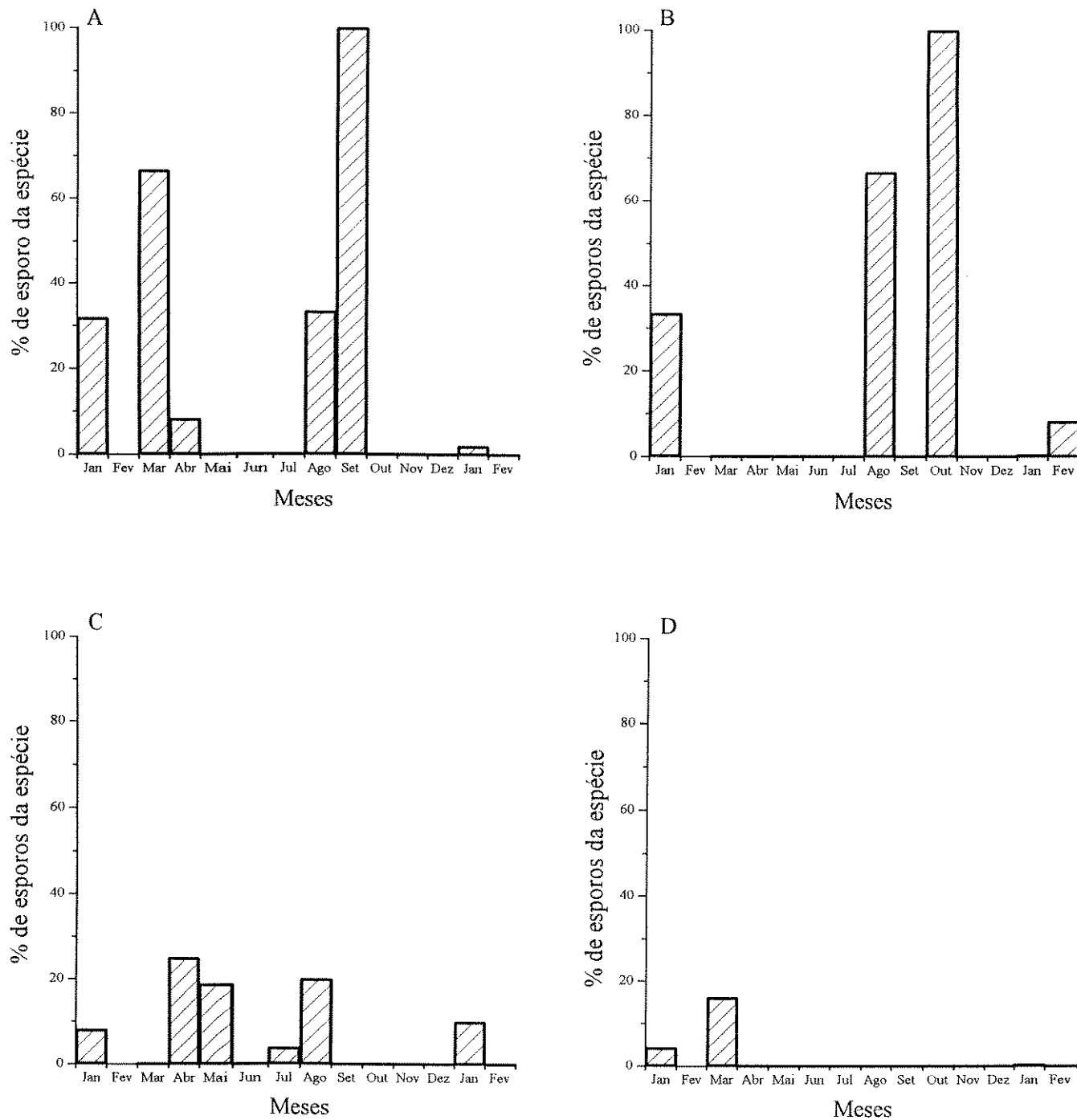


Figura 3.21- Porcentagem de esporos de *Blechnum glandulosum*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva plúvica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. **A.** Campo cerrado. **B.** Cerrado. **C.** Mata ciliar. **D.** Brejo.

Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

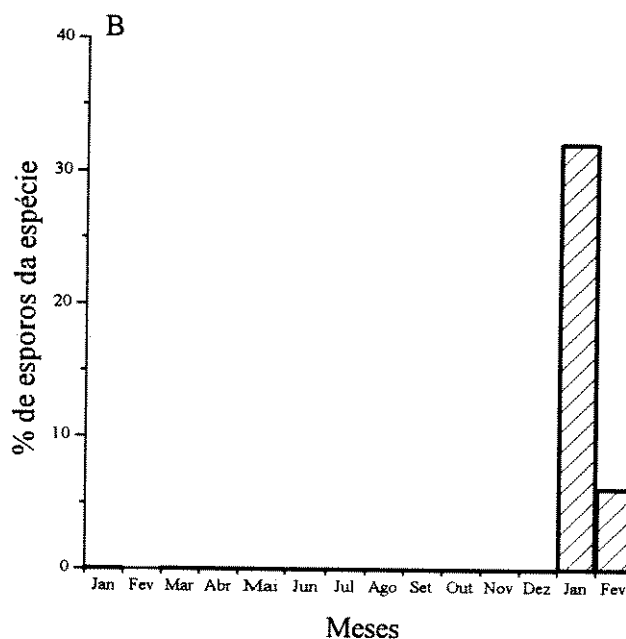
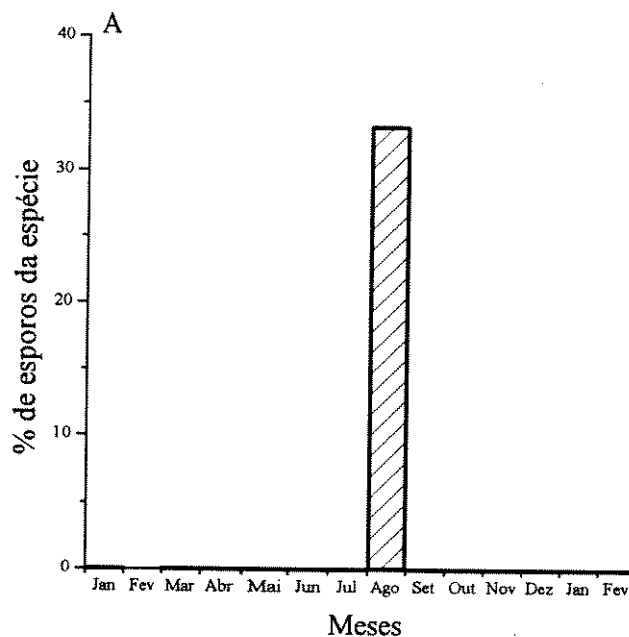


Figura 3.22- Porcentagem de esporos de *Salpichlaena volubilis*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. **A.** Campo cerrado. **B.** Mata ciliar. Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado e no brejo.

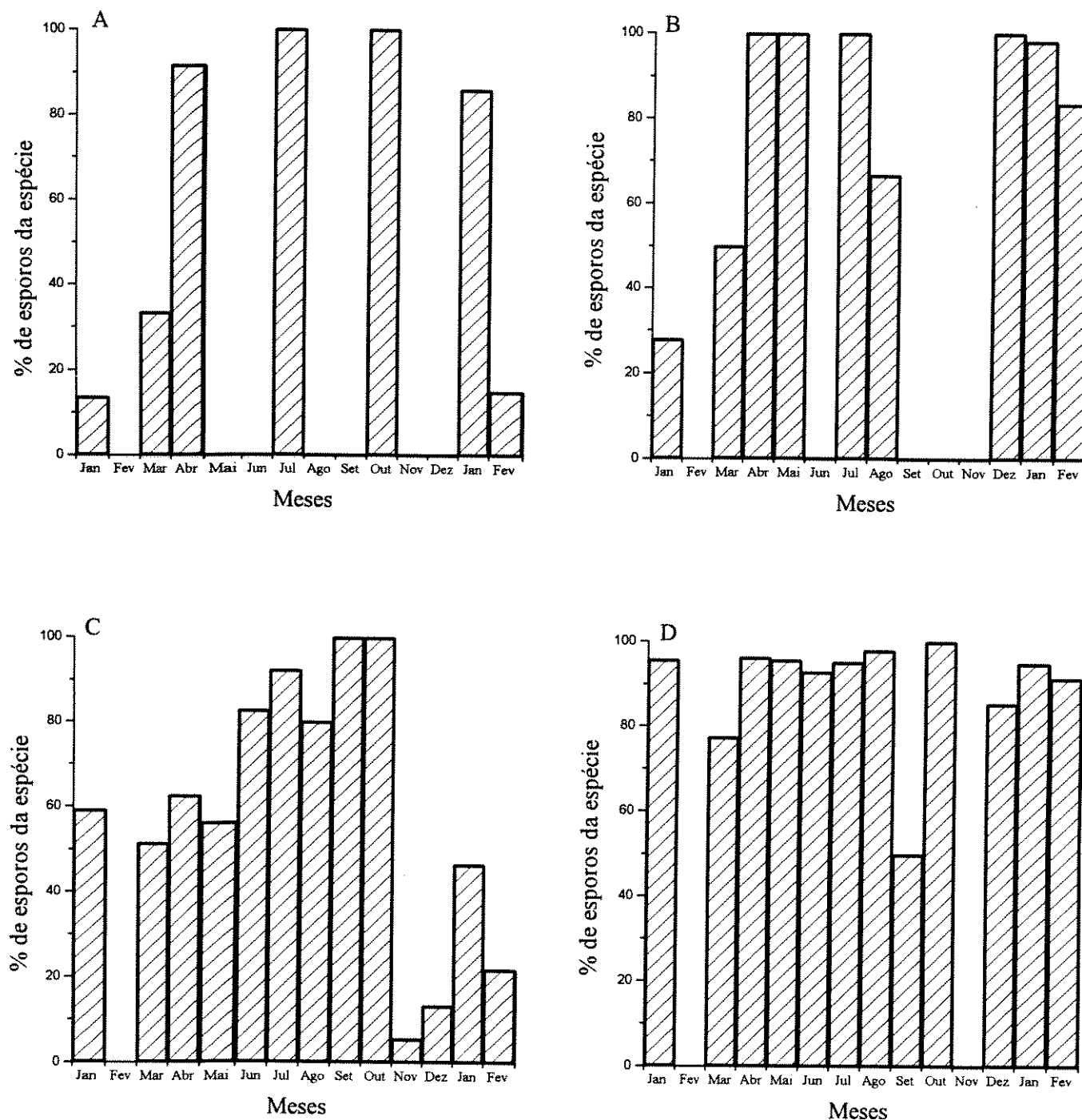


Figura 3.23- Porcentagem de esporos de *Cyathea delgadii*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Cerrado. C. Mata ciliar. D. Brejo.

Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

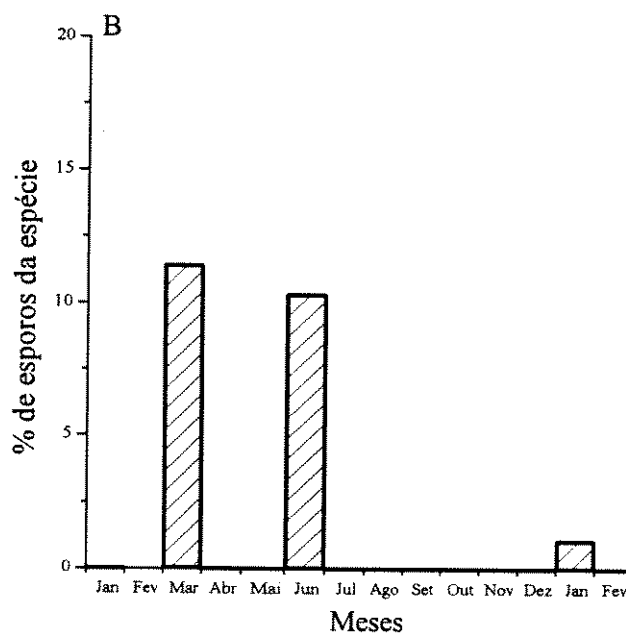
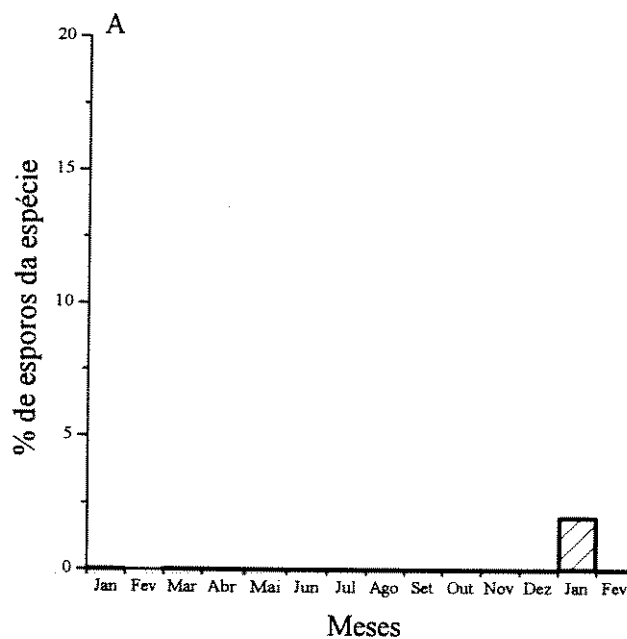


Figura 3.24- Porcentagem de esporos de *Trichipteris phalerata*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. **A.** Campo cerrado. **B.** Mata ciliar. Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado e no brejo.

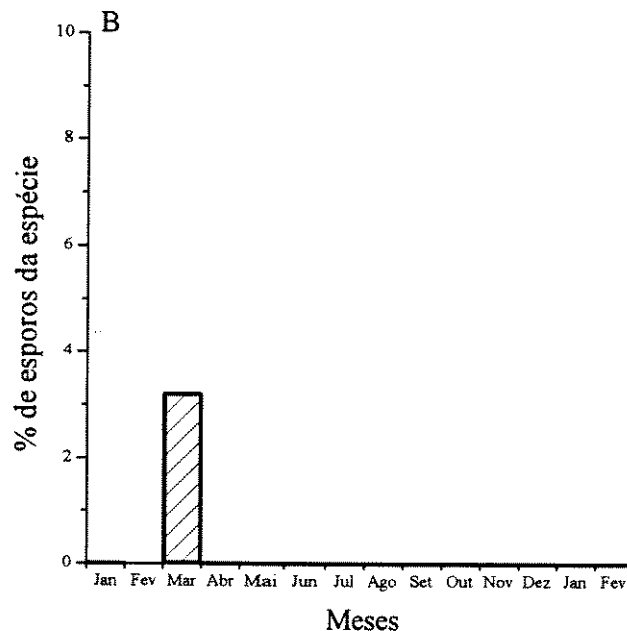
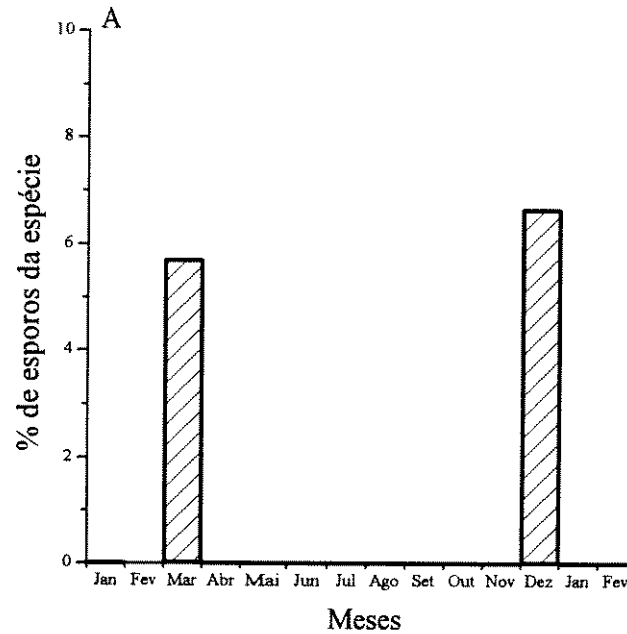


Figura 3.25- Porcentagem de esporos do tipo *Lindsaea*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. **A.** Mata ciliar. **B.** Brejo.  
 Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado e no cerrado.

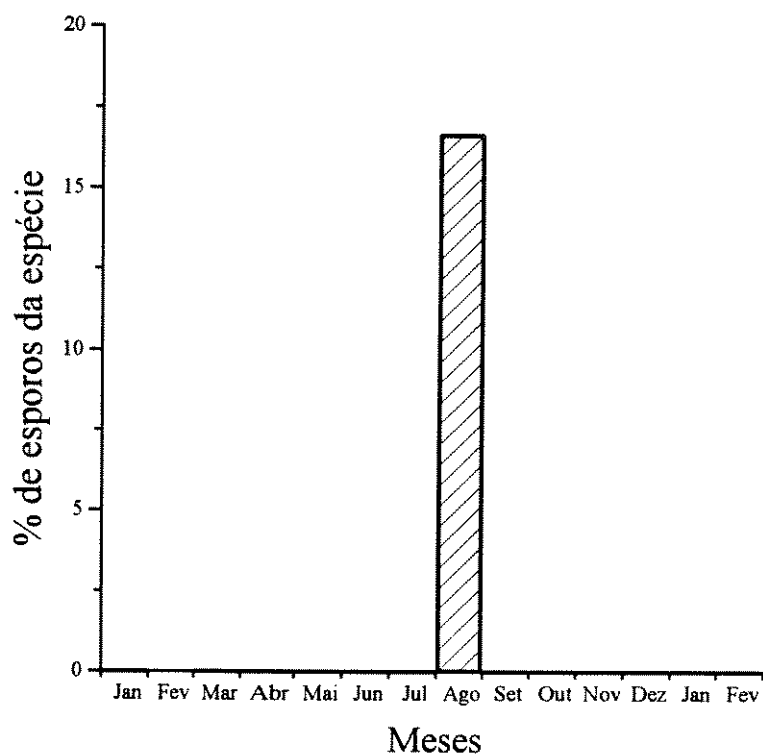


Figura 3.26- Porcentagem de esporos de *Dicranopteris flexuosa*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presentes no campo cerrado. Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado, na mata ciliar e no brejo.

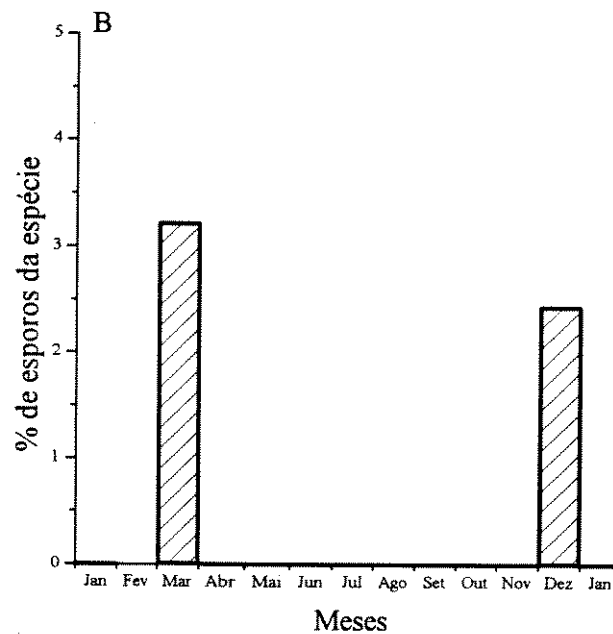
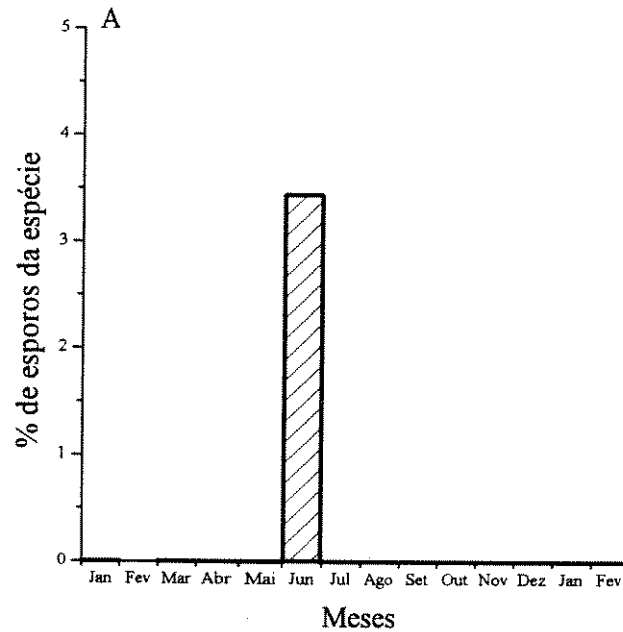


Figura 3.27- Porcentagem de esporos de *Lycopodiella cernua*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Mata ciliar. B. Brejo.

Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado e no cerrado.



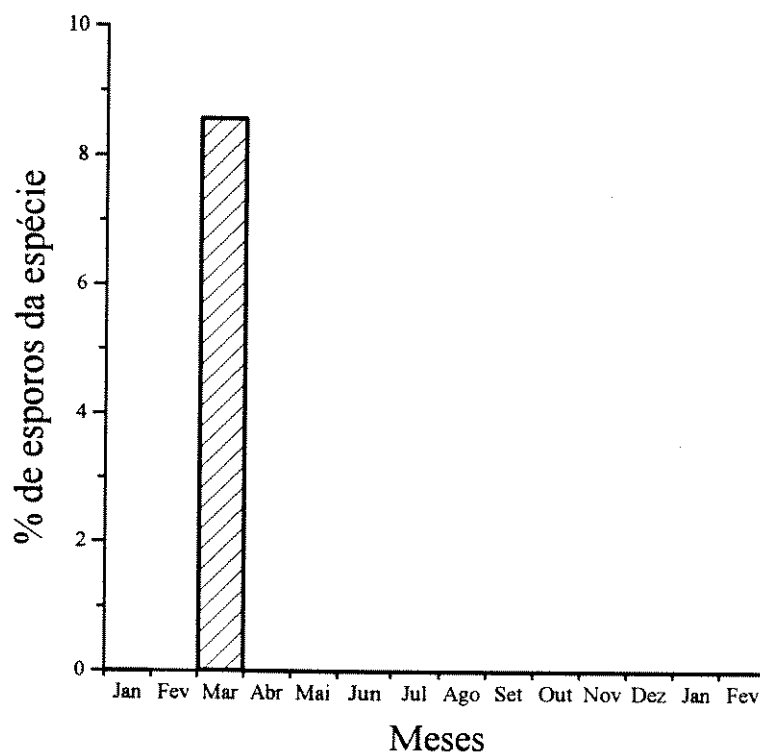


Figura 3.28- Porcentagem de esporos de *Osmunda cinnamomea*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presentes na mata ciliar.  
Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado, no cerrado e no brejo.

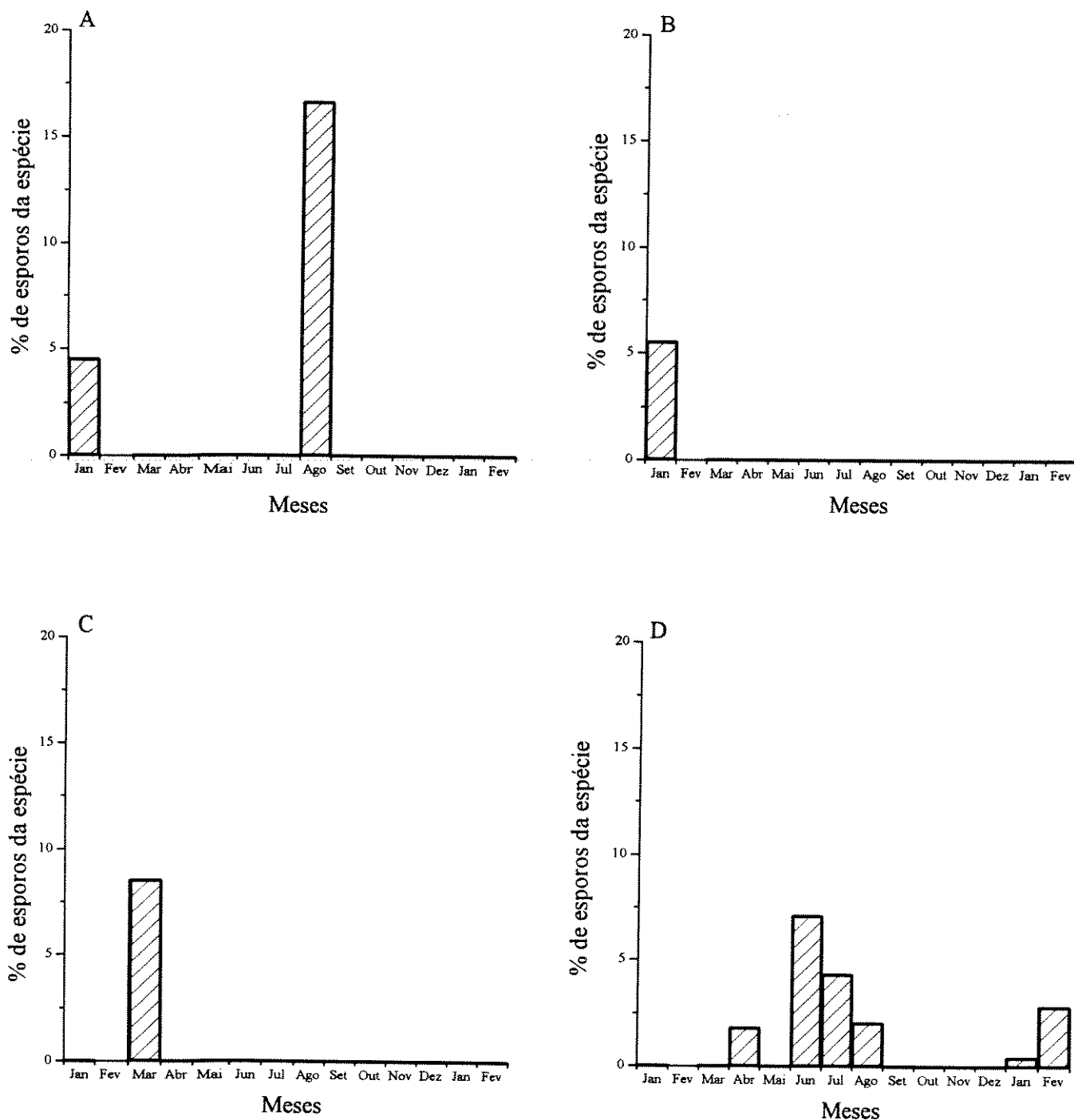


Figura 3.29- Porcentagem de esporos de *Osmunda regalis*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Cerrado. C. Mata ciliar. D. Brejo.

Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

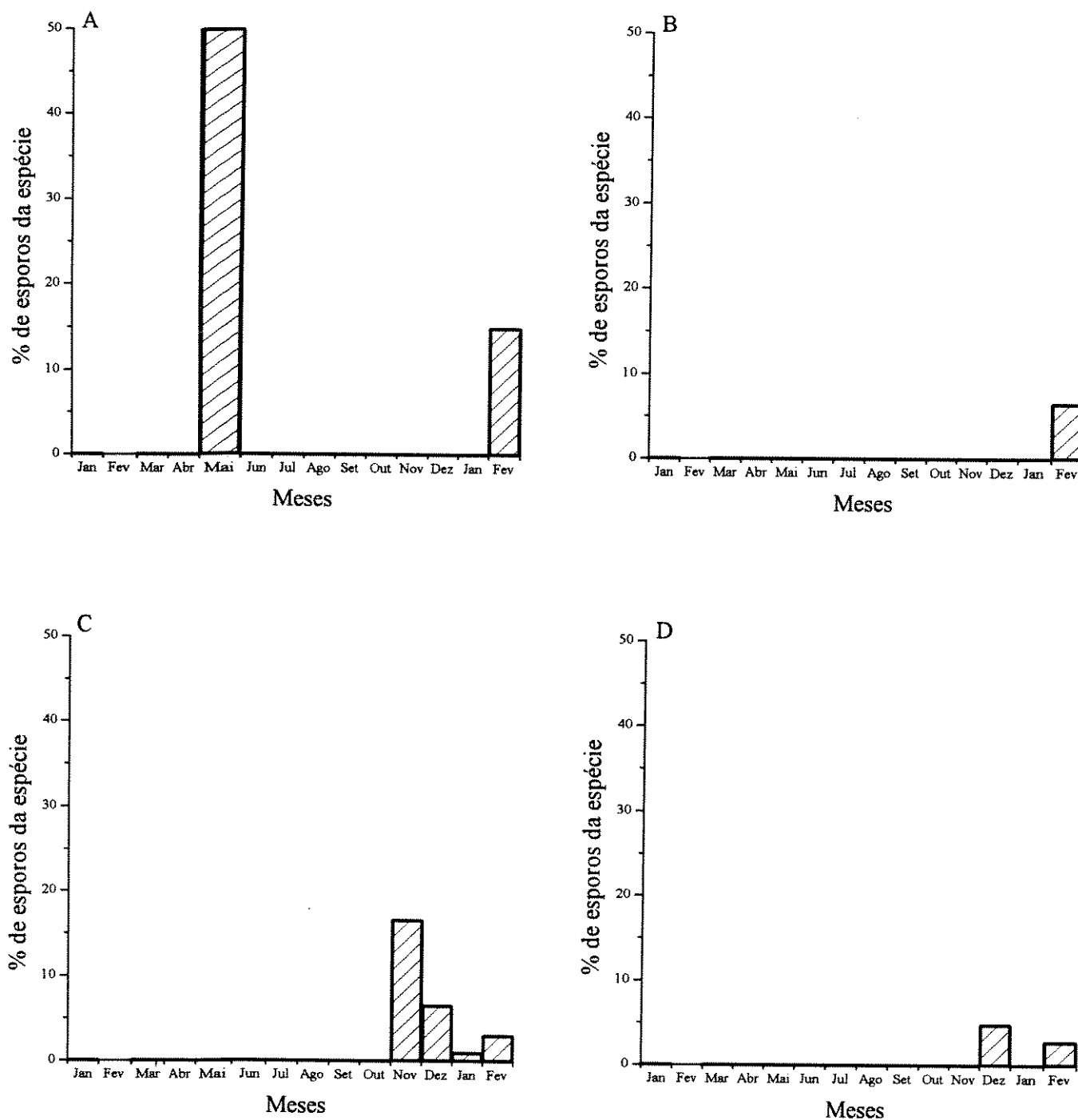


Figura 3.30- Porcentagem de esporos do tipo *Campyloneurum phyllitidis*/*Pleopeltis angusta*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Cerrado. C. Mata ciliar. D. Brejo. Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

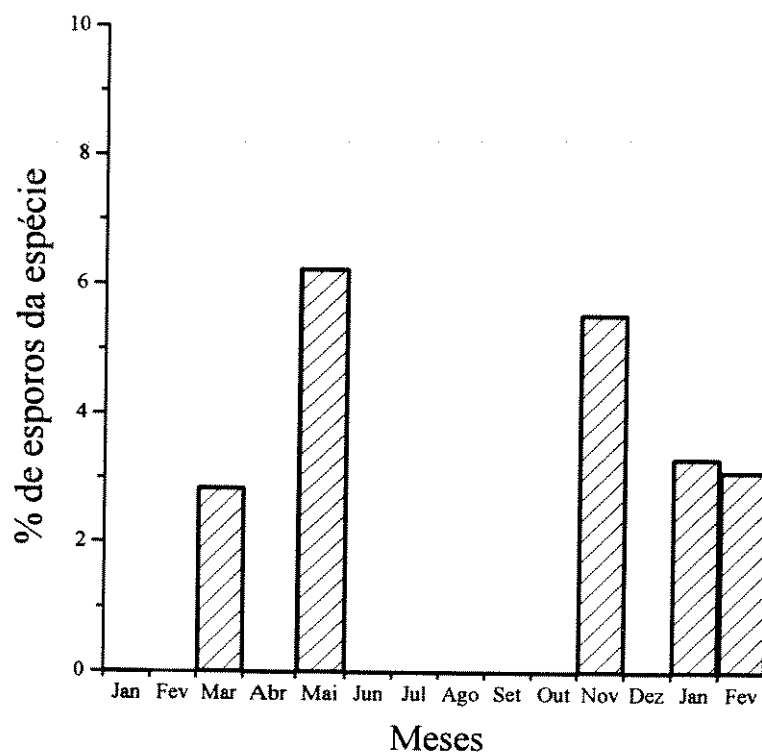


Figura 3.31- Porcentagem de esporos de *Polypodium fraxinifolium*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presentes na mata ciliar. Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no campo cerrado, no cerrado e no brejo.

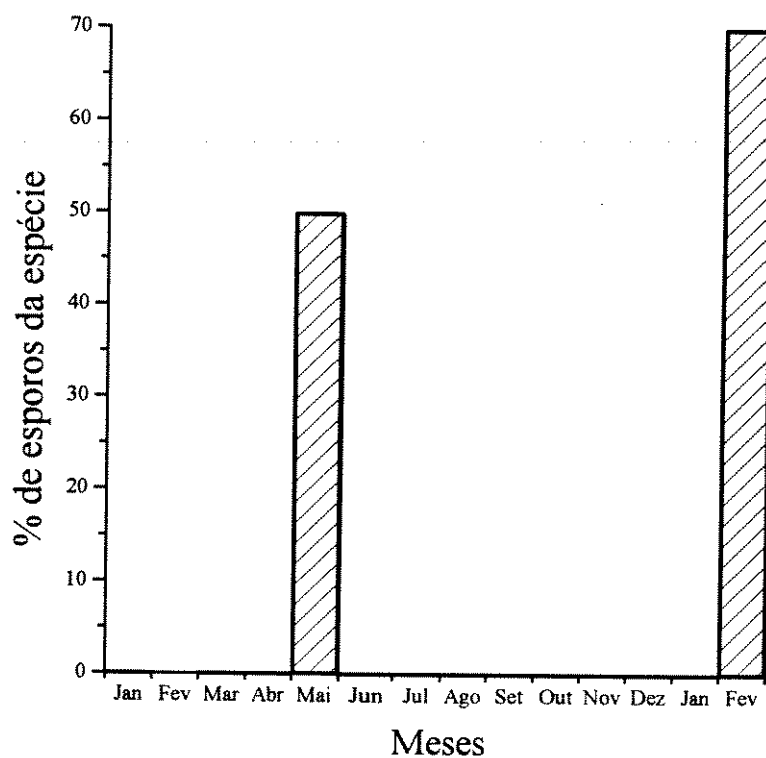


Figura 3.32- Porcentagem de esporos de *Polypodium latipes*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995, presentes no campo cerrado.

Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado, na mata ciliar e no brejo.

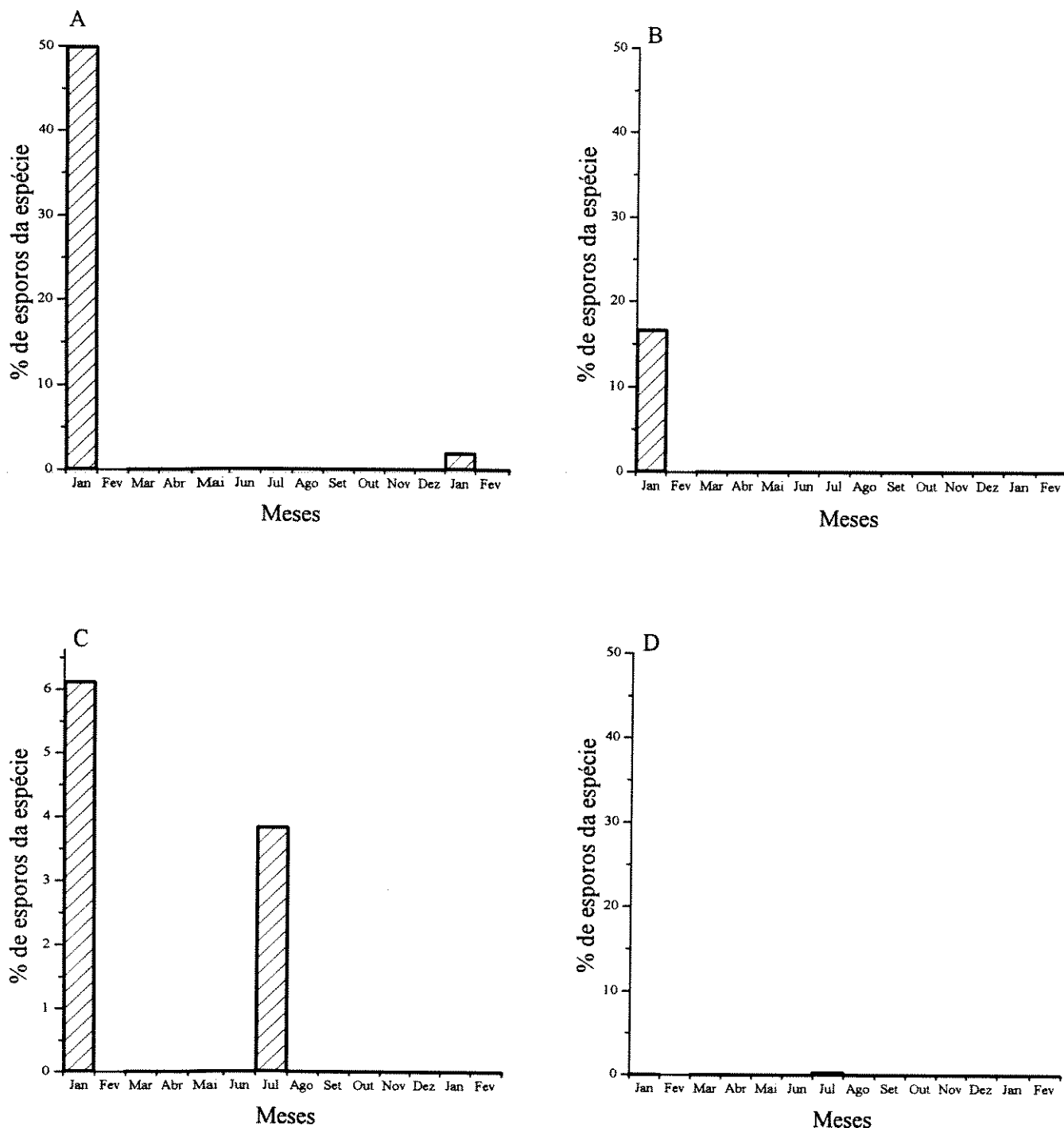


Figura 3.33- Porcentagem de esporos de *Polypodium ptilodon*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Cerrado. C. Mata ciliar. D. Brejo.

Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

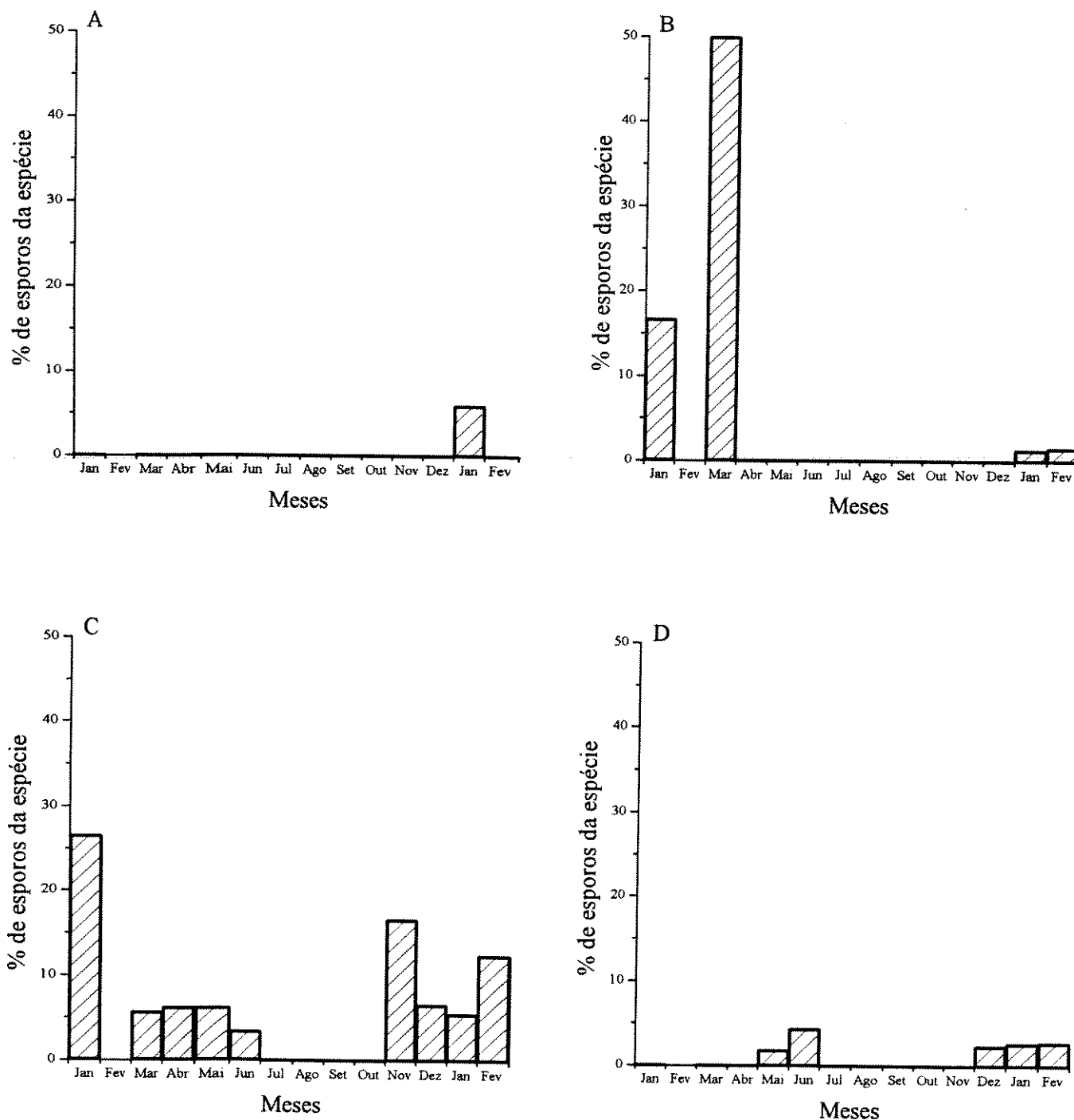


Figura 3.34- Porcentagem de esporos do tipo *Thelypteris*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Cerrado. C. Mata ciliar. D. Brejo.

Observação: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994.

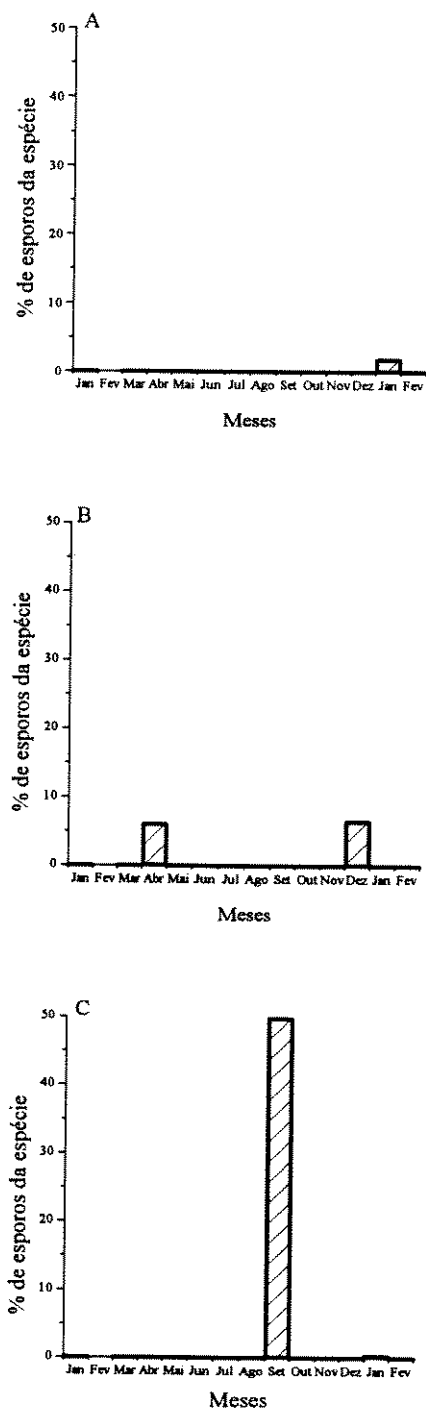


Figura 3.35- Porcentagem de esporos do tipo *Thelypteris/Asplenium serra*, em relação ao número total de esporos de pteridófitas, na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, no período de janeiro de 1994 a fevereiro de 1995. A. Campo cerrado. B. Mata ciliar. C. Brejo  
 Observações: não foi realizada coleta em fevereiro de 1994; não foram encontrados esporos no cerrado.



Esporos de *Trichipteris phalerata* (Figura 3.24) foram encontrados no mês de janeiro/95, no campo cerrado e na mata ciliar. Na mata ciliar, foram observados esporos nos meses de março e junho.

O tipo *Lindsaea* (Figura 3.25) apareceu apenas na mata ciliar, nos meses de março e dezembro e, no brejo, durante o mês de março.

Esporos de *Dicranopteris flexuosa* (Figura 3.26) foram observados apenas no campo cerrado, na coleta de agosto.

Esporos de *Lycopodiella cernua* (Figura 3.27) foram observados apenas em junho na mata ciliar e, em março e dezembro, no brejo.

*Osmunda cinnamomea* (Figura 3.28) apareceu apenas na mata ciliar, com um único pico em março/94. Esporos de *Osmunda regalis* (Figura 3.29) foram encontrados em vários meses e estiveram presentes nos 4 locais de coleta. No campo cerrado, os esporos foram encontrados nos meses de janeiro/94 e agosto. No cerrado e na mata ciliar a ocorrência foi limitada a apenas um mês: janeiro/94 no cerrado e março na mata ciliar. No brejo, os esporos foram encontrados nas coletas de 6 meses, sendo observados o maior valor no mês de junho e o menor no mês de janeiro/95.

O tipo *Campyloneurum phyllitidis/Pleopeltis angusta* (Figura 3.30) foi encontrado nos 4 locais de coleta. Apenas no campo cerrado foram encontrados esporos no mês de maio e, apenas no mês de fevereiro/95, foram encontrados esporos nos 4 locais de coleta. O tipo também esteve presente nos meses de novembro, dezembro e janeiro/95, na mata ciliar e, no mês de dezembro, no brejo.

*Polypodium fraxinifolium* (Figura 3.31) só apareceu na mata ciliar em coleta de 5 meses. Os maiores valores foram encontrados nos meses de maio e novembro e, o menor valor, no mês de março. Não foram observados esporos nos meses de janeiro/94, dezembro e durante o intervalo de junho a outubro. *Polypodium latipes* (Figura 3.32) esteve presente nos meses de maio e fevereiro/95, nas coletas realizadas no campo cerrado. Esporos de *Polypodium ptilodon* (Figura 3.33) foram encontrados nos 4 locais e apenas nos meses de janeiro e julho de 1994. Durante o mês de janeiro/94, foram

encontrados esporos no campo cerrado, no cerrado e na mata ciliar. A ocorrência durante o mês de julho foi observada no campo cerrado e na mata.

O tipo *Thelypteris* (Figura 3.34) foi encontrado nos 4 locais de coleta. Nas coletas realizadas no campo cerrado, o tipo esteve presente apenas no mês de janeiro/95. O maior valor foi encontrado no mês de março, nas coletas realizadas no cerrado e, a maior frequência foi observada na mata ciliar (esporos observados em 9 meses de coleta). Em nenhum caso foi observada a presença dos esporos durante o período de julho a outubro.

O tipo *Thelypteris/Asplenium serra* (Figura 3.35) ocorreu no campo cerrado, na mata ciliar e no brejo. No campo cerrado, os esporos foram encontrados apenas no mês de janeiro. Na mata ciliar, os esporos estiveram presentes nas coletas de abril e dezembro. No brejo, foi observado uma ocorrência baixa no mês de janeiro/95 e, a maior ocorrência deste tipo foi encontrada no mês de setembro.

## 4 - BANCO DE SOLOS: ESTUDO PRELIMINAR

### 4.1- Material e métodos

Por ser um estudo preliminar foi analisado apenas um local na mata ciliar. O solo foi coletado com o auxílio de um coletor cilíndrico de 5cm de diâmetro, descrito em SANTOS Jr. (1992). Foram coletadas 3 amostras de solo em um mesmo local (3 repetições) nas profundidades de 0-5, 5-10 e 10-15cm. O material foi selado em saco plástico e mantido em geladeira até o momento da análise.

A preparação do solo foi baseada em FÆGRI & IVERSEN (1975). Cerca de 10g de solo foram defloculados com o uso de etanol absoluto (aproximadamente 20ml). O material permaneceu no álcool por um período mínimo de 24h. Foi então centrifugado por 10min a 482xg. O sobrenadante foi descartado. Para a remoção de carbonato de cálcio do solo, este permaneceu por 2h em 200ml de ácido clorídrico a 10% (HCl) com uma gota de etanol 96%. Após centrifugação o sobrenadante foi descartado. O resíduo foi lavado com água destilada e então centrifugado a 482xg por 10min. O material orgânico insaturado (ácido húmico) foi retirado com a adição de 15ml de hidróxido de potássio a 10% (KOH) em ebulição por 10min. O material foi centrifugado a 482xg por 10min. O precipitado foi lavado três vezes com água destilada. Foi utilizada solução saturada de cloreto de zinco ( $2,1g \cdot ml^{-1}$  de água) na proporção 1,5:1 (v/w) com base no peso inicial da amostra; o precipitado foi lavado por duas vezes com água destilada. O precipitado foi mantido em ácido acético glacial por período mínimo de 24h seguido de acetólise (2min). Foram montadas 5 lâminas com o uso de gelatina glicerizada; as lamínulas foram lutadas com parafina.

A análise foi feita no mínimo em três lâminas até atingir uma contagem de 500 grãos (pólen + esporos). Foi calculada a média das porcentagens de esporos presentes.

## 4.2. Resultados

A análise do solo da mata ciliar mostrou que esporos de pteridófitas ocorreram nas três profundidades coletadas. A maior porcentagem de esporos (21,7%) foi encontrada na profundidade de 5-10cm e a menor (11,2%) na profundidade de 0-5cm (Figura 4.1).

Foram encontrados 10 tipos de esporos de pteridófitas: *Blechnum brasiliense*, *Cyathea delgadii*, tipo *Lindsaea*, *Lycopodiella cernua*, *Osmunda regalis*, *Polypodium fraxinifolium*, *Polypodium ptilodon*, tipo *Thelypteris*, *Trichipteris phalerata* e tipo *Campyloneurum phyllitidis-Pleopeltis angusta* (Figura 4.2). Apenas esporos de *Cyathea delgadii* e do tipo *Lindsaea* estiveram presentes nas 3 profundidades. Esporos do tipo *Lindsaea* foram encontrados em maior porcentagem em solo superficial (0-5cm), observando-se decréscimo da porcentagem com o aumento da profundidade. Estiveram presentes apenas em solo superficial esporos de *Osmunda regalis*, do tipo *Campyloneurum phyllitidis-Pleopeltis angusta* e *Polypodium fraxinifolium*. Esporos de *Lycopodiella cernua*, *Polypodium ptilodon* e *Trichipteris phalerata* não foram encontrados em solo superficial, mas houve aumento de porcentagem com o aumento da profundidade.

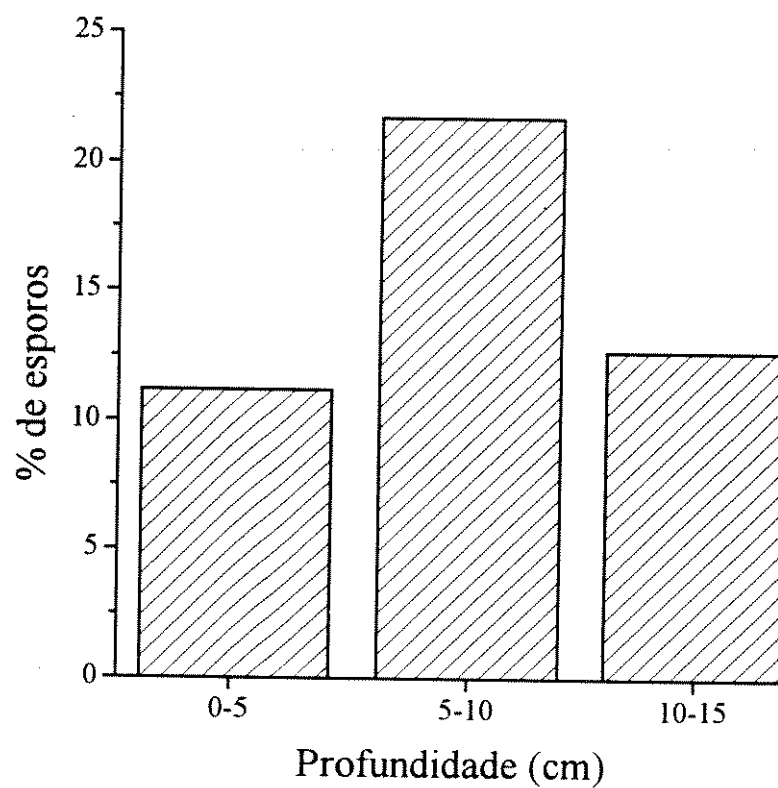


Figura 4.1- Análise dos esporos de pteridófitas em relação ao número total de grãos (pólen + esporos) do solo da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. Solo coletado em 3 profundidades: 0-5, 5-10 e 10-15cm.

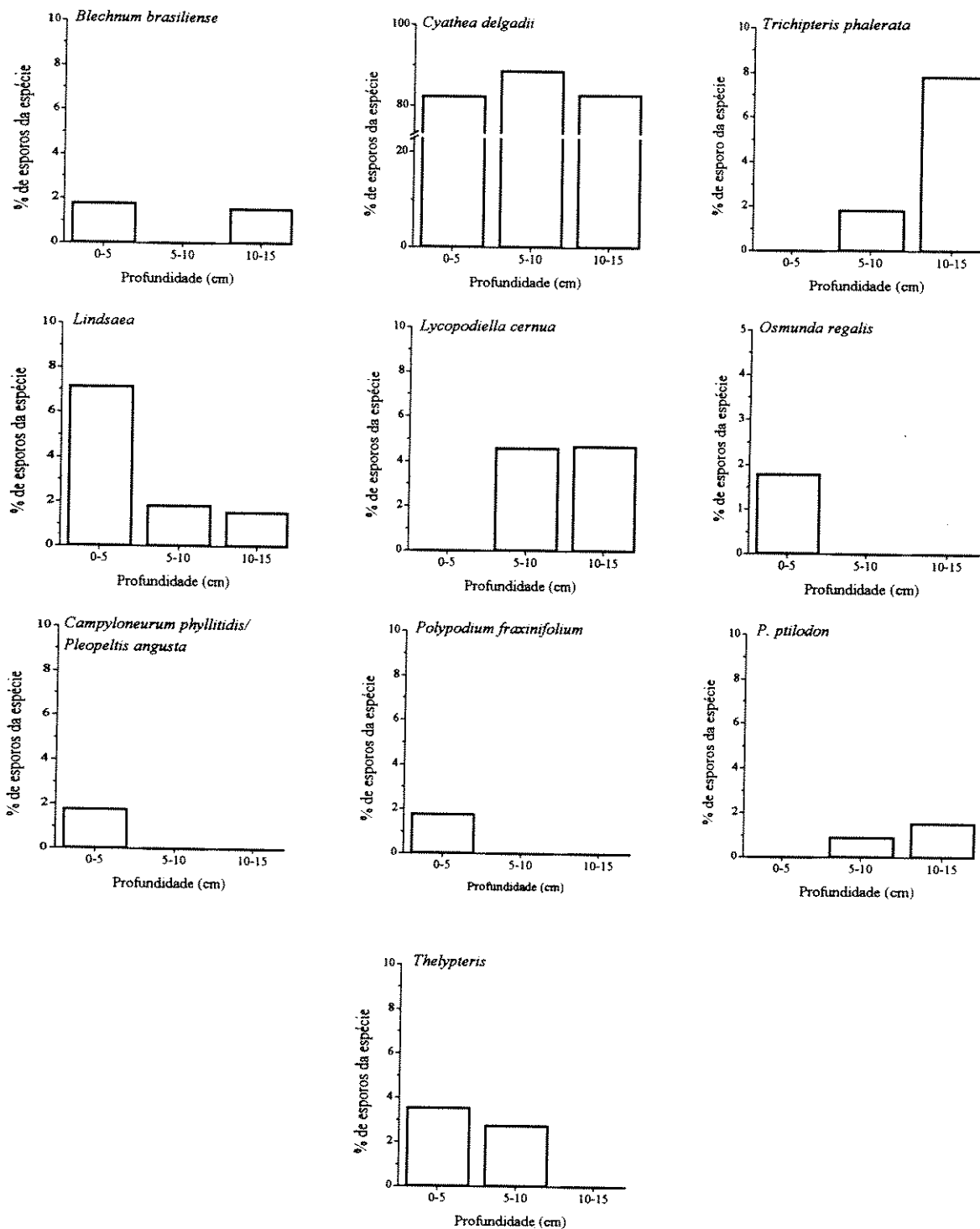


Figura 4.2- Porcentagem de esporos de cada espécie (ou tipo) de pteridófitas em relação ao número total de esporos de pteridófitas no banco de solos da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

## 5 - ESPOROS DE *Cyathea delgadii* STERNB.: GERMINAÇÃO E SUBSTÂNCIAS DE RESERVA

### 5.1 - MATERIAL E MÉTODOS

Fronde férteis de *Cyathea delgadii* Sternb. foram colocadas para secar sobre papel absorvente, em temperatura ambiente, até a abertura dos esporângios. Os esporos foram separados por filtragem através de uma camada de tecido para limpeza de lente (RANDI, 1987). Os esporos foram armazenados de cinco modos:

- a - em frasco de vidro vedado, sob escuro a 12°C ou 25°C;
- b - em frasco de vidro, fechado com gaze, em dessecador a 25°C, sob luz e escuro ou em dessecador a 12°C sob escuro;
- c - em disco de fibra de vidro colocado sobre uma camada de 15ml de ágar 1,2% (em solução nutritiva, item 5.1.1) em placas de Petri de 5cm de diâmetro mantidas no escuro a 25°C e 12°C. Cada disco continha 100mg de esporos. Para manter os esporos úmidos durante o armazenamento, foram testados fibra de vidro, papel de filtro, celulose, acetato e náilon sobre ágar (1,2%) com água e com solução nutritiva. O material foi umedecido com algumas gotas de água.
- d - em tubo de ensaio mantido imerso em nitrogênio líquido por 12h e retornando à temperatura de 25°C. A transferência foi feita diretamente para 25°C constante (transferência rápida) ou passando para -12°C, 12°C e então 25°C (transferência lenta). Os tubos permaneceram por 2h em cada temperatura.
- e - em sacos de náilon (com poros de 20µm de diâmetro) de 5 X 5 cm. Em cada saco foram colocados cerca de 300mg de esporos. Os sacos foram enterrados a 5cm de profundidade em 5 pontos da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu: no campo cerrado, no cerrado senso restrito, na mata ciliar, no brejo e no local perturbado entre mata e cerrado (ver Figura 2.1).

Foi feita uma estimativa do número de esporos por folha (fronde) de *C. delgadii* (Figura 5.1). Foram amostradas 5 folhas provenientes de 5 plantas. Para contar o número de pínulas por pina, foram amostrados 25 pares de pinas das regiões basal, mediana e apical das folhas. Devido à variação do número de soros por pínulas, estes foram contados em 25 pares de pínulas das regiões basal, mediana e apical das pinas. O número de esporângios foi contado em 100 soros (20 soros de cada uma das 5 folhas amostradas). Para a contagem dos esporos, os esporângios (fechados) foram colocados sobre uma lâmina de microscópio, adicionando-se uma gota de glicerina. Foi então

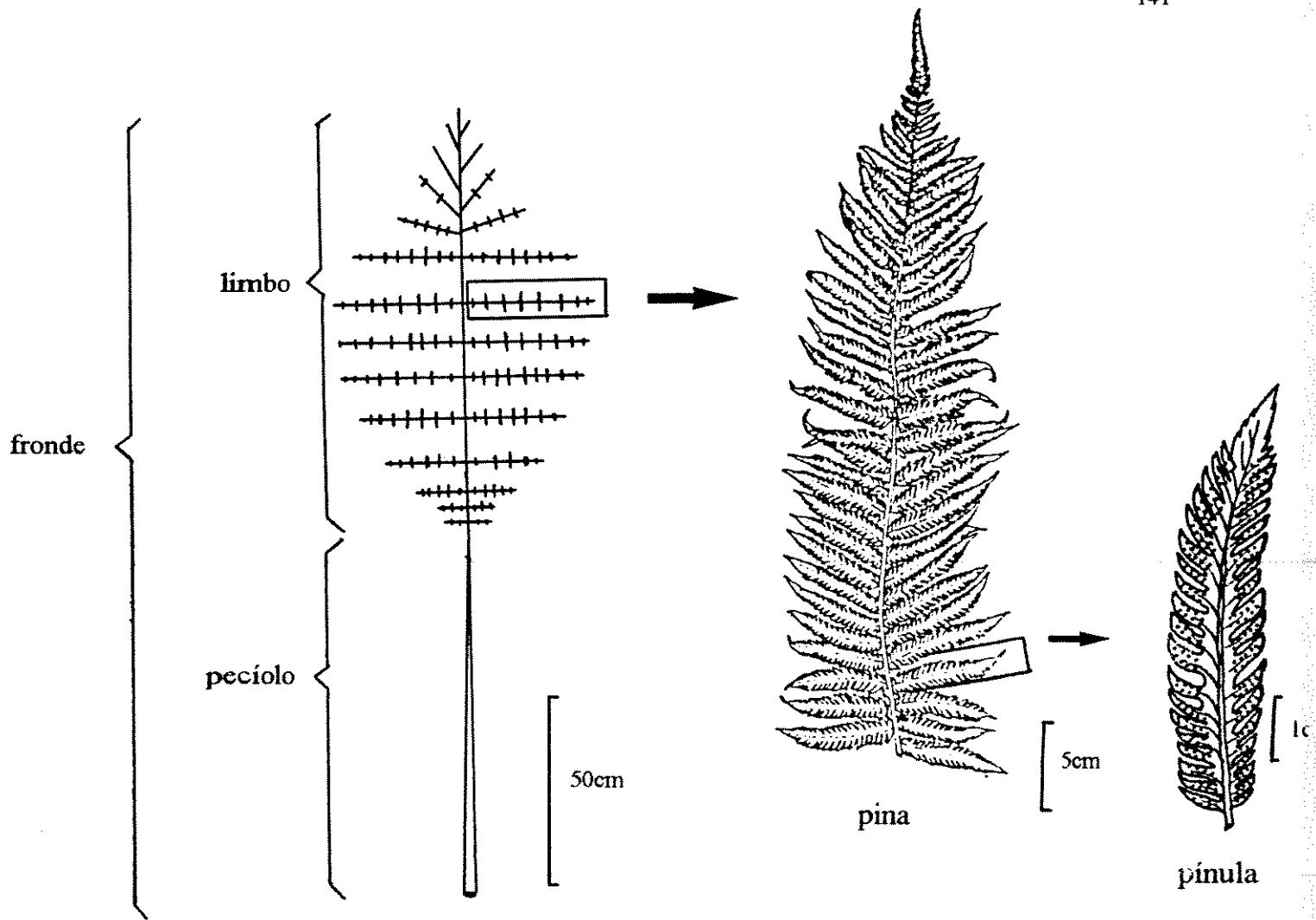


Figura 5.1- Esquema de uma fronde fértil de *Cyathea delgadii*.



depositada uma lamínula, que foi levemente pressionada com os dedos, de modo a romper o esporângio. Os esporos liberados foram contados com o auxílio de microscópio (aumento de 100 vezes). Foram amostrados 10 esporângios por soro, de 3 soros de 3 folhas diferentes.

Todo o material utilizado (vidraria, água e soluções) foi esterilizado por autoclavagem durante 40 minutos (121°C e 1,2atm). O material plástico que não pode ser autoclavado, foi mantido em álcool 70% por um período mínimo de 48h. Os experimentos foram montados em câmara de fluxo laminar.

### 5.1.1 - Meio líquido e meio sólido

Os experimentos de germinação foram montados em meio de Mohr (1956) modificado por Dyer (*in* DYER, 1979b), conforme segue:

MgSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	510mg.l <sup>-1</sup>
KNO <sub>3</sub>	120mg.l <sup>-1</sup>
Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> .4H <sub>2</sub> O	1440mg.l <sup>-1</sup>
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	250mg.l <sup>-1</sup>
Solução de ferro	1ml.l <sup>-1</sup>

A solução de ferro foi adicionada ao meio somente no momento do ensaio. Esta solução foi preparada com 33,2g de Na<sub>2</sub>EDTA, 3,65g de NaOH e 25g de FeSO<sub>4</sub>.7H<sub>2</sub>O para um litro de água destilada. Os esporos foram colocados para germinar na solução acima (meio líquido) ou em uma mistura dessa mesma solução com ágar (meio sólido a 1,2%).

Quando foi utilizado o meio líquido, os esporos foram esterilizados em hipoclorito de cálcio (0,5%) por 2 minutos. Após a lavagem em água estéril (destilada e autoclavada), foram filtrados a vácuo em papel de filtro, deixando-se passar ar até os esporos secarem por completo (ESTEVEZ, 1984).

A viabilidade dos esporos foi avaliada através do teste de germinação. Para a germinação em meio líquido, 15mg de esporos foram semeados em Erlenmeyer (3 por teste) de 125ml contendo 25ml de meio. Os frascos permaneceram em câmara de crescimento à temperatura constante de 25°C. Em tratamento de luz, foram utilizadas duas lâmpadas fluorescentes brancas (36µmol.s<sup>-1</sup>.m<sup>-2</sup> na altura dos frascos) e o escuro foi simulado com o envolvimento do Erlenmeyer em dois sacos de plástico preto. A avaliação diária da germinação foi feita através de contagem de 100 esporos por lâmina, sendo que para cada tratamento foram montadas 6 lâminas (2 por Erlenmeyer). Os experimentos foram encerrados quando ocorreu a estabilização da curva de germinação.

A estabilização foi considerada quando três valores sucessivos foram estatisticamente iguais.

Nos experimentos de germinação em meio sólido, os testes foram conduzidos com três repetições. Cada repetição (50mg de esporos) foi amostrada por duas placas de Petri. Em cada placa foram colocados 10 pontos com esporos. Portanto, todos os resultados são valores médios de 60 pontos diferentes. As culturas foram mantidas em câmara de germinação. Luz artificial foi fornecida por lâmpadas fluorescentes ( $150\mu\text{mol.s}^{-1}.\text{m}^{-2}$ ) e a temperatura foi de  $25^{\circ}\text{C}$ . Observações foram feitas com microscópio estereoscópico (aumento de 100 vezes) 1 ou 2 semanas depois da montagem. A porcentagem de germinação foi obtida por observação de 100 esporos de cada placa de Petri. Em um teste preliminar, concentrações diferentes de ágar foram testadas (0,5; 0,8; 1,0; 1,2%). A concentração 1,2% foi considerada ideal para os experimentos a  $25^{\circ}\text{C}$ .

Para esporos utilizados para germinação em ágar, vários modos de esterilização foram testados: lavagem sucessiva com ou sem hipoclorito de sódio; hipoclorito de sódio; hipoclorito de cálcio (com ou sem nistatina) e pré-incubação seguida de filtração. Nos experimentos com lavagens sucessivas, 50mg de esporos foram colocados em tubos plásticos com 2,0ml de água estéril. Os tubos foram agitados em agitador magnético por dois minutos e centrifugados por 5 minutos a  $1250xg$ . O sobrenadante foi removido com micropipeta e as lavagens foram repetidas. Quando hipoclorito de sódio a 0,1% era adicionado por 2 minutos, foram feitas 5, 10 e 15 lavagens. Hipoclorito de sódio e de cálcio foram testados isoladamente nas concentrações de 0,5; 1,0; 3,0 e 5,0%. Os esporos permaneceram cerca de 7 minutos (homogeneização e centrifugação) nas soluções testes, sendo lavados por 5 vezes. Nistatina ( $100\text{U}.\text{ml}^{-1}$ ) foi adicionada à solução nutritiva e ágar (1,2%); neste caso, os esporos foram previamente esterilizados com hipoclorito de cálcio a 0,5% e lavados 5 vezes. Na pré-incubação, os esporos foram postos para embeber, porém sem serem induzidos para a germinação, para que os contaminantes germinassem e se tornassem mais susceptíveis ao hipoclorito (DYER, 1983). Os esporos foram mantidos em tubos plásticos com água estéril no escuro a  $25^{\circ}\text{C}$ , pois os esporos de *C. delgadii* são fotoblásticos positivos (SIMABUKURO, 1991). Foram testados 3 e 5 dias de incubação. Após este período, a rede de hifas dos fungos foi separada com TWEEN 20 ( $100\mu\text{l}$  da solução preparada com duas gotas de TWEEN 20 em 100ml de água destilada) e agitação. O material foi filtrado em dois filtros de náilon. No primeiro deles, com poros com  $64\mu\text{m}$  de diâmetro, as redes das hifas foram retidas. Os esporos livres de *C. delgadii* foram coletados num segundo filtro com  $20\mu\text{m}$  de diâmetro. Esporos de fungos e bactérias, como também hifas soltas, puderam passar livremente pelos filtros. O

segundo filtro foi imerso em hipoclorito de sódio (0,5%) por 30 segundos. Imediatamente após a esterilização, os esporos foram lavados por imersão em água estéril e filtragem com água corrente. Os esporos foram coletados após: a) pré-incubação, b) após a primeira lavagem, c) após esterilização e d) após segunda lavagem. Outro experimento de pré-incubação (a 25°C por 5 dias no escuro) foi conduzido com a pré-lavagem dos esporos (5 vezes), seguida por filtragem após pré-incubação e uso de nistatina após a esterilização. Os esporos foram filtrados como já descrito, sendo esterilizados com hipoclorito de sódio (1,0%) por 0,5 e 5,0 minutos, seguidos por dois processos de lavagem. Os esporos foram coletados após a pré-incubação (com e sem lavagem), após a primeira lavagem e após a esterilização com segunda lavagem.

### 5.1.2 - Germinação sobre terra de diferentes procedências

Foram coletadas amostras de terra de campo cerrado, cerrado senso restrito, mata ciliar, brejo e local perturbado entre mata e cerrado; a análise química destas terra é apresentada na Tabela 5.1. Nos mesmos locais onde foram coletadas as amostras de solo, foi medida a intensidade luminosa na altura do solo e a 1m de altura, com o uso de um medidor de energia solar (PIR) e um medidor de radiação fotossinteticamente ativa (PAR) da marca SKYE. Os dados são mostrados na Tabela 5.2.

Uma camada de terra foi depositada em placa de Petri (5cm de diâmetro) sobre uma fina camada de areia; as placas foram esterilizadas por autoclavagem (40 minutos a 121°C e 1,2atm). Esporos de *C. delgadoi* esterilizados (hipoclorito de cálcio a 0,5% por 2min) foram depositados sobre as terras que foram umedecidas com água estéril e as placas seladas com parafilme. Foram montados três placas de Petri para cada tratamento. Estas foram mantidas a 25°C constante sob luz contínua. A germinação foi avaliada após 7 dias. Para a preparação de lâminas, uma camada superficial de terra foi retirada e água foi adicionada para os esporos flutuarem; os esporos foram coletados com pipeta de Pasteur. As observações foram feitas sob microscópio estereoscópico. Foram contados 100 esporos por lâminas em 6 lâminas por tratamento.

Em outros experimentos, o ensaio de germinação foi feito com o líquido extraído dessas terras. Assim, o equivalente a 50ml de cada terra foi medido em Erlenmeyer de 400ml de capacidade e o material foi autoclavado por 40min (121°C e 1,2atm) e, a seguir, foram adicionados 100ml de água estéril. O recipiente contendo esta mistura foi vedado com parafilme e transferido para câmara a 25°C constante sob luz contínua, onde permaneceu por 7 dias. A mistura foi filtrada em papel de filtro esterilizado e o filtrado foi distribuído em Erlenmeyers de 125 ml de capacidade (25ml em cada uma das 3 repetições). Em todos os tratamentos (incluindo controle com água

Tabela 5.1- Análise química das terras coletadas na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu (SP) feita pela Seção de Fertilidade do Solo e Nutrição de plantas do Instituto Agronômico de Campinas. 1- campo cerrado; 2- cerrado senso restrito; 3- mata ciliar; 4- brejo; 5- área perturbada.

Amostra	Fósforo	MO	IA	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	H <sup>+</sup> +Al <sup>3+</sup>	SB	CTC	V
	(μg.cm <sup>-3</sup> )	(%)	(pHCaCl <sub>2</sub> )	(meq . 100 cm <sup>-3</sup> )						(%)
1	4	1,8	3,9	0,06	0,4	0,2	5,8	0,7	6,5	10
2	6	6,2	3,5	0,10	0,4	0,2	9,9	0,7	10,6	7
3	13	6,8	3,4	0,12	0,6	0,3	11,0	1,0	12,0	8
4	14	9,4	4,0	0,19	0,7	0,3	13,5	1,2	14,7	8
5	14	8,4	3,4	0,15	0,3	0,1	12,3	0,5	12,8	4

Onde:

Fósforo = P<sub>resina</sub>

MO = matéria

IA = índice de acidez

H<sup>+</sup> + Al<sup>3+</sup> = acidez potencial

SB = soma de bases (Ca<sup>2+</sup> + Mg<sup>2+</sup> + K<sup>+</sup>)

V = saturação em bases (SB . CTC<sup>-1</sup> . 100)

Tabela 5.2- Porcentagem da intensidade luminosa filtrada pela vegetação ao nível do solo e a um metro de altura.

Local	PAR		PIR	
	(μmol . m <sup>-2</sup> . s <sup>-1</sup> )		(Watts . m <sup>-2</sup> )	
	1 metro	solo	1 metro	solo
campo cerrado	88,7	94,2	75,8	91,5
cerrado	33,3	82,0	81,9	82,4
mata ciliar	98,9	99,0	96,3	96,7
brejo	-	93,5	-	91,7
área perturbada	57,6	98,3	63,5	97,5

estéril) foi adicionada nistatina ( $100\text{U}\cdot\text{ml}^{-1}$ ). Os esporos, esterilizados com hipoclorito de cálcio (0,5% por 2 min) foram distribuídos sobre as soluções e a germinação final foi observada 14 dias após o início do experimento (germinação estabilizada). Medidas de pH foram feitas antes da adição dos esporos e no final do experimento.

### 5.1.3- Armazenamento e viabilidade dos esporos: carboidratos, lipídios e proteínas

Os esporos recém-coletados foram colocados para germinar em meio líquido sob luz e/ou escuro constantes a  $25^{\circ}\text{C}$ . As extrações para carboidratos, lipídios e proteínas nestes esporos foram feitas nos dias zero e dez da curva de germinação. Os esporos armazenados em frasco de vidro vedado e no escuro a  $12^{\circ}\text{C}$  por 0, 2, 7, 9, 13, 19, 23, 26, 30, 31 e 32 meses foram colocados para germinar da maneira já descrita, mas a extração foi feita nos esporos apenas no dia zero (antes da embebição). Os esporos armazenados em sacos plásticos por 24 meses também foram postos para germinar e a extração foi feita no dia zero da germinação. Os esporos enterrados foram coletados, colocados para germinar e analisados após 1 e 6 meses do início do armazenamento.

Para cada extração, foram utilizadas 3 amostras de 100mg de esporos.

A metodologia de extração e dosagens utilizadas para açúcares solúveis totais e amido foi a descrita em RANDI (1987), que a autora adaptou seguindo os métodos de McCREADY *et al.* (1950), BIELESKI & TURNER (1966) e SHANNON (1968).

As amostras de 100mg de esporos foram maceradas com 15ml de éter dietílico em homogeneizador de vidro, para extrair e eliminar os lipídios. O material foi centrifugado durante 10min a  $378\times g$  e o sobrenadante descartado. Ao resíduo, foi adicionado MCA (metanol:clorofórmio:água, na proporção de 12:5:3 - v/v) e então centrifugado a  $762\times g$  por 10min. Esta etapa foi repetida por duas vezes. Os precipitados foram guardados para extrações de polissacarídeos e amido. Do sobrenadante (extrato de MCA), 4,0ml foram colocados em tubos de ensaio e adicionados 1,5ml de água destilada e 1,0ml de clorofórmio. Os tubos foram agitados e guardados durante uma noite, período no qual a solução se separa em duas fases: a superior contendo metanol e água (onde estão presentes os açúcares solúveis) e a inferior, formada pelo clorofórmio (contendo lipídios e pigmentos). A fase superior foi reservada para dosagem e a inferior descartada.

Os resíduos da extração com MCA foram, a seguir, submetidos a extração por duas vezes com 6,0ml de etanol 10%. Os sobrenadantes foram vertidos após centrifugação por 10min a  $762g$  e guardados para a dosagem de polissacarídeos solúveis

em água. O amido foi extraído a partir dos precipitados, utilizando-se ácido perclórico a 30%. Foram feitas duas extrações com 6,0ml do ácido.

Os açúcares solúveis totais foram dosados nas frações de MCA e etanol 10%, utilizando-se o reagente antrona, segundo McCREADY *et al.* (1950). Para prepará-lo, foram dissolvidos 200mg de antrona (SIGMA) em 100ml de ácido sulfúrico 95%. As dosagens foram feitas em triplicata. Para alíquotas de 1ml dos extratos foram adicionados 2ml do reagente. Os tubos de ensaio contendo a mistura foram agitados e aquecidos em banho-maria a 100°C, durante 5min. Em seguida, foram feitas leituras de absorvância em espectrofotômetro a 620nm. Os valores finais foram obtidos a partir de uma reta-padrão, onde foram utilizadas 10 a 100µg de glicose.

A dosagem de amido foi feita nas frações de ácido perclórico. Assim como para os açúcares solúveis, foram utilizados o reagente antrona e os valores obtidos a partir de uma reta-padrão, onde foram utilizadas 10 a 100µg de glicose. Foram feitas três repetições por amostra e as absorvâncias lidas em espectrofotômetro a 620nm. Os valores encontrados foram multiplicados pelo fator 0,9 para a conversão a amido, segundo McCREADY *et al.* (1950).

Para a análise qualitativa dos carboidratos. Foram utilizados esporos armazenados em frascos de vidro por 0, 9, 24, 36 e 48 meses. Neste caso, 300mg de esporos foram homogeneizados em homogeneizador de vidro de 12ml de capacidade com hexano. Os lipídios presentes nos esporos foram extraídos sucessivamente com hexano através de centrifugação (604,8xg) e descarte do sobrenadante. O precipitado foi submetido à extração de açúcares solúveis redutores e totais foi feita com etanol 80%, a 75°C por 15 minutos. A mistura foi centrifugada (604,8xg, por 15min); o sobrenadante foi reservado e o precipitado sofreu re-extração por mais duas vezes. Os sobrenadantes das extrações foram juntados e concentrados em evaporador rotatório a vácuo (35°C). O material foi ressuspensionado em água destilada (3ml). A dosagem de açúcares solúveis totais foi feita pelo método de fenol-sulfúrico (DUBOIS *et al.*, 1956). Em alíquotas de 0,5ml de amostra foram adicionados 0,5ml de fenol 5%, seguidos de 2,5ml de ácido sulfúrico concentrado. Após um período mínimo de 30min, foram feitas leituras de absorvância a 490nm. Os conteúdos foram calculados a partir de uma reta-padrão, utilizando-se de 10 a 100µg de glicose. A dosagem de açúcares redutores foi feita segundo NELSON (1944). Para alíquotas de 50 ou 100µl da amostra, o volume foi completado com água para 1ml e foi adicionado 1ml de reativo de Somogyi. Os tubos foram agitados e aquecidos em banho-maria a 100°C, durante 15min. Em seguida, foram adicionados 1ml de reativo de Nelson e 2ml de água destilada. A leitura foi feita em espectrofotômetro, em absorvância a 520nm. Para cada amostra foram feitas três

repetições. Os valores foram obtidos a partir de reta-padrão, utilizando-se de 10 a 100 $\mu$ g de glicose. Todas as dosagens foram feitas em triplicatas.

A análise qualitativa dos carboidratos foi feita através de cromatografia descendente em papel Whatman N<sup>o</sup>1. Foram aplicadas quantidades equivalentes a 100 $\mu$ g de açúcares redutores presentes nos extratos. O sistema de solvente utilizado foi acetato de etila:ácido acético:piridina:água (60:15:15:10 - v/v/v/v), descrito por JARVIS & DUNCAN (1974). A revelação, modificado de TREVELYAN *et al.* (1950), foi feita com solução de nitrato de prata (1ml de solução saturada de AgNO<sub>3</sub> em 200ml de acetona) e seguido de solução de hidróxido de sódio (5ml de NaOH 10N em 100ml de etanol). Posteriormente, o cromatograma passou por uma solução de tiosulfato de sódio 5%. O papel foi lavado com água destilada e seco em capela. Alguns resultados foram confirmados através de revelação específica para frutose e revelação com ftalato de anilina. No primeiro caso, utilizou-se o método descrito por WISE *et al.* (1955) com solução de n-butanol (98,8ml n-butanol + 20ml H<sub>2</sub>O), que, dissolvida (94,4ml solução estoque + 5,6ml de ácido orto-fosfórico) foi adicionada à solução de uréia (3g uréia + 5ml etanol). O cromatograma seco foi mergulhado na solução para revelação e mantido em estufa por 5 minutos à temperatura de 105°C.

Lipídios livres totais foram extraídos e dosados gravimetricamente segundo GEMMICH (1977). Os esporos foram macerados em homogeneizador de vidro (7ml), durante 20 minutos, utilizando-se como solvente hexano. Inicialmente foram utilizados cerca de 4ml de hexano, sendo o volume completado em tubo de ensaio graduado para 15ml de extrato. Os tubos foram vedados com filme transparente de PVC e centrifugados por 10min a 378xg. O sobrenadante foi vertido em balão de vidro (25-50ml) com bocal esmerilhado, de peso previamente conhecido em balança analítica (com precisão de 5 casas decimais). O solvente foi evaporado em evaporador rotatório a vácuo, em temperatura de 55-60°C. Após a evaporação, os balões permaneceram em estufa com circulação de ar à temperatura ambiente e foram efetuadas pesagens até a estabilização dos valores. A porcentagem de lipídios foi calculada através da diferença gravimétrica entre balões contendo ou não lipídios.

Para extração e dosagem de proteínas solúveis foi utilizado o método de BRADFORD (1976). Três amostras de 100mg de esporos foram maceradas em homogeneizador de vidro (7ml), durante 20 minutos, utilizando-se como solvente éter dietílico a fim de remover lipídios. Em tubos graduados, o volume foi completado para 15ml de extrato. Em seguida, foram vedados com filme transparente de PVC e centrifugados por 10 minutos a 378xg. O sobrenadante foi descartado e o precipitado utilizado na extração de proteínas com hidróxido de sódio (NaOH) 0,1N. A extração foi



feita por três vezes com um volume de 5ml de hidróxido de sódio. Para a precipitação das proteínas, uma alíquota foi tratada com igual volume de ácido tricloroacético 10% (TCA). Centrifugou-se por 10 min, a 762xg. O sobrenadante foi descartado e as proteínas foram ressuspensas com 1ml de NaOH 0,1N. Alíquotas de 0,1ml foram adicionadas a 5ml de reagente. Foram feitas três repetições para cada amostra. Após dois minutos, foi realizada a leitura em espectrofotômetro a 595nm. Foi utilizado o Coomassie-Brilliant Blue G-250 N<sup>o</sup>B-1131 (SIGMA) como reagente. Foram dissolvidos 100mg em 50ml de etanol 95%, sendo acrescentados a esta solução, 100ml de ácido ortofosfórico 85%. O volume final de 1 litro foi completado com água destilada. Os cálculos de proteínas foram feitos a partir de valores de absorbância obtidos na reta-padrão. Nesta foram utilizadas concentrações de 10 a 100µg de proteína (soroalbumina bovina - BSA - FRAÇÃO V - SIGMA), em um volume de 0,1 ml de água.

Foi também verificado se os lipídios se distribuem ou não em glóbulos nos esporos. Para tanto foram examinados esporos de *C. delgadii* recém-coletados ou armazenados em frascos de vidro vedados e mantidos no escuro a 12°C por 2, 10, 16, 19, 25, 28, 34, 44 e 47 meses. Cerca de 15mg de esporos foram pulverizados sobre 25ml de água. Com a parte superior da pipeta Pasteur, esporos foram coletados e transferidos para lâmina. Para cada material, 6 lâminas foram montadas. Em cada lâmina, foram analisados 100 esporos. Os esporos foram observados em microscópio, com o aumento de 100 vezes.

#### 5.1.4. - Análise estatística

Para a estimativa do número de esporos, soros, pínulas e pinas de *C. delgadii* por fronde, foram calculados a média aritmética e o desvio padrão da média de acordo com SNEDECOR (1962).

Os dados de porcentagem de germinação foram transformados em valor angular (= arco seno√p, sendo p a proporção de esporos germinados) antes do tratamento estatístico.

Para a análise dos experimentos de esterilização, as contagens de germinação e os dados de carboidratos, lipídios e proteínas foi feita a análise de variância simples (DMS 5%, pelo teste de Tukey). A comparação entre dois tratamentos foi feita através do teste t de Student (SNEDECOR, 1962).

## 5.2- RESULTADOS

### 5.2.1- Número de esporos

Na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, os esporos de *C. delgadii* são produzidos em grande quantidade em folhas monomórficas durante todo o ano. As frondes apresentaram tamanho variado. O limbo apresentou  $129,0 \pm 19,5$  cm ( $\bar{x} \pm e.p.$ ) de comprimento e  $85,8 \pm 8,1$  cm de largura e, o pecíolo  $82,9 \pm 26,6$  cm de comprimento; portanto em termos de comprimento, a relação limbo:pecíolo foi de 1,56.

As frondes apresentaram um gradiente de tamanho das pinas e pínulas, que são maiores na região mediana diminuindo em direção à base e ao ápice (Figura 5.1). Da mesma forma, observou-se maior produção de soros nas pínulas da região mediana (Tabela 5.3). Se a fronde e as pinas forem subdivididas em 3 partes (basal, mediana e apical) e considerando os valores médios, estimou-se que uma fronde fértil produziu o mínimo de 269 milhões de esporos.

### 5.2.2- Esterilização para armazenamento de esporos em ágar

Os contaminantes aderidos a superfície dos esporos não interferem no armazenamento a seco. Em condições de alta umidade, no entanto, a viabilidade pode ser alterada pelos fungos e/ou pelas bactérias. Devido a maior contaminação, é necessário a esterilização dos esporos recém-colhidos antes do armazenamento em ágar.

Pela Tabela 5.4 vê-se que com lavagens sucessivas houve pouca contaminação por fungo, mas foi alta a contaminação por bactéria. Com a adição de hipoclorito de sódio a 0,1% houve diminuição da contaminação por bactéria e aumentou a por fungo. O aumento do número de lavagens de 5 para 15 vezes teve pouco efeito.

Hipoclorito de sódio mostrou-se mais efetivo que hipoclorito de cálcio para a esterilização em concentrações superiores a 1,0%. A concentração de 0,5% não teve efeito. Observou-se redução da contaminação por fungos com o aumento da concentração de hipoclorito de sódio; o hipoclorito de cálcio não teve efeito (Tabela 5.5). Após o tratamento com hipoclorito de sódio a 3 e 5%, a água de lavagem apresentou coloração amarela. Aparentemente, estas concentrações foram muito fortes, suficientes para alterar a permeabilidade da membrana dos esporos de *C. delgadii*. Notou-se também a redução da germinação final com o aumento da concentração do hipoclorito de sódio. Este efeito inibidor na germinação não foi observado com hipoclorito de cálcio (Tabela 5.5). Não houve eliminação da contaminação por fungo ou bactéria com o aumento da concentração de hipoclorito de cálcio até 15% (dados não apresentados). Devido a sua baixa solubilidade em água, não foram testadas concentrações superiores a

Tabela 5.3- Número de esporos, esporângios e soros em frondes de *Cyathea delgadii*.

Parâmetro observado		$\bar{X} \pm e.p.$ (número)
esporos por esporângios		52,2 $\pm$ 5,2
esporângios por soro		24,0 $\pm$ 1,2
soro por pínula	basal	188,2 $\pm$ 59,3
	mediana	278,3 $\pm$ 54,7
	ápice	12,0 $\pm$ 0,8
pínula por pina	basal	31,6 $\pm$ 5,3
	mediana	40,5 $\pm$ 7,0
	ápice	47,4 $\pm$ 7,0
pinas por folha		48,4 $\pm$ 3,8

Tabela 5.4- Efeito do hipoclorito de sódio (0,1%, por 2 minutos) na esterilização de esporos de *Cyathea delgadii* com posterior lavagens sucessivas com água. Esporos colocados para embeber em água temperatura de 25°C constante; resultados verificados após 7 dias.

Tratamento	Número de lavagens	Contaminação (%)	
		bactéria	fungo
sem hipoclorito de sódio	5	89,3	5,0
	10	100,0	5,0
	15	100,0	1,7
com hipoclorito de sódio	5	20,0	85,0
	10	16,7	95,0
	15	36,7	76,7

Tabela 5.5- Efeito do hipoclorito de sódio e de cálcio na esterilização dos esporos de *Cyathea delgadii* durante a germinação sobre ágar. Observações feitas após 7 dias sob luz contínua, a 25°C.

Concentração na solução (%)	Contaminação por fungos (%)		Germinação de <i>Cyathea delgadii</i> (%)	
	Hip. cálcio	Hip. sódio	Hip. cálcio	Hip. sódio
0,5	100,0	100,0	52,3	51,0
1,0	100,0	78,3	52,8	38,2
3,0	98,0	40,0	48,8	3,2
5,0	96,7	3,3	58,2	0,0

15%, pois houve resíduo do hipoclorito de cálcio aderido ao esporo. Portanto, hipoclorito de cálcio, por si só, não foi eficiente para esterilizar esporos a serem armazenados em alta umidade. Com hipoclorito de sódio, foi mostrado que concentrações a partir de 1% promovem redução da germinação. Desta forma, o uso deste produto deve ser restrito a 1% por período inferior a 7 minutos.

A nistatina adicionada ao ágar foi efetiva na redução tanto da contaminação fúngica como por bactérias, sem interferir na germinação final (Tabela 5.6), quando os esporos foram tratados com hipoclorito de cálcio a 0,5% (que como mostrou a Tabela 5.5 não tinha afetado a contaminação dos esporos).

Em experimentos preliminares de pré-incubação foi mostrado que um mínimo de 5 dias foram necessários para a germinação e desenvolvimento dos contaminantes. Experimentos de pré-incubação e hipoclorito de sódio 1% foram acompanhados por lavagem dos esporos de *C. delgadii* em água por 5 vezes. No caso de pré-incubação a lavagem foi feita antes ou antes e após a pré-incubação. Os dados estão na Tabela 5.7. Neste experimento não houve contaminação por fungo (contaminação 0 em todos os tratamentos). Assim a pré-incubação foi efetiva em reduzir contaminação por fungo. A contaminação por bactérias foi reduzida quando o tratamento de pré-incubação foi precedido de lavagem por água, assim como quando os esporos foram lavados antes e após a pré-incubação. Com a lavagem prévia, a contaminação por bactéria foi reduzida em esporos tratados por hipoclorito de sódio por 0,5 ou 5 minutos. Entretanto, o uso de hipoclorito de sódio 1% por 5 minutos reduziu a germinação dos esporos de *C. delgadii* (Tabela 5.7).

Em relação ao substrato, foi observada a germinação dos esporos sobre um disco depositado sobre ágar 1,2% (com água ou solução nutritiva). O disco utilizados foram de fibra de vidro, celulose, acetato ou náilon. A germinação foi mais alta em disco de fibra de vidro e celulose quando comparada com disco de acetato e náilon (Tabela 5.8). Após 14 dias a 25°C e sob luz contínua apenas os discos de fibra de vidro e celulose apresentaram-se úmidos. Os gametófitos sobre acetato, após um mês, apresentaram-se anômalos.

### 5.2.3- Armazenamento e viabilidade

Os esporos recém-coletados apresentaram porcentagem alta de germinação em meio líquido apenas sob luz, atingindo valor máximo no sétimo dia (Figura 5.2). Nunca ocorreu germinação sob escuro. A germinação ocorreu tanto em água quanto em solução nutritiva em meio líquido e meio sólido, sendo mais lenta sobre meio sólido (Figura 5.3).

Tabela 5.6- Efeito da nistatina ( $100\text{U}\cdot\text{ml}^{-1}$ ) adicionada ao ágar sobre a contaminação de esporos de *Cyathea delgadii* por fungos e bactérias tratados com hipoclorito de cálcio (0,5%) e na germinação de *Cyathea delgadii*.  
Observação feita após 7 dias.

Tratamento	Contaminação (%)		Germinação de <i>Cyathea delgadii</i> (%)
	Fungo	Bactéria	
sem nistatina	86,0	100,0	57,8
com nistatina	18,3	48,3	52,7

Tabela 5.7- Efeito da lavagem antes e depois do tratamento de pré-incubação e tratamento com hipoclorito de sódio a 1% na contaminação por bactéria e germinação dos esporos de *Cyathea delgadii*. Resultados obtidos após 7 dias de pré-incubação.

Tratamento		Contaminação	Germinação
		Bactéria (%)	<i>C. delgadii</i> (%)
Só pré-incubação		100,0	31,5
Pré-incubação e lavagem posterior		83,3	23,8
Pré-incubação, lavagem posterior e hipoclorito de sódio	0,5min	63,3	31,5
	5,0min	56,7	0,0
Lavagem, pré-incubação		52,0	30,7
Lavagem, pré-incubação e lavagem posterior		21,7	35,7
Lavagem, pré-incubação, lavagem posterior e hipoclorito de sódio	0,5min	30,0	31,7
	5,0min	0,0	17,0



Tabela 5.8- Germinação de esporos de *Cyathea delgadii* depositados em discos de substratos diferentes sobre ágar a 1,2%.  
 Ágar preparado com água ou solução nutritiva.

Substrato (disco)	Ágar 1,2%	Germinação (%)	
		dia 7	dia 14
Controle (sem disco)	água	48,0	53,0
	solução nutritiva	50,5	55,5
Fibra de vidro	água	30,0	51,5
	solução nutritiva	32,0	58,5
Celulose	água	16,0	53,0
	solução nutritiva	22,0	62,0
Náilon	água	27,0	48,0
	solução nutritiva	22,5	54,5
Acetato	água	2,0	22,5
	solução nutritiva	0,5	49,5

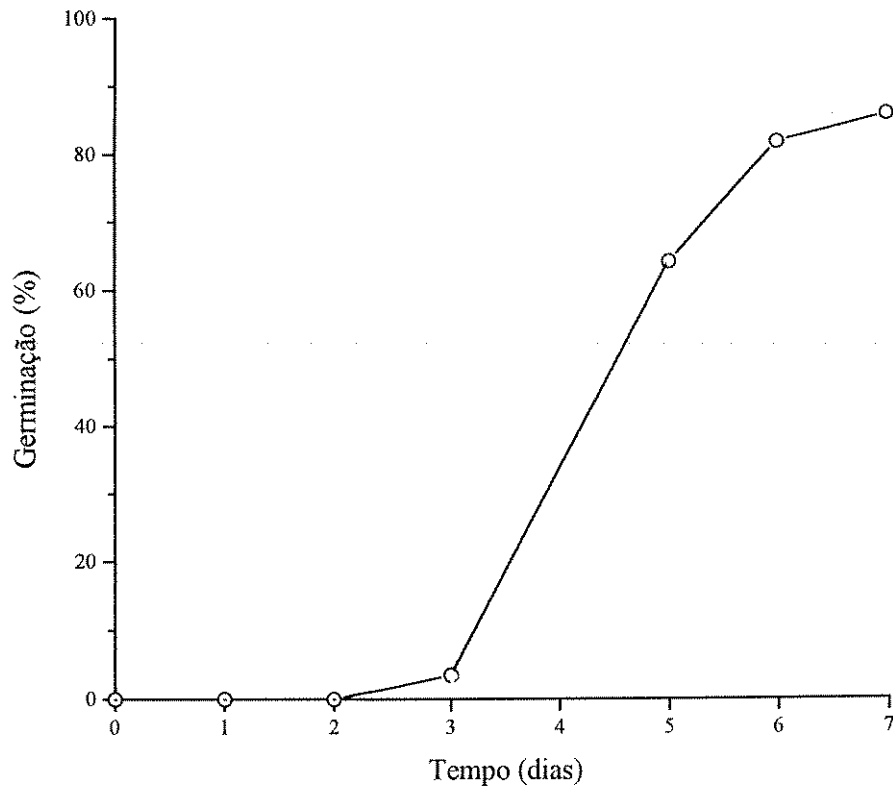


Figura 5.2- Germinação de esporos recém-coletados de *Cyathea delgadii*, em meio líquido, a 25°C sob luz branca. No escuro não ocorreu germinação.

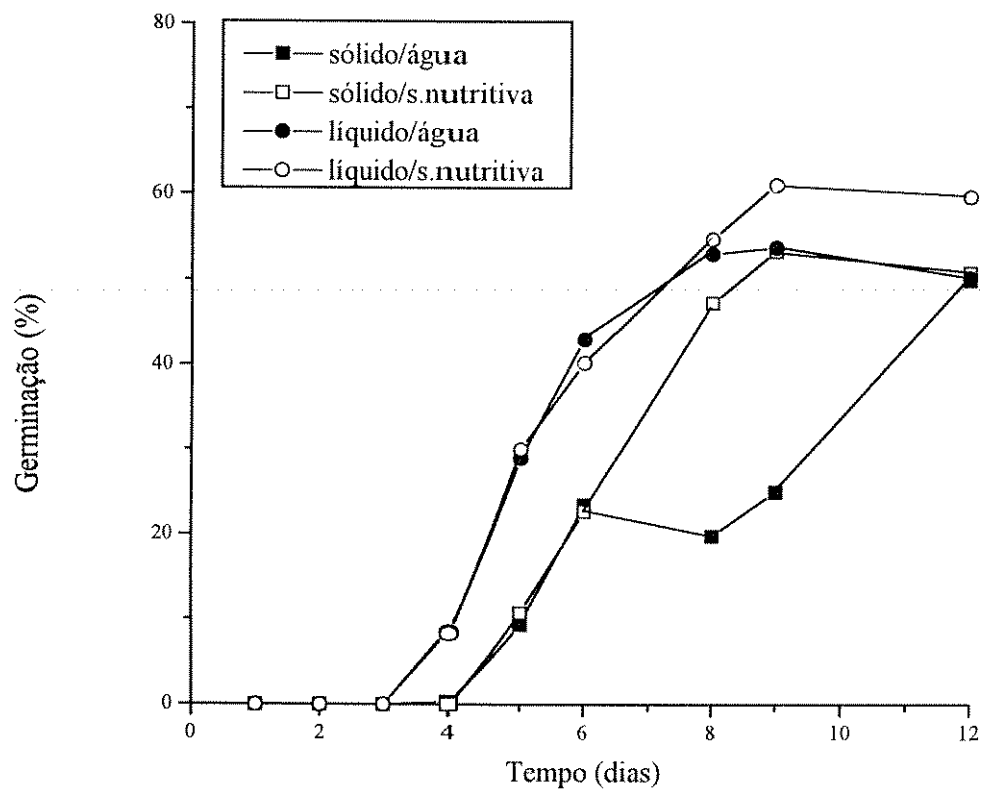


Figura 5.3- Germinação de esporos de *Cyathea delgadii* em meio líquido ou meio sólido (ágar) a 25°C sob luz branca.

A redução da viabilidade dos esporos ocorreu já no primeiro ano do armazenamento (Tabela 5.9), em vidros vedados, a 12°C no escuro. Com 2 meses de armazenamento já houve queda de viabilidade. A germinação foi menor em esporos armazenados por 2 meses em frasco de vidro vedado a 25°C quando comparada com armazenamento a 12°C (Tabela 5.10). Com armazenamento em dessecador por 12 meses a 25°C, sob luz e escuro a germinação foi a mesma (Tabela 5.11). Ao comparar as temperaturas, quando armazenado em dessecador, observou-se que após 24 meses a viabilidade foi maior a 12°C do que a 25°C (Tabela 5.11). Por esses dados pode-se dizer que a viabilidade de esporos de *C. delgadii* é mantida por mais tempo com armazenamento em temperatura baixa e sob pouca umidade.

Esporos também foram armazenados em nitrogênio líquido por 12 horas. Depois foram transferidos diretamente para 25°C (rápido) e em etapas: -12°C por 2 horas, 12°C por 2 horas e 25°C (transferência lenta). Como pode ser visto na Tabela 5.12, após 15 dias de germinação, não houve diferença entre o controle (12°C, vidro vedado) e o tratamento de transferência lenta do nitrogênio para 25°C (Tabela 5.12).

Para comparar os diversos tipos de armazenamento sob condições controladas com o armazenamento em condições naturais, esporos foram enterrados em cinco pontos da Reserva. Os sacos de náilon possuem poros pequenos que retêm os esporos sem prejudicar as trocas gasosas, a penetração da umidade bem como o contato com microorganismos. Observa-se pela Tabela 5.13 que houve perda total de viabilidade nos primeiros seis meses de armazenamento. O efeito do armazenamento por um mês foi observado nos meses de janeiro e abril (início e final do período de maior produção dos esporos). Em ambos os casos, esporos enterrados no cerrado e no brejo apresentaram os menores valores de germinação final. A baixa umidade dos esporos enterrados no campo cerrado (abril/94) não prejudicou a germinabilidade. Os dados de umidade dos esporos podem ser comparados com os dados meteorológicos apresentados na Figura 3.2. O teor de umidade dos esporos não está relacionado com a sua germinação.

#### 5.2.4- Viabilidade e substância de reserva de esporos

Foram dosados lipídios totais, proteínas solúveis totais, açúcares solúveis totais e amido de esporos recém-coletados e armazenados em frascos de vidro sob escuro a 12°C.

As substâncias de reserva foram dosadas em esporos recém-coletados da mata ciliar no dia 0 e após embebição no dia 10 da germinação sob luz e no dia 10 sob escuro (onde não ocorreu germinação). Os dados estão apresentados na Tabela 5.14. Em relação ao esporo seco (dia 0), com a germinação houve aumento do conteúdo de lipídios,

Tabela 5.9- Viabilidade de esporos de *Cyathea delgadii*, coletados no mesmo dia e armazenados em frascos de vidro vedado, no escuro a 12°C, determinado através do teste da germinação no dia 7.  
Letras comparam valores de germinação entre os tratamentos.

Tempo de armazenamento (meses)	Germinação (%)
0	86,0 a
2	61,3 b
10	59,3 b
19	26,0 c
24	25,6 c
32	1,8 d

Tabela 5.10- Viabilidade de esporos de *Cyathea delgadii* armazenados por 2 meses em frascos de vidro selado no escuro, a 12°C e 25°C, determinada através do teste de germinação no dia 7.  
Letras comparam valores de germinação entre os tratamentos.

Temperatura de armazenamento (° C)	Germinação (%)
12	80,7 a
25	73,8 b

Tabela 5.11- Viabilidade de esporos de *Cyathea delgadii* armazenados em dessecador a 25°C sob escuro ou luz e em dessecador a 12°C, determinada através do teste de germinação no dia 7. Controle: em vidro selado sob escuro a 12°C. Letras comparam dados na horizontal.

Tempo de armazenamento (meses)	Germinação (%)			
	Dessecador			Frasco de vidro (controle)
	25° C		12° C	12° C
	luz	escuro	escuro	escuro
12	43,8 a	45,0 a	41,5 a	24,7 b
24	-	8,0 b	19,3 a	1,8 c

- : não realizado

Tabela 5.12- Efeito do armazenamento de esporos por 12h em nitrogênio líquido e transferência lenta ou rápida para temperatura de 25°C, na germinação de esporos de *Cyathea delgadii*.  
Letras comparam valores na vertical.

Tratamento		Germinação (%)	
		dia 7	dia 15
12°C, frascos de vidro vedado		57,0 a	81,0 a
Nitrogênio líquido	transferência rápida	8,2 b	52,5 b
	transferência lenta	19,3 b	77,0 a

transferência rápida: do nitrogênio líquido para 25°C.

transferência lenta: do nitrogênio líquido para -12°C por 2h, 12°C por 2h e então 25°C.



Tabela 5.13- Viabilidade de esporos de *Cyathea delgadii* armazenados (enterrados) na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu no campo cerrado, cerrado senso restrito, mata ciliar, brejo e área perturbada, determinada através do teste de germinação no dia 15 e porcentagem de umidade dos esporos após armazenamento.

Local	Germinação (%)			Umidade (%)		
	Armazenamento			Armazenamento		
	1 mês		6 meses*	1 mês		6 meses*
	Jan/95	Abril/94		Jan/95	Abril/94	
campo cerrado	46,2	49,2	0	78,9	6,0	14,5
cerrado	42,5	27,2	0	51,2	36,8	14,6
mata	41,3	48,5	0	44,7	28,7	75,6
brejo	20,0	2,5	0	44,6	58,8	97,0
área perturbada	50,3	42,8	0	41,6	58,6	96,7

\* : germinação realizada em abril/94.

Tabela 5.14- Conteúdo de lipídios totais, proteínas solúveis totais, açúcares solúveis totais e amido de esporos de *Cyathea delgadii* secos e após 10 dias de embebição (1) a 25°C constantes sob luz branca e escuro contínuos.

Compostos analisados	Tempo de embebição dos esporos		
	dia 0	dia 10	
		luz	escuro
		% MS	
lipídios totais	10,8	17,1	10,3
		$\mu\text{g} \cdot \text{mg}^{-1}$ de esporos	
proteínas	15,4	26,0	24,6
açúcares solúveis	15,9	29,3	8,9
amido	11,8	7,3	8,7

(1) germinação no dia 10: sob luz = 60,8%; no escuro = 0%

MS: massa da matéria seca

proteínas e açúcares solúveis e uma queda do amido. Em esporos embebidos por 10 dias sob escuro (onde não ocorreu germinação) o nível de lipídios não se alterou em relação ao dia 0, o de proteínas aumentou e o de açúcares solúveis e amido caiu.

A viabilidade de esporos mantidos em frascos vedados, no escuro a 12°C, coletados em duas épocas diferentes, caiu com armazenamento por 24 meses. A perda da viabilidade foi total na coleta de dezembro de 1989 (Tabela 5.15). Em relação às substâncias de reserva dos esporos (Tabela 5.16), não houve alteração com o tempo de armazenamento, coleta de agosto de 1991 e de dezembro de 1989, no conteúdo de lipídios e proteínas; houve uma queda no conteúdo de açúcares solúveis e um aumento em amido (Tabela 5.16).

Apesar das análises terem sido realizadas em esporos de coletas diferentes, observa-se que a tendência no primeiro ano de armazenamento é a de queda dos valores de açúcares solúveis e a estabilidade dos valores de proteínas solúveis (Tabela 5.17). As modificações dos açúcares são observadas já nos três primeiros meses de armazenamento. A partir do segundo ano os valores de proteínas solúveis decrescem e os de amido aumenta. A Tabela 5.18 indica que o decréscimo dos açúcares solúveis totais durante o primeiro ano de armazenamento é acompanhado por decréscimo dos açúcares redutores. A cromatografia em papel indica a presença de arabinose, frutose, galactose, glicose e sacarose no extrato de esporos. A presença de sacarose e frutose foi confirmada por revelação para frutose livre e ligada (Figura 5.4). Parece haver redução de glicose e aumento da arabinose nos extratos de esporos armazenados por quatro anos (Figura 5.5). Nos esporos armazenados por dois e três anos foi verificada a presença de compostos não identificados que apresentaram baixa migração cromatográfica em relação aos demais.

O resultado da observação dos glóbulos de lipídios nos esporos, sob microscópio, é apresentado na Tabela 5.19. De um modo geral pode-se dizer que inicialmente os esporos apresentam um único glóbulo (às vezes, 2, 3 ou vários). Em geral este glóbulo cobre toda a superfície do esporo. Com aumento do tempo de armazenamento aumentou o número de glóbulos que passam a ser pequenos até ausência total destes corpúsculos não se vê mais a mancha de lipídio. Como foi visto na Tabela 5.8, já com dois meses de armazenamento a germinação caiu.

### 5.2.5- Germinação sobre terras de diferentes procedências

Embora *C. delgadii* esteja presente apenas na mata ciliar, em um primeiro experimento os esporos germinam em terra retirada de campo cerrado, cerrado senso restrito, mata ciliar, brejo e área perturbada (ver Figura 2.1). As diferentes terras

Tabela 5.15- Germinação (dia7) de esporos de *Cyathea delgadii* de duas coletas diferentes armazenados em vidro selado, no escuro a 12°C.

Data de coleta	Tempo de armazenamento	Germinação
	(meses)	(%)
Dezembro/89	24	0,0
Agosto/91	24	25,5
	2	61,3

Tabela 5.16- Dosagem de lipídios, proteínas, açúcares solúveis e amido de esporos de *Cyathea delgadii* de duas coletas diferentes armazenados em vidros selados, no escuro a 12°C.

Coleta	Tempo de armazenamento (meses)	Lipídios (% MS)	µg . mg <sup>-1</sup> esporos		
			proteínas	açúcares solúveis	amido
Dezembro/89	0	31,3	44,4	45,4	22,3
	24	31,1	42,6	25,6	56,8
Agosto/91	2	41,7	40,1	26,3	17,1
	24	42,9	-	14,7	52,1

- : não realizado

MS : massa da matéria seca

Tabela 5.17- Lipídios, açúcares solúveis, amido e proteínas em esporos de *Cyathea delgadii* de mata ciliar armazenados até 32 meses em frascos de vidro a 12°C.

Tempo de armazenamento (meses)	Lipídios (% MS)	$\mu\text{g} \cdot \text{mg}^{-1}$ esporos		
		açúcares solúveis	amido	proteínas solúveis
0	31,3	45,4	22,3	44,4
3	41,7	26,3	17,1	40,1
7	36,0	20,0	44,8	41,9
9	43,1	18,5	54,9	40,2
10	25,9	24,4	13,0	54,8
13	40,8	15,4	-	-
19	21,2	23,9	60,8	10,8
22	10,9	12,3	15,8	3,9
23	31,1	25,6	56,9	42,7
26	42,9	14,8	52,1	-
30	17,4	21,0	-	9,2
31	22,6	21,0	60,2	-
32	32,7	-	55,9	-

- : não realizado

MS : massa da matéria seca

Tabela 5.18- Conteúdo de açúcares solúveis totais e açúcares redutores presentes em esporos de *Cyathea delgadii* armazenados por 0, 9, 24, 36 e 48 meses em frascos de vidro vedados.

Letras comparam valores na vertical.

Tempo de armazenamento (meses)	Açúcares sol. totais ( $\mu\text{g} \cdot \text{mg}^{-1}$ esporos)	Açúcares redutores ( $\mu\text{g} \cdot \text{mg}^{-1}$ esporos)
0	97,0 ab	9,5 b
9	37,6 c	6,7 b
24	103,7 ab	17,3 a
36	143,2 a	19,1 a
48	42,0 bc	4,6 c

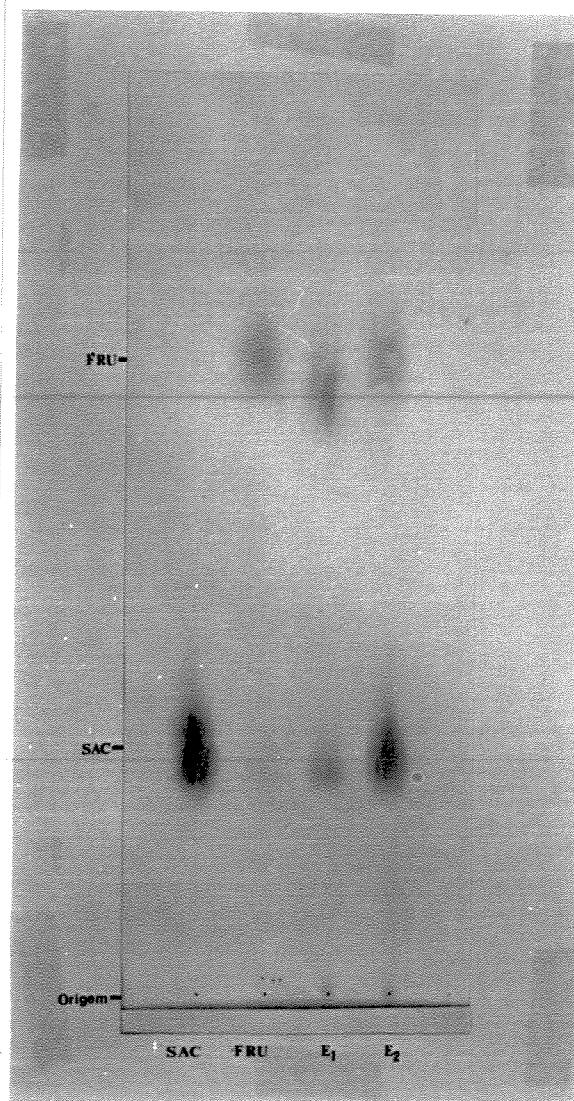


Figura 5.4- Cromatografia (PC) de açúcares presentes em esporos de *Cyathea delgadii*. (E) com revelação para frutanos. FRU= frutose; SAC= sacarose.

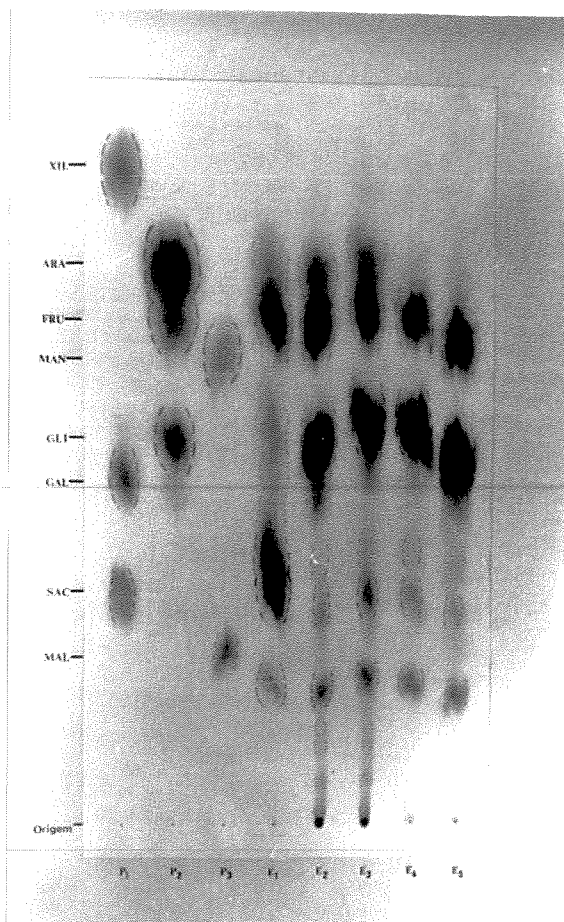


Figura 5.5- Cromatografia (PC) de açúcares presentes em esporos armazenados de *Cyathea delgadii*. (E1= 48 meses; E2= 36 meses; E3= 24 meses; E4= 9 meses; E5= 0 meses) com revelação em nitrato de prata. P1, P2 e P3=padrão; ARA=arabinose; FRU=frutose; GAL=galactose; GLI=glicose; MAL=maltose; MAN= manose; SAC=sacarose; XIL= xilose.



Tabela 5.19- Porcentagem de esporos de *Cyathea delgadii*. com diferentes números de glóbulos de lipídios.  
Letras comparam valores na vertical.

Armazenamento (meses)	Número de glóbulos de lipídios					
	1 área total	1 parcial	2	3	> 3	ausência
2	87,2 a	7,0 a	1,7 ab	2,7 a	1,5 bc	0,0 c
10	92,0 a	3,0 abc	2,2 ab	1,7 ab	0,5 c	0,7 c
16	91,2 a	1,8 bc	0,5 b	0,0 c	0,0 c	6,5 bc
19	79,3 ab	3,3 abc	0,5 b	0,2 b	1,0 bc	15,7 b
25	68,3 b	6,2 ab	1,0 ab	71,8 ab	7,8 a	14,8 b
28	79,5 ab	6,7 a	3,3 a	1,8 ab	5,7 ab	3,0 c
34	71,3 b	0,0 c	0,8 b	0,3 b	9,7 a	16,8 b
44	91,0 a	0,0 c	0,0 b	0,0 b	5,0 abc	4,0 c
47	47,5 c	0,0 c	0,0 b	0,0 b	8,5 a	44,0 a

Área total: 1 glóbulo único sobre toda a superfície dos esporos.

Parcial: 1 glóbulo único cobre parcialmente a superfície dos esporos.

influenciaram no estabelecimento do protalo. Protalos medidos após 2 meses do início da germinação apresentaram-se menores, em comprimento, em terras da região de brejo; em largura foram menores na área perturbada entre a mata ciliar e o cerrado e em terra de brejo (Tabela 5.20). Esporos germinados em solo de cerrado não sobreviveram. Em um segundo experimento, não ocorreu germinação em terras da mata ciliar, brejo e área perturbada (Tabela 5.21).

Em outro experimento onde a germinação foi realizada em meio líquido extraído das várias terras (ver Material e Métodos). Foram feitas medidas de pH no início e fim do experimento (Tabela 5.22). O pH inicial foi ácido para todos os tipos de terra e ficou mais elevado após a germinação dos esporos, exceto no caso de líquido proveniente de terra de campo cerrado. Aqui a germinação foi baixa em terra de brejo e área perturbada (sem germinação na Tabela 5.21). Embora a espécie seja da mata ciliar, a germinação foi maior em terra de campo cerrado do que na de mata ciliar.

Tabela 5.20- Tamanho dos protalos de *Cyathea delgadii* com 2 meses de idade, crescidos sobre solos de cerrado, mata ciliar, brejo e área perturbada a 25°C constante e luz contínua.

As letras comparam valores na vertical.

Tipo de terra	Medidas (cm)	
	comprimento	largura
campo cerrado	-	-
cerrado	0,260 a	0,057 a
mata ciliar	0,232 a	0,051 a
brejo	0,113 b	0,036 b
área perturbada	0,291 a	0,022 c

- : não houve estabelecimento dos protalos.

Tabela 5.21- Germinação de esporos de *Cyathea delgadii* em diferente tipos de solos e em água.

Letras comparam valores de germinação entre os tratamentos.

Tipo de terra	Germinação (%)
água (controle)	67,6 b
campo cerrado	76,3 a
cerrado	72,0 ab
mata ciliar	0,0 c
brejo	0,3 c
área perturbada	0,0 c

Tabela 5.22- Germinação (no dia 14) de esporos de *Cyathea delgadii* e medidas de pH, no início e fim do experimento do líquido extraído dos diferentes tipos de terra utilizados neste trabalho e em água (controle).

Letras comparam valores de germinação nos diferentes tratamentos.

Tipo de terra	pH		Germinação (%)
	Inicial	Final	
controle (água)	8,0	5,9	78,2 ab
campo cerrado	4,4	4,4	81,7 a
cerrado	3,6	4,5	66,5 bc
mata ciliar	3,9	5,1	60,7 c
brejo	4,2	6,2	13,5 e
área perturbada	3,6	5,6	32,0 d

## 6- DISCUSSÃO

O levantamento das espécies de pteridófitas presentes no diversos habitats é ainda uma prática pouco desenvolvida no Brasil. As espécies de pteridófitas encontradas na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu estão na tabela 2.1. Esta tabela inclui tanto as espécies coletadas na mata ciliar como também as encontradas no cerrado por ESTEVES & FELIPPE (1985). Na mata da Figueira, uma mata ciliar que margeia o rio Moji Guaçu e que se localiza próxima da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, PEREIRA-NORONHA (1989) encontrou as seguintes espécies de pteridófitas: *Adiantum petiolatum* Desv. (Pteridaceae), *Adiantopsis radiata* (L.) Fée (Pteridaceae), *Anemia phyllitidis* (L.) Sw. (Schizeaceae), *Asplenium* sp. (Aspleniaceae), *Cheilanthes concolor* (Langsd. & Fisch.) R. & A. Tryon (Pteridaceae), *Dryopteris dentata* (Forsk.) C. Chr., *D. serrata* (Cav.) C. Chr. (Dryopteridaceae), *Polypodium latipes* Langsd. & Fisch., *P. lindbergii* Mett., *P. pleopeltifolium* Raddi, *P. polypodioides* (L.) Watt., *P. squamulosum* Kaulf., *P. vacciniifolium* Langsd. & Fisch. (Polypodiaceae), *Pteris denticulata* Sw., *P. propingua* Ag. (Pteridaceae), *Selaginella* sp. (Selaginellaceae) e *Tectaria incisa* Cav (Dryopteridaceae). Como pode ser visto, são poucas as espécies que aparecem tanto na lista de PEREIRA-NORONHA (1989) como na tabela 2.1. As espécies citadas no trabalho de PEREIRA-NORONHA (1989) como *Polypodium lindbergii*, *P. squamulosum* e *P. vacciniifolium* (Polypodiaceae) estão atualizadas hoje como *Microgramma lindbergii* (Kuhn) Sota, *M. squamulosa* (Kaulf.) Sota e *M. vacciniifolia* (Langsd. & Fisch.) Copel. e *Polypodium pleopeltifolium* como *Pleopeltis angusta* Humb. & Bonpl. ex Willd. (Polypodiaceae). Em levantamento no cerrado da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, ESTEVES & FELIPPE (1985) encontraram apenas 9 espécies de pteridófitas: *Adiantum serratodentatum* Willd. (Pteridaceae), *Anemia flexuosa* (Sav.) Sw., *A. raddiana* Link (Schizaeaceae), *Dryopteris concolor* Langsd. & Fisch (Pteridaceae), *Microgramma squamulosa* (Kaulf.) Sota (Polypodiaceae), *Pleopeltis angusta* Humb. & Bonpl. ex Willd. (Polypodiaceae), *Polypodium hirsutissimum* Raddi, *P. latipes* Langsd. &

Fisch., *P. polypodioides* (L.) Watt. var. *minus* (Fée) Weath (Polypodiaceae). Destas espécies, 4 (todas pertencentes à família Polypodiaceae) aparecem também na mata ciliar (tabela 2.1): *Microgramma squamulosa* (Kaulf.) Sota, *Pleopeltis angusta* Humb. & Bonpl. ex Willd., *P. latipes* Langsd. & Fisch. e *P. polypodioides* (L.) Watt. var. *minus* (Fée) Weath. O estudo morfopalinológico das 9 espécies encontradas no cerrado foi realizado por ESTEVES & MELHEM (1992). As espécies restantes foram aqui estudadas e estão agrupados em 11 famílias.

Segundo PUTTOCK & QUINN (1980), os esporos das Aspleniaceae da Austrália apresentaram perina em duas camadas, a endoperina que cobre a exina e exoperina que cresce sobre a endo e é formada por colunas, não sendo bem distintas à microscopia óptica. Esses autores verificaram que a maioria dos esporos não apresentou embebição durante a acetólise, exceção sendo *Asplenium griffithianum* Hook. O tamanho dos esporos de *A. rutamuraria* L. e *A. zenkerianum* Kunze decresceu durante a acetólise (NAYAR & DEVI, 1964a). A grande maioria das espécies do gênero *Asplenium* é tetraplóide, o que lhe confere uma condição primitiva. A evolução no grupo foi no sentido de reduzir a ornamentação da exina e da perina, aumentar o tamanho do esporo, aumentar as dobras da perina e, em alguns casos, levar à ausência de dobra supra lesural (NAYAR & DEVI, 1964a). Na maioria das espécies, a exina e a perina são granuladas. Em algumas espécies mais avançadas, a exina bem como a perina são psiladas, podendo a perina, no entanto, apresentar dobras alongadas formando um padrão reticular irregular. A redução da ornamentação da perina e exina não ocorre em paralelo (NAYAR & DEVI, 1964a). No estudo de 20 espécies australianas e 4 malasianas, PUTTOCK & QUINN (1980) classificaram as espécies, segundo a ornamentação da perina, em 9 grupos. Segundo a classificação desses autores, *Asplenium serra* Langsd. & Fisch. estaria no grupo 1, que apresenta exoperina flaviforme, fenestrada, com dobra estreita em densidade intermediária. Pelo estudo de TRYON & TRYON (1982), entretanto, esta espécie estaria no grupo dos esporos reticulados, que apresentam rede superficial ligando as estruturas columeliformes presentes na base, e é o que ocorre com esporos dessa espécie na República Dominicana (TRYON & LUGARDON, 1991). Os esporos de *Asplenium serra* Langsd. & Fisch., estudados neste trabalho, apresentam

ornamentação heterogênea com algumas áreas de maior deposição (exoperina inaperturada) e outras áreas fenestradas em retículo e, portanto, não estão nos grupos de PUTTOCK & QUINN (1980) e nem nos de TRYON & TRYON (1982).

Blechnaceae é uma família pequena, terrestre, com gêneros distribuídos apenas no hemisfério sul. Morfologicamente os gêneros *Blechnum* e *Sadleria* são muito semelhantes. MORBELLI (1976) discutiu a importância do conhecimento da estrutura da perina no estudo do gênero *Blechnum*, para auxiliar a sua posição sistemática. Para este autor, os diâmetros dos esporos não são características conspícuas. TRYON & TRYON (1982) observaram que esporos de espécies americanas do gênero *Blechnum* eram papilados ou psilados, tendo camada reticulada baixa como em *Blechnum jamaicense* (Broadh.) C. Chr. A deposição de glóbulos em *B. serrulatum* L. C. Rich. vista no presente trabalho, é característica de esporos de muitos gêneros, especialmente de Polypodiaceae, mas incomum em Blechnaceae. *Blechnum brasiliense* Desv. encontra-se distribuída por toda parte sul da América meridional: Peru, Bolívia, Brasil (GO, PE, MG, RJ, SP, SC, PR e RS), Uruguai, Paraguai e Argentina (De La SOTA, 1973). As medidas dos esporos aqui apresentadas são semelhantes às descritas por MORBELLI (1976) para esporos provenientes de Canela (RS) e por ERDTMAN & SORSA (1971) para esporos também do Brasil. A exina psilada observada em microscopia óptica também confirmou a observação de ERDTMAN & SORSA (1971). A granulação da perina foi observada apenas em microscopia eletrônica de varredura e confirmou a descrição de NAYAR *et al.* (1966) e TRYON & LUGARDON (1991); estas observações discordam das de MORBELLI (1976) que encontrou perina rugada, podendo até formar pregas. Para este último autor, a perina, em vista superficial, apresentava aspecto microalveolar. A perina de 3 camadas (duas periféricas e uma central baculada) descrita por ERDTMAN & SORSA (1971) não foi observada no nosso trabalho. Nossos resultados para *Salpichlaena volubilis* (Kaulf.) Hook. aproximam-se das medidas obtidas por TRYON & LUGARDON (1991) em esporos proveniente do Equador. Há discordância, no entanto, quanto à perina: no caso presente, o material apresenta grande número de glóbulos que resistem à acetólise, enquanto que TRYON & LUGARDON (1991) citam ligação fraca à exina, havendo perda parcial da perina durante o processo de acetólise.



Em Cyatheaceae, a perina está presente em muitas espécies neotropicais de *Sphaeropteris*, em muitas espécies de *Trichipteris* e *Cyathea* e, em todas as espécies de *Cnemidaria* (GASTONY, 1974). O valor potencial da utilização da perina na sistemática desta família é discutível. Segundo TRYON & LUGARDON (1991), as perinas de *Cyathea* e de *Trichipteris* são semelhantes. Em *Trichipteris*, GASTONY (1979) observou que todas as 55 espécies que estudou (provenientes de vários países), apresentavam perina do tipo fio de cabelo ("hair-like processes"); a variação foi maior na ornamentação da exina. Os esporos de *T. phalerata* (Mart.) Barr., estudados aqui, apresentaram exina granular em microscopia óptica, não sendo observada perina em esporos acetolisados. Provavelmente a perina foi perdida durante a acetólise. O tratamento alcalino retirou a perina dos esporos do que GASTONY (1979) chamou de var. *phalerata* e var. *lheringui*. O gênero *Cyathea* apresenta esporos usualmente tetraédricos, globosos, com exina psilada ou verrugosa, raramente perfuradas (TRYON & TRYON, 1982; TRYON & LUGARDON, 1991). Os esporos acetolisados de *C. delgadii* Stemb., vistos em microscopia óptica, apresentaram exina verrugosa e os esporos não acetolisados, em microscopia eletrônica de varredura, apresentaram pequenas ornamentações entre as verrugas, confirmando as observações de TRYON & LUGARDON (1991).

Na família Dennstaedtiaceae, algumas espécies dos gêneros *Lindsaea* e *Odontosoria* apresentam, no mesmo espécime, esporos monoletes e triletes, sugerindo modificações similares durante a esporogênese (NAYAR & DEVI, 1968; TRYON & LUGARDON, 1991). Ambas as espécies aqui estudadas apresentaram apenas a forma trilete. *Lindsaea lancea* (L.) Bedd., em vista polar, mostrou-se com áreas côncavas entre a lesão, o que caracteriza o gênero, segundo TRYON & TRYON (1982). As medidas estão próximas das encontradas por ERDTMAN & SORSA (1971), os quais descreveram a exina como psilada. Os esporos de *Lindsaea quadrangularis* Raddi, por outro lado, apresentam-se tetraédricos, globosos, com exina psilada. Embora NAYAR & DEVI (1968) tenham caracterizado a perina de *Lindsaea* como fina, que pode rachar ou ser removida, todos os esporos apresentaram-se com superfície homogênea. *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn é uma espécie amplamente distribuída em países tropicais e temperados e são encontradas inúmeras

variedades. A variedade estudada, *arachnoidium*, apresentou esporos médios de lados levemente côncavos, diferindo do formato globoso encontrado por TRYON & LUGARDON (1991) no estudo de outras 7 variedades.

*Cyclodium meniscioides* (Willd.) Presl var. *meniscioides* foi o único táxon da família Dryopteridaceae aqui estudado. Os resultados obtidos confirmaram as observações feitas por KREMP & KAWASAKI (1972) para esporos do Peru. Em ambos os estudos, a exina é psilada, o que difere da exina granulada descrita para esporos também do Brasil por ERDTMAN & SORSA (1971). Pela revisão de SMITH (1986), os esporos do gênero *Cyclodium* são monoletes com perina variada em dobras sobre a exina relativamente lisa; a faixa de variação dos esporos é 44-65µm para comprimento e 30-55µm para largura. A perina esteve sempre presente em todos esporos acetolisados, apresentando dobras grandes dispersas sem padrão de distribuição e frequência. A variação no padrão de superfície foi atribuída por SMITH (1986) ao grau de maturidade do esporo.

*Dicranopteris* (Gleicheniaceae) é um gênero largamente distribuído nas Américas, ocorrendo do México central, Antilhas e América Central e na América do Sul na Bolívia, nordeste da Argentina e sudeste do Brasil (TRYON & TRYON, 1982). A espécie estudada *D. flexuosa* (Schrad.) Underw. também ocorre no sudeste dos Estados Unidos da América. Os esporos deste gênero são triletes com uma superfície que varia de psilada a granular. Apenas os esporos de *D. pectinata* (Willd.) Underw. são monoletes com perina psilada (TRYON & TRYON, 1982). O estudo em microscopia eletrônica de varredura confirmou as observações de TRYON & TRYON (1982), feitas com esporos também do Brasil.

Da família Hymenophyllaceae, *Trichomanes* é um gênero que ocorre nas regiões tropicais e temperadas. Em toda a Amazônia, é um dos mais representados e na Amazônia Brasileira a família Hymenophyllaceae é representada por 27 espécies de *Trichomanes* e 3 espécies de *Hymenophyllum* (TRYON & TRYON, 1982). Muitas espécies de *Trichomanes* apresentam esporos pequenos com parede fina que pode colapsar quando os esporos ficam secos. São encontrados esporos com superfície papilada (*T. radicans* Sw. e *T. elegans* L.C. Rich.) e baculada ou equinada em *T. arbuscula* Desv. (TRYON & TRYON, 1982; TRYON & LUGARDON, 1991). Os dados obtidos aqui confirmam as características do gênero

(esporo esferoidal, trilete, papilado a baculado ou equinado) encontradas por TRYON & LUGARDON (1991).

Após analisar 89 espécies e diversas variedades de *Lycopodium* (Lycopodiaceae), WILCE (1972) agrupou os esporos em 5 grupos, segundo o padrão de ornamentação da parede: foveolado-fossulado, rugulado, reticulado, baculado e escabrado. Baseando-se no estudo das espécies, o primeiro grupo é subdividido em tipos denominados *Lycopodium selago* e *L. phlegmaria*; o grupo rugulado é sub-dividido em *L. cernuum* e *L. carolinianum*; o grupo reticulado, em *L. scariosum*, *L. clavatum*, *L. fastigiatum* e *L. volubile*. Para o autor, não havia dúvidas de que *Lycopodium* é um dos mais heterogêneos gêneros já estudados; muitos botânicos discordam desse processo de agrupamento de WILCE. Embora ERDTMAN & SORSA (1971) afirmassem que esporos deste gênero não apresentavam perina, TRYON & TRYON (1982) encontraram perina em *L. clavatum* L. e *L. contiguum* Kl. Estudo por microscopia eletrônica de varredura indicou a presença de perina com uma ou duas camadas (TRYON & LUGARDON, 1991). A espécie estudada da família Lycopodiaceae neste trabalho é *Lycopodiella cernua* (L.) Pichi-Serm. Os esporos analisados são semelhantes às fotos de microscopia eletrônica de varredura dos esporos de *Lycopodium cernuum* L. da Bolívia; não apresentaram, entretanto, dobra na região equatorial como foi citado por TRYON & TRYON (1982), em esporos provenientes da África do Sul.

A família Osmundaceae é dividida nos gêneros *Leptopteris*, *Osmunda* e *Todea* (TRYON & LUGARDON, 1991). Foram estudados os esporos de duas espécies: *Osmunda cinnamomea* L. e *O. regalis* L. Em *Osmunda cinnamomea* L., as observações em esporos acetolisados por dois minutos confirmaram as descrições de ERDTMAN & SORSA (1971), diferindo apenas no tamanho (que é superior ao descrito anteriormente). Em *Osmunda regalis* L., o tamanho do esporo teve uma variação de cerca de 9% e o valor médio assemelhou-se ao encontrado por ERDTMAN & SORSA (1971) em esporos originários da Suíça. Nessas duas espécies foram encontrados esporos triletos, rotundados a esféricos com tamanhos que variam de 40 a 78 $\mu$ m (KNOX, 1951; ERDTMAN & SORSA, 1971; KREMP & KAWASAKI, 1972; LUGARDON, 1972). Em *O. cinnamomea* foram encontrados dois tipos de ornamentação com predominância do tipo rugulado. No estudo destas duas espécies,

alguns autores descrevam a exina como formada por protuberâncias irregulares, KREMP & KAWASAKI (1972), no entanto, encontraram esporos equinados e, KNOX (1951), verrugosos.

Os esporos da família Polypodiaceae são caracteristicamente monoletes, elípticos ou fusiformes; a exina é algumas vezes verrugosa ou tuberculada com glóbulos e com perina fina (PAL & PAL, 1970; TRYON & LUGARDON, 1991). No entanto, esporos triletes foram encontrados em *Polypodium achilleifolium* Kaulf, *P. albidulum* Bak., *P. brevistips* Mett., *P. cultratum* Willd., *P. schenkii* Hier. e *P. subinoequale* C. Chr. (OLIVEIRA-CAMARGO & FERREIRA, 1976). Há, assim, necessidade de uma revisão deste grupo, pois identificação errônea de espécies ou contaminação de esporos é sempre possível. Há considerável variação, no tamanho dos esporos, especialmente em *Lepisorus nudus* (Hook.) Ching. Muitos esporos pouco desenvolvidos e/ou não funcionais foram também encontrados em *Campyloneurum phyllitidis* L. Presl (PAL & PAL, 1970). Em esporos de *Polypodium*, TRYON & LUGARDON (1991) encontraram exina ornamentada com verrugas, tubérculos ou papilas com glóbulos densos, espinhos ou dobras formando asas. Por outro lado, OLIVEIRA-CAMARGO & FERREIRA (1976) separaram os esporos em 4 grupos: com verrugas grandes, com verrugas, escabradados e psilados. Os esporos maduros de todas as espécies de *Polypodium* apresentaram perina fina que recobria os contornos da verruga, tubérculos ou rúgulas da exina, com deposição de material esférico que pode estar colapsado em espécimes secos (TRYON & TRYON, 1982). A perina é geralmente removida pela acetólise e pode ser perdida durante o processo de fossilização (Fægri & Iversen, 1964 in GASTONY, 1974; OLIVEIRA-CAMARGO & FERREIRA, 1976). *Campyloneurum phyllitidis* (L.) Presl é muito freqüente na América tropical, estendendo-se do sudeste dos Estados Unidos até a Argentina e Uruguai (De La SOTA, 1973). Os esporos estudados no presente trabalho são menores que os estudados por KREMP & KAWASAKI (1972) e os estudados por NAYAR & DEVI (1964b), estando mais próximos aos descritos por PAL & PAL (1970). Neste trabalho também observou-se que a exina apresenta verrugas baixas, diferindo da exina areolada ou subpsilada descrita por NAYAR & DEVI (1964b) e KREMP & KAWASAKI (1972), respectivamente. TRYON & TRYON (1982) afirmaram que esporos

do gênero *Campyloneurum* eram em geral verrugosos com deposição de esferas. Esta superfície de verrugas é semelhante a dos esporos de *Pleopeltis* e distintos dos tubérculos granulados de *Microgramma*. Os esporos de *Polypodium ptilodon* Kunze aqui observados são levemente maiores que os esporos de *Polypodium robustum* Fée (= *P. ptilodon* Kunze) do Rio Grande do Sul (OLIVEIRA-CAMARGO & FERREIRA, 1976) e os valores de *P. fraxinifolium* Jacq. são semelhantes ao encontrados por NAYAR & DEVI (1964b).

Foram estudadas três espécies da família Pteridaceae: *Adiantum fructuosum* Spreng., *Pityrogramma calomelanos* Link e *P. trifoliata* (L.) Tryon. Segundo TRYON & LUGARDON (1991), os esporos de *Adiantum* são morfologicamente uniformes dentro de cada espécie. A superfície varia de rugulada (*A. capillu-veneris* L., *A. novae-caledoniae* Keys., *A. pedatum* L.), rugada (*A. phyllitidis* J. Sw.), psilada (*A. reniforme* L.). Os esporos de *A. fructuosum* Spreng. estudados apresentaram exina granular e perina em forma de escamas. *Pityrogramma calomelanos* (L.) Link é uma espécie encontrada no México e costa oeste da parte sul dos Andes até Paraguai, Brasil e Argentina. Foi introduzida no Velho Mundo e seus esporos apresentam-se homogêneos, com descrição e tamanho semelhantes aos apresentados por diversos autores (NAYAR & DEVI, 1967; De La SOTA, 1972; PANIGRAHI, 1976; TRYON & LUGARDON, 1991). O anel da região equatorial caracteriza os esporos de muitas espécies deste gênero e as agrupa com esporos de *Acteniopteris* e *Onychium* formando o tipo pteróide, onde ornamentações diferentes são separadas pelo anel (NAYAR & DEVI, 1967; TRYON & TRYON, 1982). Observações em microscopia eletrônica de transmissão revelaram a presença de perina fina e aderida em esporos de algumas espécies de *Pityrogramma* (TRYON & LUGARDON, 1991). As observações em microscopia eletrônica de varredura confirmaram dados de TRYON & LUGARDON (1991).

A família Thelypteridaceae está representada neste trabalho pelo estudo de sete espécies de *Thelypteris*. Os esporos deste gênero são monoletes, elípticos, com exina psilada a gemada e com perina formada por duas camadas (TRYON & LUGARDON, 1991). Variação da forma, entretanto, foi encontrada em esporos de *T. palustris* Schott. provenientes de locais diferentes (Europa: reticulado; Nova Zelândia: espinhoso; leste da América do Norte: verrugoso) de acordo com TRYON & TRYON (1973). Em estudo de espécies

americanas, TRYON & TRYON (1982) classificaram a arquitetura da perina em dobras, retículos e espinhos. WOOD (1984), após analisar 132 espécies desta família, classificou a perina em dois tipos: tipo I, com perina em forma de dobras; em secção foi revelado um espaço na base; tipo II, para estrutura reticulada. O tipo I é sub-dividido em alado e com cristas, conforme a espessura e a altura das dobras e esses subtipos são avaliados segundo a ornamentação. O tipo II é sub-dividido em reticulado uniforme ou parcialmente uniforme. São consideradas, para identificação, as variações do tamanho da unidade e a presença ou não de pilas sustentando o retículo. A relação estreita entre espinho e retículo faz com que ambos sejam geralmente classificados como reticulado (tipo IIa). A perina está presente em todas as espécies por nós estudadas e, em alguns casos houve remoção por ocasião da acetólise. A perina apresentava-se na forma de retículo e dobras ornamentadas com espículos e pilos. A exina, observada em microscopia óptica, não é um bom parâmetro de análise pois todas as espécies apresentaram-se psiladas. Para TRYON & TRYON (1982), *T. dentata* (Forssk.) E. P. St. John possui perina com dobras esparsas e proeminentes e *T. interrupta* (Willd.) Iwats. com dobras menos proeminentes conectadas.

O estudo morfológico dos esporos foi de grande importância para o estudo da chuva polínica e dos esporos do banco de solo. Entretanto, os dados finais desses estudos estão restritos ao agrupamento de tipos devido às dificuldades de visualização do material, principalmente pela posição dos grãos nas lâminas.

A análise de chuva polínica é baseada principalmente no componente grãos de pólen e tem sido feita em muitos locais com objetivos muito variados. As amostragens em grandes centros urbanos servem principalmente para detecção dos principais agentes alergógenos. Em muitos casos, observa-se uma variedade de pólen em jardins botânicos e áreas arborizadas (parques, reservas e campus universitários) enquanto que em coletores de outros pontos da cidade a variedade de pólen decresce abruptamente (SINGH & DEVI, 1991). Um caso interessante de coleta de chuva polínica foi registrado no muro de Berlim, onde 75 espécies de samambaias e angiospermas foram encontradas fixadas no lado ocidental do mesmo (KAIRIES & DAPPER, 1988). No Brasil, alguns estudos foram realizados em cidades como Porto Alegre (RS), Florianópolis (SC), Campos (RJ), Rio de Janeiro (RJ), São Paulo (SP) e

Aparecida (GO), o destaque sendo a estação polínica de gramíneas (OLIVEIRA-LIMA *et al.*, 1945, 1946; OLIVEIRA-LIMA & GUIMARÃES, 1958; SALGADO-LABOURIAU & RIZZO, 1969; BARTH, 1975, MELHEM & MAKINO, 1978). Esporos de pteridófitas estiveram presentes, em pequena quantidade, durante os meses de agosto a outubro em Aparecida (GO) numa área de cerrado e em pequena quantidade nas proximidades do centro da cidade do Rio de Janeiro, havendo predominância do tipo *Adiantum* (SALGADO-LABOURIAU & RIZZO, 1969; BARTH, 1975).

Visando uma análise geral da chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, foi escolhida como estudo inicial a análise mensal. Para tanto foi necessário o uso de glicerina em potes substituindo o uso tradicional de lâminas com camada gelatinosa para evitar possíveis erros provocados pela perda do poder de adesão da camada gelatinosa após exposição prolongada (POTTER & ROWLEY, 1960). Embora a análise dos dados tenha sido feita através da contagem parcial da amostra (500 grãos), esta técnica de coleta com tratamento de acetólise proporcionou uma visualização melhor dos grãos de pólen e esporos sem seus conteúdos celulares e uma contaminação reduzida de restos vegetais, animais ou de solo. O número de grãos analisados por amostra tem sido motivo de discussão, mas para TEJERO-DIEZ *et al.* (1988) a contagem de 500 grãos é mais do que suficiente na análise de cada comunidade; HANSEN & WRIGHT Jr. (1987) utilizam o mínimo de 200 grãos.

Na chuva polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, os esporos encontrados são das espécies coletadas na própria Reserva. Isto possivelmente porque os coletores estavam localizados no interior e não nos limites da mesma. A análise da porcentagem de esporos de pteridófitas na chuva polínica dos quatro pontos de coleta e a diversidade dos tipos de esporos encontrados em cada mês indicam a presença dos maiores valores durante o verão (com exceção do brejo) e os menores valores durante o inverno. Assim, os picos coincidem com os meses de maior precipitação e maior temperatura (ver figura 3.1). Considerando que a umidade do ar está diretamente relacionada com a precipitação, pode-se afirmar que os dados se assemelham à sazonalidade como foi indicado por HANUMANTHA *et al.* (1991). Esses autores analisaram a chuva polínica de uma

plantação de café na Índia (região de Chikmagalus, Karnataka); a maior concentração de esporos foi durante os meses de maior umidade e a menor, durante o período de seca. Por outro lado, a análise de chuva polínica feita por SILVA (1989) em Portugal apontou correlação negativa com precipitação e umidade relativa do ar e correlação positiva com a temperatura. Nos Estados Unidos da América (estado de Massachusetts) foram encontrados esporos de samambaias durante o período de março a outubro com valores que atingiram o máximo de 1,12% de todos os grãos de pólen e esporos analisados (ALLESSIO & ROWLEY, 1966). Segundo PAGE (1979b), a grande diversidade de pteridófitas nas florestas tropicais úmidas pode ser explicada pela deposição dos esporos presentes no ar seco por chuvas freqüentes e leves; chuvas fortes provocam lixiviação e, em regiões secas, não ocorre deposição. Tendo em vista esta opinião de PAGE, é de se supor que as chuvas fortes diminuiriam os esporos no banco de solos.

Os valores nulos indicados na figura 3.2 (com exceção de fevereiro de 1994) representam apenas a ausência de esporos de pteridófitas naquelas amostras, pois em todos os meses foram encontrados grãos de pólen. Em Portugal (Instituto Geofísico da Universidade do Porto, durante os anos de 1969-70) a ocorrência maior de grãos de pólen foi na primavera e no início do verão - final de março ao final de julho e a de esporos de samambaias, no final de agosto até outubro (SILVA, 1989).

O padrão de dispersão dos esporos de pteridófitas é mais irregular que o de grãos de pólen, provavelmente por dois fatores: o menor número de grãos emitidos com conseqüente contagem menor (ou menos confiável) e remoção mais rápida por impactação e deposição nos locais da floresta onde a distribuição da folhagem local e o fluxo de vento favoreçam o processo (RAYNOR *et al.*, 1976).

MANTOVANI (1987) identificou cinco fisionomias na vegetação de cerrado da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu: cerrado senso restrito, cerrado senso restrito de *Rapanea*, transição, campo cerrado e campo cerrado queimado. Circundando a área de cerrado, encontram-se culturas anuais, plantação de *Pinus* sp, mata de galeria e brejo. Embora o objetivo deste trabalho tenha sido a análise de esporos de pteridófitas, durante a contagem dos grãos, foi observada presença freqüente de grãos de



*Pinus* em todos os pontos de coleta. Isto se deve ao fato de haver grande área de plantação de *Pinus* (2472,87 ha - dados fornecidos pelo Instituto Florestal de São Paulo) e a facilidade de dispersão do grão devido aos sacos aéreos que possuem. Também nos Estados Unidos da América (estado de Dakota) foi observado transporte de pólen de *Pinus* (2-10% do material analisado) a longa distância, tanto para o leste quanto para o oeste (HANSEN & WRIGHT Jr., 1987).

A maioria das espécies de pteridófitas está presente na mata ciliar e algumas são encontradas tanto no campo cerrado quanto na mata ciliar. Desta forma, a maior diversidade encontrada nas amostras coletadas na mata ciliar já era esperada. Temperatura, umidade relativa do ar, precipitação, direção e velocidade do vento, luz solar e relevo local são apontados como os principais fatores que influenciam a antese, dispersão de pólen, escape de partículas para dentro da massa de ar regional e eficiência do coletor (ALLESSIO & ROWLEY, 1966; HANUMANTHA *et al.*, 1991; SOOMRO *et al.*, 1991; BONNEFILE *et al.*, 1993). A importância do relevo é discutida por AIRA & BARTHELEMY (1990), ao analisar a chuva polínica da Serra do Bocelo na Espanha; ali, por amostragem em transecto, foram encontrados diferentes padrões de distribuição dos tipos polínicos entre o cume, as encostas e os vales. O relevo da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu apresenta uma leve declividade, o que não parece ser um fator de grande importância.

Não foi possível medir a velocidade do ar nos diferentes pontos de coleta. Acredita-se que o vento deva influenciar no influxo de novos tipos polínicos, principalmente nas áreas mais abertas, no caso presente o campo cerrado e o brejo. Segundo cálculos feitos por RAYNOR *et al.* (1976) com dados obtidos nos Estados Unidos da América, a velocidade média ideal para penetração dos grãos na atmosfera de uma floresta é de  $2,3\text{m}\cdot\text{s}^{-1}$ . Ventos fortes são importantes dentro da floresta para o refluxo dos esporos que ficaram depositados nas folhas (RAYNOR *et al.*, 1976). Em transecto entre a Nigéria e as Bahamas, com coletas feitas a bordo de um navio, foi observada uma grande variação do valor total de esporos de pteridófitas, mas coerente com a vegetação africana (CALLEJA & van CAMPO, 1990).

Comparando os dados obtidos nos meses de janeiro de 1994 e 1995 pode-se observar diferenças na porcentagem total de esporos (com exceção dos dados da mata ciliar)

e no número de tipos de esporos presentes nos diferentes locais. Segundo CHEN & CHIEN (1986), a qualidade e quantidade de pólen e esporos no ar podem diferir de ano para ano na área de estudo devido a mudanças nos fatores meteorológicos bem como pelas condições fenológicas das plantas. Neste caso, acredita-se que tanto as condições fenológicas quanto a temperatura, superior no ano de 1995 (ver figura 3.1), tenham influenciado.

Pouco se sabe até o presente momento sobre o poder de dispersão dos esporos de pteridófitas. Foi observado que as espécies cujos esporos são dispersos por formigas apresentam, em geral, ornamentação com espinhos que são responsáveis pela adesão do esporo ao corpo do animal (TRYON, 1985). É possível que os esporos com perina formada por longas expansões sejam favorecidos na dispersão pelo vento assim como as sementes aladas. Neste estudo, *Thelypteris* é o gênero que se caracteriza por apresentar esporos com perina em expansões grandes com formato de dobras ou de retículos. Seus esporos foram encontrados em todos os locais de coleta da chuva polínica, porém os valores não foram expressivamente superiores aos de esporos com perina sem expansões. Neste caso, acredita-se que o fator mais importante para a dispersão tenha sido a elevada produção de esporos seguida pela localização favorável das plantas nos limites da mata ciliar, em altura maior ou locais sujeitos à movimentação de ar seco.

*Cyathea delgadii* Sternb. é uma espécie arbórea com grande produção de esporos durante todo o ano. Foi estimada a produção de 269 milhões de esporos por fronde, um valor médio quando comparado com outras espécies arbóreas e frondes com tamanho semelhante. PAGE (1979b) apresentou valores que variam de 750 mil a 750 milhões de esporos por fronde em *Asplenium trichomanes* L. (Aspleniaceae) e *Dicksonia antarctica* Lab. (Dicksoniaceae), respectivamente. A representatividade dos esporos de *C. delgadii* na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu deve ser atribuída à produção contínua de grande número de frondes férteis por planta. Esta produção é interrompida apenas pelos períodos de geada, com destruição parcial ou total das frondes. As observações de campo confirmam as comparações feitas por PAGE (1979b) para região temperada e tropical e considerações quanto às espécies florestais: a estação de crescimento das espécies tropicais é muito mais longa que das espécies de clima temperado, podendo ser indefinida

com o início de uma fronde nova e maturação da antiga acontecendo por todo o ano. Em samambaias florestais maduras, a produção de esporos é regular de ano para ano, mostrando, porém, grande flutuação com a variação climática. A presença da espécie apenas na mata ciliar e a identificação dos seus esporos em todos os coletores em vários meses do ano indica o grande poder de dispersão do esporo desta espécie. Para PICKRILL & FENNER (1992), esporos de samambaias arbóreas são dispersos por distâncias relativamente pequenas, mas são produzidos em larga escala. Em geral, espécies arbustivas e herbáceas são pobremente representadas no espectro polínico atual. A presença de esporos de *Cyathea manniana* Hook. (Cyatheaceae) é maior nas amostras coletadas em áreas de maior precipitação (BONNEFILLE *et al.*, 1993).

*Dicranopteris flexuosa* (Schrad.) Underw. (Gleicheniaceae) e *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn var. *arachnoideum* (Kaulf.) Brade (Pteridaceae) são encontradas em vários habitats e, em alguns casos, constituem problemas sérios como invasoras. Na análise polínica da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu, os esporos destas espécies não foram de grande representatividade. A dispersão de esporos pode não ser muito importante, já que possuem eficiente sistema reprodutivo assexuado (FLETCHER & KIRKWOOD, 1979; TRYON & TRYON, 1982) ou ao decréscimo da fertilidade de *P. aquilinum* (L.) Kuhn com o aumento do grau de sombreamento (pois aparece como invasora na mata ciliar); a produção de esporos pode atingir, em condições de alta luminosidade, 300 milhões de esporos por fronde (PAGE, 1979b).

Esporos de *Osmunda cinnamomea* L. (Osmundaceae) foram encontrados apenas na mata ciliar durante o mês de março e esporos de *Osmunda regalis* L. (Osmundaceae) estiveram presentes nos quatro pontos em vários meses. Durante as excursões de coletas, foi observada a produção de esporos de *O. regalis* L. durante o verão, com maior produção no mês de março. As plantas foram encontradas no brejo, o que justificaria a maior concentração dos esporos no coletor instalado nesta região. A dispersão dos esporos durante o mês de janeiro/94 foi direcionada para as áreas de campo cerrado, cerrado e mata ciliar. Esta dispersão a longa distância é favorecida pela área aberta do brejo. A coleta de esporos durante os meses de junho a agosto, época de seca, deve estar relacionada com a

ressuspensão de esporos sedimentados nas folhas (ver figura 3.1). Este processo foi observado em esporos de *Alsophila* por CHEN & CHIEN (1986) e em esporos de *Microsorium punctatum* (L.) Copel. (Polypodiaceae) da Índia (DEVI *et al.*, 1985). Comparando dispersão de esporos de *Osmunda* e de pólen, RAYNOR *et al.* (1976) observaram que os esporos de *Osmunda* podem ser carregados para fora de uma floresta até por 60m, com a concentração dos esporos decrescendo rapidamente em cerca de 40m; no caso de pólen há permanência em número apreciável até 100m.

Os esporos do tipo *Thelypteris* estiveram presentes nas amostras dos quatro locais e os maiores valores foram encontrados durante o período de verão, período de chuva e temperaturas altas (ver figura 3.1), o que indica uma sazonalidade. Em estudos feitos na Índia, foi observada a produção de esporos de *Thelypteris* durante todo o ano e grande dispersão (DEVI *et al.*, 1985). Também na Índia, SINGH & DEVI (1991) encontraram esporos de *Pteris vittata* L. (Pteridaceae), *Microsorium punctatum* L. Copel. (Polypodiaceae) e *Thelypteris augescens* Munz & Johnst. (Thelypteridaceae), em todas as análises polínicas do Jardim Botânico de Lucknow.

Para o estudo preliminar dos esporos presentes no solo foi escolhido apenas um local, a mata ciliar. Segundo SALGADO-LABOURIAU (*In* MARMORI, 1992), os terrenos típicos de cerrado são muito secos para a preservação de microfósseis e as veredas que cercam o cerrado, por serem mais úmidas, garantem uma melhor preservação. Este local deve ser influenciado por diversos fatores (climáticos, físico-químicos, bióticos...) relacionados com o ganho e a perda dos esporos. O primeiro fator a ser considerado na chegada dos esporos ao solo é a sua capacidade de retenção, seja pela umidade ou pela ligação de cargas elétricas. O umedecimento dos esporos é, em muitos casos, beneficiado pela escultura da parede (PAGE, 1979b). Caso contrário, a perda pode ocorrer pela ação da água (lixiviação), pelo ar (ressuspensão) ou para outras profundidades (percolação). Além do transporte, a perda pode ocorrer por predação, infecção ou germinação (HOWE & CHANCELLOR, 1983).

Durante a coleta de esporos de *C. delgadii* (Cyatheaceae) enterrados no campo cerrado, cerrado senso restrito, mata ciliar, brejo, e área perturbada, foi observada a presença

de formigas (*Solenopsis* sp) e cupins dentro dos sacos de náilon, indicando predação. Os casos de predação de esporos de pteridófitas mais comuns são por Collembola. Esporos de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn. (Dennstaedtiaceae), por exemplo, são predados pelas espécies *Podura vulgaris* e *Bourletiella signata* e a predação de seus protalos foi feita pelas espécies *Isotoma viridis* e *Lepidocyrtus cyaneus* (CONWAY, 1953).

Na análise de porcentagem de esporos de pteridófitas no solo da mata ciliar, observa-se um valor superior na profundidade de 5-10cm, seguido pelos valores semelhantes das amostras de 0-5 e 10-15cm de profundidade. A camada superficial é formada, em grande parte, por serapilheira e pequenas raízes. A área amostrada está sujeita ao encharcamento durante o período de verão, resultado da grande quantidade de chuva (ver figura 3.1), baixo poder de escoamento e aumento do nível de água do córrego do Cortado. O valor encontrado na amostra superficial, inferior ao valor da camada 5-10cm, pode ser causado pela perda por lixiviação ou por movimento dos esporos. A movimentação (vertical ou horizontal) dos esporos seria feita principalmente na estação mais seca, sem encharcamento, pelas minhocas presentes no local que, em geral, são capazes de ingerir os esporos em um local e defecarem em outras áreas sem danificar as estruturas (HAMILTON, 1988; SCHNELLER, 1988; van TOOREN & DURING, 1988). BONNEFILLE *et al.* (1993) encontraram valores superiores a 30-40% de esporos para as camadas superficiais e comentam que tratam-se de valores muito altos para esporos de pteridófitas. Em amostras de solo de floresta de coníferas, 75% dos esporos de pteridófitas foram encontrados na serapilheira e 25% no solo entre 0 e 2cm de profundidade; não foram encontrados esporos abaixo desta faixa (STRICKLER & EDGERTON, 1976).

A análise qualitativa dos esporos presentes no solo indicou a presença de 10 tipos de esporos. Assim como na análise de chuva polínica, esporos de *C. delgadii* estão presentes em grande quantidade nas três profundidades e, em todas as amostras, os tipos de esporos encontrados representam a vegetação local. A similaridade entre a chuva polínica e a análise de solo superficial também foi encontrada por HANSEN & WRIGHT Jr. (1987) nos Estados Unidos da América (no estado de Dakota do Norte). SCHNELLER (1988) afirmou que a maioria dos esporos era depositada a um raio de 5-10m da planta produtora.

Representatividade parcial (31,4%) da comunidade foi encontrada por TEJERO-DIEZ *et al.* (1988). Em alguns casos, a análise do solo também representa a dispersão. WEE (1974) observou a presença de mais de 90% de esporos de samambaias que não ocorriam na região por ele estudada. Na Suécia, foram encontrados 170 000 gametófitos  $\cdot m^{-2}$  de *Thelypteris phegopteris* (L.) Slosson (Thelypteridaceae), *Cystopteris fragilis* (L.) Bernh. (Dryopteridaceae) e *Gymnocarpium dryopteris* (L.) Newman (Dryopteridaceae), espécies que não apresentam esporófitos na área de estudo (MILBERG, 1991).

A presença de esporos de pteridófitas em grandes profundidades pode ser um registro de vegetações antigas. Assim esporos de pteridófitas foram encontrados em sedimentos do Jurássico na China (SUN, 1989), sedimentos vulcânicos do Mesozóico (SHANG & WANG, 1991), sedimentos do Holoceno no Canadá (WILLIAMS & HEBDA, 1991) e do Quaternário na Índia (BARUI & CHANDA, 1992).

Muitos estudos de banco de sementes e de esporos foram baseados na coleta de solo de diferentes profundidades e a observação da germinação em condições controladas. Para a recomposição da vegetação é preciso considerar o estabelecimento da plântula no campo. LLOYD (1974b) discutiu a importância das samambaias pioneiras e sua estratégia reprodutiva.

HOLTTUM (1967) afirmou que a distribuição e o estabelecimento das samambaias não estão ligados à distância que o esporo possa atingir, mas sim na habilidade de sobrevivência durante o processo de transporte. A análise em diferentes profundidades mostrou esporos viáveis de pteridófitas no solo superficial, o número sendo reduzido com o aumento da profundidade (LECK, 1980; LECK & SIMPSON, 1987; DYER & LINDSAY, 1992). Infelizmente, o número reduzido de trabalhos descritivos de protalos e esporófitos jovens com espécies tropicais dificulta a determinação das espécies com esporos germinados e com protalos estabelecidos. Desta forma, para o trabalho sobre viabilidade foi escolhida apenas uma espécie, *Cyathea delgadii* Stemb. que, como já foi visto, apresenta grande produção de esporos, que são dispersos a longa distância e podem ser encontrados em até 15cm de profundidade na mata ciliar.

Foram avaliados a germinação e o estabelecimento do protalo de *C. delgadii*. nos solos do campo cerrado, cerrado, mata ciliar, brejo e área perturbada. Para evitar possível contaminação de esporos (chuva polínica), os solos foram previamente autoclavados. Este processo promoveu a produção de gases tóxicos para microorganismos do solo e esporos de *Onoclea* (RUBIN & PAOLLILLO Jr., 1984a). Para evitar a formação de gases, as placas contendo os solos autoclavados foram mantidas em câmara de fluxo contínuo antes da adição dos esporos, mas este período parece não ter sido suficiente para os solos da mata ciliar e área perturbada, pois a germinação não ocorreu. Os resultados obtidos no experimento de germinação com o uso de solução aquosa extraído dos diferentes tipos de terra (filtrado da solução após incubação de água e terra) confirmaram a capacidade dos esporos de germinarem em solos da mata ciliar e da área perturbada. A análise química dos solos (ver tabela 3.1) indicou os baixos valores nutricionais de todos os materiais; a maior variação foi da matéria orgânica. Apesar das variações encontradas na germinação e no tamanho do protalo, os resultados confirmaram o potencial de estabelecimento de banco de esporos da espécie, com exceção do campo cerrado onde não houve formação do protalo. Os valores de intensidade luminosa obtidos a um metro e ao nível do solo (ver tabela 3.2) indicaram que o cerrado pode apresentar valores de luminosidade desfavorável, pois houve filtração na faixa fotossinteticamente ativa (PAR) pela vegetação herbácea.

Os esporos de *C. delgadii* Sternb. são fotoblásticos positivos e a alternância de temperaturas não altera esta resposta à luz (MARCONDES-FERREIRA & FELIPPE, 1984; RANDI & FELIPPE 1988c). A germinação ocorreu tanto em solução nutritiva quanto em água, assim como em meio sólido e em meio líquido. Em meio sólido, os valores de germinação final e da velocidade de germinação foram inferiores aos obtidos em meio líquido. Segundo RAGHAVAN (1989), o meio sólido afeta a germinação inibindo a quebra da parede do esporo e o crescimento inicial do rizóide. A germinação dos esporos em água indicou que os esporos possuíam reserva para germinação e a solução nutritiva promoveu o processo com aumento da germinação final. A mudança de molaridade do meio por aplicação de minerais ou sacarose promoveu mudanças, favoráveis ou desfavoráveis, nos valores de germinação (RAGHAVAN, 1980; AGRAWAL *et al.*, 1993).

Foram testadas diferentes formas armazenamento artificial. A presença de luz não interferiu na viabilidade e a baixa temperatura durante armazenamento favoreceu a viabilidade. Com aumento do tempo de armazenamento houve diminuição da porcentagem final de germinação e aumento da formação de protalos anômalos. Este tipo de resposta foi encontrado em outras espécies, como por exemplo, *Polypodium vulgare* L. - Polypodiaceae (SMITH & ROBINSON, 1975) e *Pteris vittata* L. - Pteridaceae (BERI & BIR, 1993). RANDI & FELIPPE (1988g) observaram que a germinação final de esporos de *C. delgadii* coletados no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga foi semelhante após armazenamento (4°C) por 64 e 275 dias. Os dados obtidos para esporos da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu também apresentaram germinação final semelhante para esporos armazenados por 2 e 9 meses. Segundo PAGE (1979b) muitas espécies permanecem viáveis por longo período à temperatura ambiente, com exceções encontradas em samambaias arbóreas da família Cyatheaceae que perdem viabilidade após poucas semanas e Osmundaceae, Gleicheniaceae, Gramitidaceae e Hymenophyllaceae, que possuem esporos clorofilados.

Para a análise de compostos de reserva, foram escolhidos esporos de *C. delgadii* armazenados em frascos de vidro sob escuro a 12°C. Este tipo de armazenamento é o processo mais freqüente para esporos de pteridófitas e para sementes e foi usado também para esta espécie. Em dosagens de lipídios, proteínas, açúcares solúveis e amido feitas em esporos coletados na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu e no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (dados não apresentados), os resultados foram diferentes. Apesar de serem esporos da mesma espécie, esta diferença é esperada pois constituem "pool" gênico de duas populações distintas. WHITTIER (1990) discutiu as diferenças encontradas em esporos de *Psilotum* coletados em vários locais dos Estados Unidos da América e afirmou que não houve reversão destas diferenças com tratamentos similares de luz, temperatura ou nutrição. Desta forma, os dados apresentados são discutidos com base na população da espécie presente na Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

De maneira geral, o decréscimo no conteúdo de açúcares ocorreu no primeiro ano e o decréscimo das proteínas, no segundo ano. Também em esporos de *Pteris vittata* L.



(Pteridaceae) foi encontrado um decréscimo no conteúdo protéico e de açúcares com o armazenamento (BERI & BIR, 1993). Em sementes, como em *Pisum sativum* L. (Fabaceae), as sementes jovens não apresentam proteína e a acumulação ocorre com o armazenamento (DUVAL *et al.*, 1994). Através de cromatografia de papel foram observadas as mudanças em açúcares. A manose não foi claramente identificada em esporos de *C. delgadii*. Em gametófitos de *Botrychium* foi observado que a manose é utilizada durante o crescimento. A adição de frutose, maltose, ribose e xilose ao meio de cultura também auxiliou no crescimento dos gametófitos (WHITTIER, 1984). A sacarose foi detectada tanto em esporos recém-coletados como em armazenados. A sacarose também foi encontrada em esporos de *Polypodium phyllitidis* L. - Polypodiaceae em valores bastante altos tanto que o autor considerou a planta com potencial para uso comercial (CAULA *et al.*, 1990).

Os lipídios foram avaliados por dosagem e contagem de glóbulos. As variações encontradas durante o armazenamento foram observadas tanto no conteúdo total de lipídios quanto o tipo, refletida nas mudanças da membrana celular (número de glóbulos). Com o aumento do tempo de armazenamento a célula passou a apresentar ao invés de um único glóbulo ocupando grande parte do seu volume, um número maior de glóbulos. Esporos de *Psilotum* também apresentaram variações nos glóbulos de lipídios. De maneira inversa, os esporos apresentam vários glóbulos; com a coagulação, a germinação decresce. Nos dois casos, no entanto, os esporos "vazios" não apresentam germinação. Os lipídios de *C. delgadii* são utilizados durante o processo de germinação e são formados em grande parte por ácidos oléico, palmítico e linoléico e, em menor escala por ácidos palmitoléico, esteárico, ficosenóico e beênico (RANDI & FELIPPE, 1988g).

Trabalhos recentes têm indicado bons resultados com armazenamento em umidade alta. Sabe-se também que a pré-embrição em vapor de água acelerou o período de pré-embrição e aumentou a fotossensibilidade dos esporos (RANDI & FELIPPE, 1988d). Esporos embebidos e armazenados de *Todea barbara* (L.) T.Moore (Osmundaceae), *Athyrium felix-femina* (L.) Roth (Dryopteridaceae), *Blechnum spicant* (L.) Roth (Blechnaceae), *Polystichum setiferum* (Forssk.) Woynar (Dryopteridaceae) e *Phyllitis scolopendrium* (L.) Newm. (Aspleniaceae) mantiveram a germinação alta (LINDSAY *et al.*,

1992). Também armazenamento de pólen em umidade alta conserva a viabilidade sendo um fator mais importante que a temperatura baixa (SHIVANNA & HESLOP-HARRISON, 1981). Além disto, em sementes de *Fraxinus americana* L. (Oleaceae) e *Lactuca sativa* L. (Compositae) o armazenamento em umidade alta resultou em decréscimo das anormalidades nas plântulas e na redução do número de aberrações cromossômicas (VILLIERS, 1974). Os esporos de *C. delgadii* Sternb. mantidos embebidos sobre ágar, no escuro, apresentaram grande quantidade de contaminação, que prejudicou o processo de armazenamento. Para isto foram testados vários tipos de esterilização e processos para reduzir a contaminação. A primeira tentativa foi o processo de lavagens sucessivas. Esta técnica não utiliza produtos químicos e foi eficiente na esterilização de *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn - Dennstaedtiaceae (SCHWABE, 1951). A técnica foi adaptada por BASILE (1973) com o uso de um dispositivo de seringa e tubo, formando o que o autor chamou de “máquina de lavar” e, posteriormente por WARNE *et al.* (1986) que homogeneizaram os esporos com o uso de pipetas estéreis antes da centrifugação. A seguir, os testes com hipoclorito de cálcio e de sódio em igual concentração mostraram que o hipoclorito de sódio foi bem mais efetivo em concentração baixa. A esterilização combinada com pré-incubação foi mais efetiva possibilitando o uso de concentração baixa de hipoclorito. A incubação em água causou germinação dos esporos de fungos e tornou-os mais susceptíveis ao hipoclorito (DYER, 1983). Este método foi utilizado em *Ceratopteris richardii* Brongn. (Pteridaceae), *Lygodium* (Schizaceae) e *Pteridium* (Dennstaedtiaceae) com incubação por 16 horas (WARNE *et al.*, 1986) e em *Anemia phyllitidis* (L.) Sw. (Schizaeaceae), *Ceratopteris thalictroides* (L.) Brongn. (Pteridaceae) e *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (Dennstaedtiaceae) com a incubação pela noite toda (SCHEDLBAUER, 1976). No caso de *C. delgadii*, os esporos foram esterilizados com incubação por 5 dias no escuro. O uso de nistatina reduziu a contaminação fúngica. Este fungicida é um produto largamente utilizado em experimento de germinação de sementes e não altera o desenvolvimento de gametófitos de pteridófitas (DYER, 1983). O produto, no entanto, não deve ser guardado por longo período de tempo, perdendo 40-50% da atividade antifúngica após 5 dias em temperatura ambiente na presença de solventes orgânicos; entretanto, pode ser estocado por 4 meses a 25°C em solução aquosa. Sobre o

ágar, DERBERGH (1983) observou que os diferentes tipos de ágar apresentavam diferentes concentrações de  $\text{Ca}^{+2}$ ,  $\text{K}^{+}$  e  $\text{Na}^{+}$  e propriedades diferentes: aumento do poder de solidificação e decréscimo de condutividade com o aumento da purificação do produto. Portanto, o ágar (ou agarose) não pode ser considerado inerte quimicamente e o gel pode atuar através de certos processos físicos (ROMBERGER & TABOR, 1971). Após vários tratamentos de esterilização, foi possível eliminar a contaminação fúngica, permanecendo pequena contaminação por bactérias. As bactérias não prejudicaram a germinação. Para reduzir a proliferação das bactérias, foram testados outros substratos. Discos de fibra de vidro, de celulose, de papel de filtro, de acetato e de náilon foram colocados sobre o ágar. A fibra de vidro apresentou a melhor resposta, pois manteve-se úmida por longo período e sua estrutura fibrilar promoveu um desenvolvimento satisfatório dos gametófitos pois os rizóides são capazes de crescer por entre as fibras.

Também o armazenamento em nitrogênio líquido mostrou-se efetivo na manutenção da viabilidade, desde que a retirada do material seja feita por transferência lenta para a temperatura ambiente. A criopreservação foi efetiva em esporos de *Cyathea spinulosa* Wall. ex. Hook. f., uma samambaia arbórea em via de extinção (AGRAWAL *et al.*, 1993). Além de esporos de pteridófitas, a criopreservação foi utilizada com sucesso em esporos de fungo (GULYA *et al.*, 1993) e em pólen de rosa (RAJASEKHARAN & GANESHAN, 1994).

Os experimentos de armazenamento foram feitos com o objetivo de discutir os fatores que influenciam a viabilidade dos esporos de *C. delgadii*. Este estudo serve de base para trabalhos similares a serem desenvolvidos com outras espécies, trabalhos com esta mesma espécie sob outras condições ou com esporos de diferentes procedências, além de colaborar na discussão da formação e manutenção do banco de esporos no solo. O estudo de banco de esporos é uma área ainda pouco explorada e pode ser auxiliada tanto pelo estudo da fisiologia como pelo estudo de morfologia e dispersão dos esporos. O Brasil representa um grande potencial e novas técnicas devem ser desenvolvidas.

## 7 - RESUMO

Foi estudada a morfologia dos esporos das espécies de pteridófitas da mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu. As espécies são as seguintes: *Asplenium serra* Langsd. & Fisch., *Blechnum brasiliense* Desv., *Blechnum glandulosum* Link, *Blechnum raddianum* Ros., *Blechnum serrulatum* L. C. Rich., *Salpichlaena volubilis* (Kaulf.) Hook., *Cyathea delgadii* Sternb., *Trichipteris phalerata* (Mart.) Barr., *Lindsaea lancea* (L.) Bedd., *Lindsaea quadrangularis* Raddi, *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn var. *arachnoideum* (Kaulf.) Brade, *Cyclodium meniscioides* (Willd.) Presl var. *meniscioides*, *Dicranopteris flexuosa* (Schrad.) Underw., *Trichomanes cristatum* Kaulf., *Trichomanes emarginatum* Presl, *Lycopodiella cernua* (L.) Pichi-Serm., *Osmunda cinnamomea* L., *Osmunda regalis* L., *Campyloneurum phyllitidis* (L.) Presl, *Polypodium fraxinifolium* Jacq., *Polypodium ptilodon* Kunze, *Adiantum fructuosum* Spreng., *Pityrogramma calomelanos* (L.) Link, *Pityrogramma trifoliata* (L.) Tryon, *Thelypteris brevisora* (Ros.) Ponce, *Thelypteris chrysodioides* (Fée) Morton, *Thelypteris dentata* (Forssk.) E. P. St. John, *Thelypteris interrupta* (Willd.) Iwats., *Thelypteris longifolia* (Desv.) Tryon, *Thelypteris rivularioides* (Fée) Abbiatti, *Thelypteris serrata* (Cav.) Alston. Os esporos acetolisados foram medidos e fotografados sob microscópio óptico e esporos não acetolisados foram fotografados sob microscopia eletrônica de varredura. A partir da análise destas espécies e do estudo já realizado com os esporos das espécies presentes no cerrado da Reserva (ESTEVEES & MELHEM, 1992), foi feita uma chave de identificação para todas as espécies da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji Guaçu.

A análise da chuva polínica mensal foi feita de janeiro/94 a fevereiro/95 em quatro pontos da Reserva: campo cerrado, cerrado, mata ciliar e brejo. Os coletores (potes plásticos contendo glicerina) foram instalados a 1,5m de altura. O material coletado foi concentrado e acetolisado. A maior diversidade ocorreu na mata ciliar e a maior porcentagem de esporos de pteridófitas foi encontrada no verão. Há diferença entre os dados de janeiro/94 e janeiro/95.

Um estudo da análise de banco de esporos no solo foi feito na mata ciliar. Amostras foram coletadas nas profundidades de 0-5; 5-10 e 10-15cm e submetidos aos tratamentos químicos, segundo FÆGRI & IVERSEN (1975). Esporos de pteridófitas estiveram presentes nas três profundidades. Esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. estiveram em maior porcentagem em todas as amostras.

Foi escolhida *Cyathea delgadii* Sternb. para os estudos de germinação e das substâncias de reserva durante o armazenamento. A produção dos esporos por fronde foi estimada em 269 milhões. A germinação ocorreu apenas na presença de luz e foi maior e mais rápida em meio líquido. Os esporos foram armazenados a 12 e 25°C em frascos de vidro vedados e mantidos em dessecador; em nitrogênio líquido e enterrados no campo cerrado, cerrado, mata ciliar, brejo e área perturbada. A presença de luz não afetou a viabilidade dos esporos e a germinação foi melhor quando houve transferência lenta de temperatura do nitrogênio líquido. Ocorreu perda total de viabilidade em esporos enterrados já nos primeiros seis meses de armazenamento.

Análise de lipídios totais, proteínas totais e açúcares solúveis totais foram feitas em esporos armazenados em frascos de vidro sob escuro a 12°C. No primeiro ano de armazenamento, houve queda dos valores de açúcares solúveis e amido e estabilidade dos valores de proteínas solúveis. A partir do segundo ano, os valores de proteínas solúveis decresceram e os de amido aumentaram. A cromatografia em papel indicou a presença de arabinose, frutose, galactose, glicose e sacarose. Nos esporos armazenados por 2 e 3 anos foram encontrados compostos não identificados que apresentam baixa migração cromatográfica em relação aos demais.

## 8 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGRAWAL, D.C., PAWAR, S.S. & MASCARENHAS, A.F. 1993. Cryopreservation of spores of *Cyathea spinulosa* Wall. ex. Hook. f. - An endangered tree fern. **J. Plant Physiol.** 142: 124-126.
- AIRA, M.J. & BARTHELEMY, L. 1990. Pollen rain distribution study in the Serra do Bocelo (Galicia, Spain). **C. R. Seances Soc. Biogeogr.** 66:129-146 (*in* 1991. Biological Abstracts: 91, ref. 94 389).
- ALLESSIO, M.L. & ROWLEY, J.R. 1966. Atmospheric pollen in Amhearst, Massachusetts. **Bot. Gaz.** 127:35-40.
- ATKINSON, L.R. 1960. A new germination pattern for the Hymenophyllaceae. **Phytomorphology** 10:26-36.
- BARTH, O.M. 1975. Principais tipos de esporos de pteridófitos encontrados em sedimentos do ar do Rio de Janeiro. **Leandra** 6:55-59.
- BARTH, O. M. & MELHEM, T.S. 1988. **Glossário ilustrado de palinologia**. Editora UNICAMP, Campinas, 75p.
- BARUI, N.C. & CHANDA, S. 1992. Late-quaternary pollen analysis in relation to palaeoecology, biostratigraphy and dating of Calcutta peat. **Proc. Indian natl. Sci. Acad. Part B Biol. Sci.** 58:191-200.
- BASILE, D.V. 1973. A simple method of initiating axenic culture of pteridophytes from spores. **Am. Fern J.** 63:147-151.
- BATISTA, E.A. 1982. **Levantamentos fitossociológicos aplicados à vegetação de cerrado, utilizando-se de fotografias aéreas verticais**. Tese de Mestrado. Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, 86p.
- BELL, P.R. 1958. Variations in the germination-rate and development of fern spores in culture. **Ann. Bot.** 22: 503-511.
- BERI, A. & BIR, S.S. 1993. Germination of stored spores of *Pteris vittata* L. **Am. Fern J.** 83:73-78.
- BIELESKI, R.L. & TURNER, N.A. 1966. Separation and estimation of aminoacids in crude plant extracts by thin-layer electrophoresis and chromatography. **Anal. Biochem.** 17:278-293.
- BIERHORST, D.W. 1967. The gametophyte of *Schizaea dichotoma*. **Am. J. Bot.** 54:538-549.

- BIERHORST, D.W. 1970. A vascular plant with a dominant gametophytes: *Actinostachys* sp. **Am. J. Bot.** **57**:744.
- BONNEFILLE, R., BUCHET, G, FRIIS, I., KELBESSA, E. & MOHAMMED, M.U. 1993. Modern pollen rain on altitudinal range of forests and woodland in south west Ethiopia. **Opera Bot.** **121**:71-84.
- BRADFORD, M.M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of micrograms quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Anal. Biochem.** **72**:248-254.
- BROWN, C.A. 1960. What is the role of spores in fern taxonomy? **Am. Fern J.** **50**:6-14.
- BURNEY, D.A. & BURNEY, L.P. 1993. Modern pollen deposition in cave sites: experimental results from New York State. **New Phytol.** **124**:523-535.
- CALLEJA, M. & van CAMPO, E. 1990. Pluie pollinique le long d'un transect Atlantique Afrique-Bahamas. **C. R. Acad. Sci. Paris**, **310** (Série II):1321-1326.
- CAULA, S.A., SECCHIARI, S. & COUSSIO, J.D. 1990. *Polypodium phyllitidis* L. (Polypodiaceae): a fern with a high sucrose content. **Acta Farm. Bonaerense** **9**:11-114 (in 1991. Biological Abstracts: 91, ref. 118 815).
- CHALONER, W.G. 1970. The rise of the first land plants. **Biol. Rev.** **45**:357-377.
- CHARLTON, F.B. 1938. Formative effects of radiation upon fern prothallia. **Am. J. Bot.** **25**:431-442.
- CHEN, S. & CHIEN, M. 1986. Two-year investigation of the airborne pollen at Nankang, Taipei (Taiwan). **Taiwania** **31**:33-40.
- CHRISTENSEN, C. 1967. Filicinae. In: **Manual of pteridology** (Fr. Verdoorn, ed.), A. Asher & Co. Publ., Amsterdam, p.522-550.
- CONWAY, E. 1949. The autoecology of bracken (*Pteridium aquilinum*): the germination of the spores and the development of the prothallus and the young sporophyte. **Proc. R. Soc. Edinb. Sect. B (Biol.)** **63**:325-342.
- CONWAY, E. 1953. Spore and sporeling survival in bracken [*Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn.]. **J. Ecol.** **41**:273-284.
- CONWAY, E. 1957. Spore production in bracken [*Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn]. **J. Ecol.** **45**:273-284.
- CONWAY, E. & STEPHENS, R. 1957. Sporeling establishment in *Pteridium aquilinum*: effects of mineral nutrients. **J. Ecol.** **45**:389-399.
- CRABBE, J.A., JERMY, A.C. & MICKEL, J.T. 1975. A new generic sequence for the pteridophyte herbarium. **Fern Gaz.** **11**:141-162.

- CROTTY, W.J. 1967. Rhizoid cell differentiation in the fern gametophyte of *Pteris vittata*. **Am. J. Bot.** **54**:105-117.
- DAVIDONIS, G.H. & RUDDAT, M. 1973. Allelopathic compounds, thelypterin A and B in the fern *Thelypteris normalis*. **Planta** **111**:23-32.
- DAVIDONIS, G.H. & RUDDAT, M. 1974. Growth inhibition in gametophytes and oat coleoptiles by thelypterin A and B released from roots of the fern *Thelypteris normalis*. **Am. J. Bot.** **61**:925-930.
- De La SOTA, E.R. 1972. Sinopsis de las pteridofitas del noroeste de Argentina. I. **Darwiniana** **17**:11-103.
- De La SOTA, E.R. 1973. Sinopsis de las pteridofitas del noroeste de Argentina. II. **Darwiniana** **18**:173-263.
- DeMAGGIO, A.E. & STETLER, D.A. 1980. Storage products in spores of *Onoclea sensibilis* L. **Am. J. Bot.** **67**:452-455.
- DeMAGGIO, A.E. & STETLER, D.A. 1985. Mobilization of storage reserves during fern spore germination. **Proc. R. Soc. Edinb.**, **86B**:195-202.
- DERBERGH, P.C. 1983. Effects of sugar brand and concentration on the tissue culture medium. **Physiol. Plant.** **59**:270-276.
- DEVI, S.; SINGH, Y. & SINGH, J. 1985. Incidence of fern spores in the ambient air of Lucknow. **Indian Fern J.** **2**:32-38.
- DE VUONO, Y.S., BARBOSA, L.M. & BATISTA, E.A. 1982. A reserva Biológica de Moji-Guaçu. **Silvic. S. Paulo** **16A**:548-558.
- DIMBLEBY, G.W. 1961. Transported material in the soil profile. **J. Soil Sci.** **12**:12-22.
- DUBOIS, N., GILLES, K.A., HAMILTON, J.K., KEBERS, P.A. & SMITH, F. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. **Analyt. Chem.** **31**:645-651.
- DURING, H.J. & ter HORST, B. 1983. The diaspore bank of bryophytes and ferns in chalk grassland. **Lindbergia** **9**:57-64.
- DURING, H.J., BRUGUES, M., CROS, R.M. & LLORET, F. 1987. The diaspore bank of bryophytes and ferns in the soil in some contrasting habitats around Barcelona, Spain. **Lindbergia** **12**:137-149.
- DUVAL, M., JOB, C., ALBAN, C., DOUCE, R. & JOB, D. 1994. Developmental patterns of free and protein-bound biotin during maturation and germination of seeds of *Pisum sativum*: characterization of a novel seed-specific biotinylated protein. **Biochem. J.** **299**:141-150.
- DYER, A.F. 1979a. The experimental biology of ferns. **Trans. Bot. Soc. Edinb.** **43**:75-90.



- DYER, A.F. 1979b. The culture of fern gametophytes for experimental investigation. *In: The experimental biology of fern* (A.F. Dyer, ed.), Acad. Press Inc. Ltd., London, p.253-305.
- DYER, A.F. 1983. Fern gametophytes in culture. A simple system for studying plant development and reproduction. *J. Biol. Educ.* 17:23-39.
- DYER, A.F. & LINDSAY, S. 1992. Soil spore banks of temperate ferns. *Am. Fern J.* 82:89-122.
- EDWARDS, M.E. & MILLER, J.H. 1972a. Growth regulation by ethylene in fern gametophytes. II. Inhibition of cell division. *Am. J. Bot.* 59:450-457.
- EDWARDS, M.E. & MILLER, J.H. 1972b. Growth regulation by ethylene in fern gametophytes. III. Inhibition of spore germination. *Am. J. Bot.* 59:458-465.
- EITEN, G. 1963. Habitat flora of Fazenda Campininha, São Paulo, Brasil. *In: Simpósio sobre o cerrado* (M.G. Ferri, ed.), Ed. E. Blücher Ltda e EDUSP, São Paulo, p.179-231.
- ERDTMAN, G. 1971. **Handbook of palynology (morphology-taxonomy-ecology). An introduction to the study of pollen grains and spore.** Munksgaard, Copenhagen, 486p.
- ERDTMAN, G. & SORSA, P. 1971. **Pollen and spore. Morphology/plant taxonomy. Pteridophytas.** Alqvist. & Wiksell, Stockholm, 302p.
- ESTEVEVES, L.M. 1984. **Morfologia e germinação de esporos de *Trichipteris corcovadensis*.** Tese de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 92p.
- ESTEVEVES, L.M. 1989. **Morfologia e germinação de esporos de pteridófitas dos cerrados do Estado de São Paulo.** Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 122p.
- ESTEVEVES, L.M. & FELIPPE, G.M. 1985. Fotossensibilidade de esporos de pteridófitas dos cerrados. *Rev. bras. Bot.* 8:219-222.
- ESTEVEVES, L.M. & FELIPPE, G.M. 1990. Cumarina em folíolo de *Polypodium latipes* Langsd. & Fisch. dos cerrados do estado de São Paulo. *Hoehnea* 17:13-17.
- ESTEVEVES, L.M. & MELHEM, T.S. 1992. Morfologia de esporos de pteridófitas do cerrado da Reserva Biológica de Moji-Guaçu (SP). *Rev. bras. Bot.* 15:73-83.
- FÆGRI, K. & IVERSEN, J. 1975. **Textbook of pollen analysis.** John Wiley & Sons, Munksgaard, Copenhagen, 295p.
- FÆGRI, K. & van der PIJL, L. 1980. **The principles of pollination ecology.** Pergamon Press, London, p.9-12.
- FARRAR, D.R. 1978. Problem in the identity and origin of the Appalachian *Vittaria* gametophyte, a sporophyteless fern of the eastern United States. *Am. J. Bot.* 65:1-12.

- FARRAR, D.R. 1985. Independent fern gametophytes in wild. **Proc. R. Soc. Edinb.**, **86B**:361-369.
- FELIPPE, G.M., ESTEVES, L.M. & RANDI, A.M. 1989. Lipídios, proteínas e açúcares em esporos de *Cyathea delgadii* Sternb., *Polypodium latipes* Langsd. & Fisch. e *Trichipteris corcovadensis* (Raddi) Copel. **Ínsula** **19**:3-12.
- FELIPPE, G.M., SASSAKI, R.M. & AVEIRO, S.M. de G. 1992. Germinação de esporos de *Polypodium pleopeltifolium* : resultados preliminares. **Acta bot. bras.** **6**:49-54.
- FISHER, R.M. & MILLER, J.H. 1975. Growth regulation by ethylene in fern gametophytes. IV. Involvement of photosynthesis in overcoming ethylene inhibition of spore germination. **Am. J. Bot.** **62**:1104-1111.
- FISHER, R.M. & MILLER, J.H. 1978. Growth regulation by ethylene in fern gametophytes. V. Ethylene and the early events of spore germination. **Am. J. Bot.** **65**:334-339.
- FLETCHER, W.W. & KIRKWOOD, R.C. 1979. The bracken fern (*Pteridium aquilinum* L. (Kuhn); its biology and control. *In: The experimental biology of ferns.* (A.F.Dyer, ed.), Acad. Press Inc. Ltd., London, p.591-636.
- FREEBERG, J.A. & WETMORE, R.H. 1957. Gametophytes of *Lycopodium* as grown in vitro. **Phytomorphol.** **7**:204-217.
- GANTT, E. & ARNOTT, J.J. 1965. Spore germination and development of the young gametophyte of the ostrich fern [*Matteuccia struthiopteris*]. **Am. J. Bot.** **52**:82-94.
- GASTONY, G.J. 1974. Spore morphology in the Cyatheaceae. I. The perine and sporangial capacity: general considerations. **Am. J. Bot.** **61**:672-680.
- GASTONY, G.J. 1979. Spore morphology in the Cyatheaceae. III. The genus *Trichipteris*. **Am. J. Bot.** **66**:1238-1260.
- GEMMRICH, A.R. 1977. Mobilization of reserve lipids in germinating spores of the fern *Anemia phyllitidis* L. **Plant Sci. Letter** **9**:301-307.
- GEMMRICH, A.R. 1979a. Developmental changes in microbody enzyme activities in germinating spores of the fern *Pteris vittata*. **Z. Pflphysiol. Bd.** **97**:153-160.
- GEMMRICH, A.R. 1979b. Isocitrate-lyase in germinating spores of the fern *Anemia phyllitidis*. **Phytochemistry** **18**:1143-1146.
- GEMMRICH, A.R. 1979c. Lipid synthesis in imbibed spores of the fern *Anemia phyllitidis* L.Sw. **Z. Pflphysiol. Bd.** **91**:317-324.
- GEMMRICH, A.R. 1982. Effect of red light and gibberellic acid on lipid metabolism in germinating spores of the fern *Anemia phyllitidis*. **Physiol. Pl.** **54**:58-62.

- GENSEL, P.G. 1980. Devoniana *in situ* spores: a survey and discussion. **Rev. Palaeo. Palynol.** 30: 101-132.
- GRAHAM, B. 1989. Ferns in medicine. **Pteridologist** 1:252-254.
- GREGORY, M.J.F. 1945. The dispersion of air-borne spores. **Trans. Br. Mycol. Soc.** 29:26-72.
- GUERVIN, C. & LAROCHE, J. 1967. Cultures d'*Equisetum arvense* L. et de *Gymnogramme sphurea* Desv.: importance du facteur pH. **C. R. Acad. Sci. Paris** 264D:330-333.
- GULLVÅG, B.M. 1968. On the fine structure of the spores of *Equisetum fluviatile* var. *verticillatum* studied in the quiescent, germinated and non-viable state. **Grana Palynol.** 8:24-45.
- GULYA, T.J.; MASIREVIC, S. & THOMAS, C.E. 1993. Preservation of air-dried downy mildew sporangia in liquid nitrogen without cryoprotectants or controlled freezing. **Mycol. Res.** 97:240-244.
- HAIGH, M.V. & HOWARD, A. 1970. Mutations affecting cell morphology in *Osmunda regalis*. **J. Hered.** 61:285-287.
- HAMILTON, R.G. 1988. The significance of spore banks in natural populations of *Athyrium pycnocarpon* and *A. thelypteroides*. **Am. Fern J.** 78:96-104.
- HANSEN, B.C.S. & WRIGHT Jr., H.E. 1987. The modern pollen rain of North Dakota, USA. **Pollen Spores** 29:167-184 (*in* 1988. Biological Abstracts: 86, ref. 40 710).
- HANUMANTHA, B.T.; KANNAN, N.; DAIVASIKAMANI, S. & GOVINDARAJAN, T.S. 1991. Air-spora of a coffee plantation in Chikamagalur region of Karnataka. **J. Coffee Res.** 21:20-31 (*in* 1993. Biological Abstracts: 95, ref. 19 826).
- HARRIS, W.F. 1955. A manual of spores of New Zealand pteridophytes. **Bull. N.Z. Dep. Scient. Ind. Res.** 116:1-186.
- HAUPT, W. 1985. Effects of nutrients and light pretreatment on phytochrome-mediated fern-spore germination. **Planta** 164:63-68.
- HEVLY, R.H. 1963. Adaptations of cheilanthoid ferns to desert environments. **J. Arizona Acad. Sci.** 2:164-175.
- HILL, R.H. 1971. Comparative habitat requirements of spore germination and prothallial growth of three ferns in south eastern Michigan. **Am. Fern J.** 61:171-182.
- HILL, R.H. & WAGNER Jr., W.H. 1974. Seasonality and spore type of the pteridophytes of Michigan. **Mich. Bot.** 13:40-44.
- HIRMER, M. 1967a. Geographie und zeitliche Verreitung der fossilen Pteridophyta. *In: Manual of pteridology* (Fr. Verdoorn, ed.), A. Asher & Co. Publ., Amsterdam, p.474-495.

- HIRMER, M. 1967b. Psilotinae. *In: Manual of pteridology* (Fr. Verdoorn, ed.), A. Asher & Co. Publ., Amsterdam, p.507-510.
- HIRMER, M. 1967c. Articulatae. *In: Manual of pteridology* (Fr. Verdoorn, ed.), A. Asher & Co. Publ., Amsterdam, p.511-521.
- HIRMER, M. 1967d. Fossile filicinae. *In: Manual of pteridology* (Fr. Verdoorn, ed.), A. Asher & Co. Publ., Amsterdam, p.551-554.
- HOLTTUM, R.E. 1949. The classification of ferns. *Biol. Rev.* 24:267-296.
- HOLTTUM, R.E. 1967. The ecology of tropical pteridophytes. *In: Manual of pteridology* (Fr. Verdoorn, ed.) A. Asher Co. Amsterdam, p.420-450.
- HOWARD, A. & HAIGH, M.V. 1970. Radiation responses of fern spores during their first cell-cycle. *Int. J. Radiation Biol.* 18:147-158.
- HOWE, C.D & CHANCELLOR, R.J. 1983. Factors affecting the viable seed content of soils beneath lowland pastures. *J. Appl. Ecol.* 20:915-922.
- HUCKABY, C.S. & MILLER, J.H. 1984. Spore germination and rhizoid differentiation in *Onoclea sensibilis*. A two dimensional electrophoretic analysis of the extant soluble proteins. *Plant Physiol.* 74:656-662.
- HUCKABY, C. & RAGHAVAN, V. 1981. The spore-germination pattern of thelypteroid ferns. *Am. J. Bot.* 68:517-523.
- HUREL-PY, G. 1944. De l'influence de la température sur la croissance des gamétophytes et des sporophytes de Fougères. *C. R. Seances Soc. Biol.* 138:753-755.
- JARVIS, M.C. & DUNCAN, H.J. 1974. Paper chromatography of plant sugars. *J. Chromatogr.* 92:454-456.
- JOHNSON, D. 1985. New records for longevity of *Marsilea* sporocarps. *Am. Fern J.* 75:30-31.
- JOLY, A. B. 1976. *Botânica - Introdução à taxonomia vegetal*. Companhia Editora Nacional, São Paulo, 777p.
- KAIRIES, M. & DAPPER, H. 1988. Walls in Berlin (West) [West Germany] as localities for ferns and flowering plants. *Verh. Berl. Bot. Ver.* 6:3-12 (*in* 1989. Biological Abstracts: 87, ref. 44 914.).
- KANAMORI, K. 1969. Studies on the sterility and size variation of spores in some species of Japanese *Dryopteris*. *J. Jap. Bot.* 44:207-217, pls.14-17.
- KATO, I. 1963. Physiological and morphogenetic studies of fern gametophytes in aseptic culture. I. Callus tissues from dark-cultured *Pteris vittata*. *Bot. Gaz.* 124:413-416.

- KAWASAKI, T. 1954. Studies on the sexual generation of ferns. I. On the prothallia of *Cyathea borinsimensis* Copel. **J. Jap. Bot.** 29:201-204.
- KLEKOWSKI Jr., E.J. 1969. Reproductive biology of the pteridophyta. II. Theoretical considerations. **Bot. J. Linn. Soc.** 62:342-359.
- KLEKOWSKI Jr., E.J. 1971. Ferns and genetics. **Bioscience** 21:317-322.
- KLEKOWSKI Jr., E.J. & LLOYD, R.M. 1968. Reproductive biology of the pteridophyta. I. General considerations and a study of *Onoclea sensibilis* L. **J. Lin. Soc.** 60:315-324.
- KNOX, E.M. 1951. Spore morphology in British ferns. **Trans. Proc. Bot. Soc. Edinb.** 35:437-449.
- KOMAROVA, T.A. 1987. The spore regeneration of ferns in fresh burns of the South Sikhote-Alin. **Botanicheskii Zhurnal-Moskva** 72:215-220.
- KORNÁS, J. 1974. The pteridophyta of Kundalila Falls, Zambia. **Acta Soc. Bot. Pol.** 43:479-483.
- KOTT, L.S. & BRITTON, D.M. 1982. A comparative study of spore germination of some *Isoetes* species of northeastern North America. **Can. J. Bot.** 60:1679-1687.
- KOTT, L.S. & PETERSON, R.L. 1974. A comparative study of gametophyte development of the diploid and tetraploid races of *Polypodium virginianum*. **Can. J. Bot** 52:91-96.
- KRÄUSEL, R. 1967. Psilophytinae. *In: Manual of pteridology* (Fr. Verdoorn, ed.), A. Asher & Co. Publ., Amsterdam, p.496-499.
- KREMP, G.O.W. & KAWASAKI, T. 1972. **The spores of the pteridophytes. Illustrations of the spores of the ferns and fern allies.** Hirokawa Publishing Company, Tokyo, 398p.
- LECK, M.A. 1980. Germination in Barrow, Alaska, tundra soil cores. **Arctic and Alpine Res.** 12:343-349.
- LECK, M.A. & SIMPSON, R.L. 1987. Spore bank of a Delaware River freshwater tidal wetland. **Bull. Torrey Bot. Club** 114:1-7.
- LEGG, C.J., MALTBY, E. & PROCTOR, M.C.F. 1992. The ecology of severe moorland fire on the North York moors: seed distribution and seedling establishment of *Calluna vulgaris*. **J. Ecol.** 80:737-752.
- LINDSAY, S. 1992. **Field experiments on the development of fern gametophytes.** PhD thesis. University of Edinburgh, Edinburgh, 194p.
- LINDSAY, S., WILLIAMS, N. & DYER, A.F. 1992. Wet storage of fern spores: unconventional but far more effective! **Fern Horticulture: past, present and future perspectives:**285-294.
- LLOYD, R.M. 1974a. Reproductive biology and evolution in the pteridophyta. **Ann. Mo. Bot. Gard.** 61:318-331.

- LLOYD, R.M. 1974b. Mating systems and genetic load in pioneer and non-pioneer Hawaiian pteridophyta. **Bot. J. Linn. Soc.** 69:23-35.
- LLOYD, R.M. 1976. Spore morphology of the Hawaiian genus *Sadleria* (Blechnaceae). **Am. Fern J.** 66:1-7.
- LLOYD, R.M. & KLEKOWSKI Jr., E.J. 1970. Spore germination and viability in pteridophyta: evolutionary significance of chlorophyllous spores. **Biotropica** 2:129-137.
- LUGARDON, B. 1971. L'endospore et la "pseudo-endospore" des spores des Filicinées isosporées. **C. R. Acad. Sc. Paris** 273:675-678.
- LUGARDON, B. 1972. La structure fine de l'exospore et de la périspore des filicinées isosporées. I- Généralités. Eusporangiées et Osmundales. **Pollen Spore** 14:227-261.
- McCREADY, R.M., GUGGOLZ, J., SILVIERA, V. & OWENS, H.S. 1950. Determination of starch and amylose in vegetables: application to peas. **Analyt. Chem.** 22:1156-1158.
- MALIK, S.K. & BHARDWAJA, T.N. 1990. Spore germination and gametophyte development in genus *Athyrium* in response to colchicine treatment. **Phytomorphol.** 40:79-84.
- MANTOVANI, W. 1987. **Análise florística e fitossociológica do estrato herbáceo subarbustivo do cerrado na Reserva Biológica de Moji-Guaçu e em Itirapina.** Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 217p.
- MANTOVANI, W. & MARTINS, F.R. 1993. Florística do cerrado na Reserva Biológica de Moji-Guaçu, SP. **Acta bot. bras.** 7:33-60.
- MARCONDES-FERREIRA, W. & FELIPPE, G.M. 1984. Effects of light and temperature on the germination of spores of *Cyathea delgadii*. **Rev. bras. Bot.** 7:53-56.
- MARENGO, N.P. 1949. A study of the cytoplasmic inclusions during sporogenesis in *Onoclea sensibilis*. **Am. J. Bot.** 36:603-613.
- MARENGO, N.P. & BADALAMENTE, M. A. 1978. The fine structure of the newly formed spore of *Onoclea sensibilis*. **Am. Fern J.** 69:52-54.
- MARMORI, M. 1992. Pólen desvenda origem do cerrado. **Ciência Hoje** 14:54-56.
- MAY, L.W. 1978. The economic uses and associated folklore of ferns and fern allies. **Bot. Rev.** 44:491-529.
- MEDINA, E., CUEVAS, E., POPP, M. & LUGO, A.E. 1990. Soil salinity, sun exposure and growth of *Acrostichum aureum*, the mangrove fern. **Bot. Gaz.** 151:41-49.
- MELAN, M.A. & WHITTIER, D.P. 1990. Effects of inorganic nitrogen sources on spore germination and gametophyte growth in *Botrychium dissectum*. **Plant Cell Environ.** 13:477-482.

- MELHEM, T.S. & MAKINO, H. 1978. Precipitação polínica na cidade de São Paulo (Brasil). **Hoehnea** 7:1-10.
- MELHEM, T.S. & MATOS, M.E.R. 1972. Variabilidade da forma nos grãos de pólen de *Eriope crassipes* Benth. - Labiatae. **Hoehnea** 2:1-10.
- MILBERG, P. 1991. Fern spores in a grassland soil. **Can. J. Bot.** 69:831-834.
- MILLAY, M.A. 1979. Studies of Paleozoic marattiales: a monograph of the American species of *Scolecopteris*. **Palaeontographica** B169:1-69.
- MILLER, J.H. 1968. Fern gametophytes as experimental material. **Bot. Rev.** 34:361-440.
- MILLER, J.H. & MILLER, P.M. 1961. The effect of different light conditions and sucrose on the growth and development of the gametophyte of the fern *Onoclea sensibilis*. **Am. J. Bot.** 48:154-159.
- MITSUI, K. 1986. The development of the perispore in the fern family Thelypteridaceae. In: **Pollen and spores: form and function. Number 12** (S. Blackmore & J.K. Ferguson, eds.). Lin. Soc. London, Acad. Press, London, p.401-403.
- MORBELLI, M.A. 1974. Analisis palinológico en híbridos interspecíficos del género *Blechnum* L. **Bol. Soc. Argent. Bot.** 15:446-466.
- MORBELLI, M.A. 1976. Estudio palinológico de las especies austrosudamericanas del género *Blechnum* L., subgénero *Blechnum* (Blechnaceae - Pteridophyta). **Bol. Soc. Argent. Bot.** 17:155-175.
- NÄF, U. 1958. On the physiology of antheridium formation in the bracken fern [*Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn.]. **Physiol. Pl.** 11:728-746.
- NÄF, U. 1966. On dark-germination and antheridium formation in *Anemia phyllitidis*. **Nature** 184:798-800.
- NÄF, U. & NAYLOR, A.W. 1951. Carbon dioxide and light requirement in the germination of *Onoclea sensibilis* spores. **Proc. Am. Soc. Plant Physiol.** 9-12:8.
- NAGAI, I. 1915. On the influence of nutrition upon the development of sexual organs in the fern prothallia. **J. College Agric.** 6:121-164.
- NAKASHIZUKA, T., IIDA, S., SUZUKI, W. & TANIMOTO, T. 1993. Seed dispersal and vegetation development on a debris avalanche on the Ontake volcano, central Japan. **J. Veg. Sci.** 4:537-542.
- NAYAR, B.K. & DEVI, S. 1964a. Spore morphology of Indian ferns. II. Aspleniaceae and Blechnaceae. **Grana Palynol.** 5:222-246.
- NAYAR, B.K. & DEVI, S. 1964b. Spore morphology of Indian ferns. III. Polypodiaceae. **Grana Palynol.** 5:342-395.

- NAYAR, B.K. & DEVI, S. 1966. Spore morphology of the Pteridaceae. I. The pteridoid ferns. **Grana Palynol.** 6:476-502.
- NAYAR, B.K. & DEVI, S. 1967. Spore morphology of the Pteridaceae. II. The gymnostridoid ferns. **Grana Palynol.** 7:568-593.
- NAYAR, B.K. & DEVI, S. 1968. Spore morphology of the Pteridaceae. III. The dicksonioid, dennstaedtioid and lindsayoid ferns. **Grana Palynol.** 8:185-203.
- NAYAR, B.K. & KAUR, S. 1968. Spore germination in homosporous ferns. **J. Palynol.** 4:1-14.
- NAYAR, B.K.; BAJPAI, N. & RAZA, F. 1966. Morphological studies on some species of *Blechnum*, *Doodia*, *Woodwardia* and *Stenochlaena*: I. The gametophytes and the juvenile sporophytes. **J. Linn. Soc. Lon. Bot.** 59:405-423.
- NELSON, N. 1944. A photometric adaptation of the Somogyi method for the determination of glucose. **J. Biol. Chem.** 153:375-380.
- NESTER, J.E. 1985. Spore germination and early gametophyte development in *Anemia mexicana* Klotzsch. **Bot. Gaz.** 146:510-516.
- NESTER, J.E. & COOLBAUGH, R.C. 1986. Factors influencing spore germination and early gametophyte development in *Anemia mexicana* and *Anemia phyllitidis*. **Plant Physiol.** 82:230-235.
- OLIVEIRA-CAMARGO, M.R. & FERREIRA, A.G. 1976. Spore of *Polypodium* L. (Polypodiaceae) from Rio Grande do Sul (Brasil). **Rev. bras. Biol.** 36:21-32.
- OLIVEIRA-LIMA, A. & GUIMARÃES, O. 1958. Contagens de pólenes na atmosfera da cidade de São Paulo. **Hospital (Rio J.)** 54:153-162.
- OLIVEIRA-LIMA, A.; COSTA, P.D.da; GALENO, R. & SANTOS, P.P.dos. 1945. Contagem de pólenes aéreos na cidade de Florianópolis (Santa Catarina), durante 10 meses consecutivos. **Hospital (Rio J.)** 28:197-199.
- OLIVEIRA-LIMA, A., COSTA, P.D. da & GALENO, R. 1946. Contagem de pólenes aéreos na cidade de Porto Alegre (Rio Grande do Sul). **Hospital (Rio J.)** 30:513-515.
- OTTO, E.A., CROW, J.H. & KIRBY, E.G. 1984. Effects of acidic growth conditions on spore germination and reproductive development in *Dryopteris marginalis* (L.). **Ann. Bot.** 53:439-442.
- PAGE, C.N. 1979a. The diversity of ferns. An ecological perspective. In: **The experimental biology of ferns** (A.F. Dyer, ed.), Acad. Press Inc. Ltd., London, p.10-57.
- PAGE, C.N. 1979b. Experimental aspects of fern ecology. In: **The experimental biology of fern** (A.F. Dyer, ed.), Acad. Press, London, p.552-585.



- PAL, S. & PAL, N. 1970. Spore morphology and taxonomy of Polypodiaceae. **Grana** 10:141-148.
- PANIGRAHI, G. 1976. The genus *Pityrogramma* (Hemionitidaceae) in Asia. **Kew Bull.** 30:657-667.
- PEREIRA-NORONHA, M.R. 1989. **Formas de vida e reprodução em pteridófitas.** Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Rio Claro, 272p.
- PEREZ F<sup>o</sup>, A., DONZELLI, J.L. & LEPSCH, I.F. 1980. Relação solo-geomorfologia em várzea do Rio Mogi-Guaçu. **Silvic. S. Paulo** 16A:548-558.
- PESSIN, L.J. 1925. An ecological study of the polypody fern *Polypodium polypodioides* as an epiphyte in Mississipi. **Ecology** 6:17-38.
- PETTITT, J.M. 1979. Ultrastructure and cytochemistry of spore wall morphogenesis. In: **The experimental biology of ferns** (A.F. Dyer, ed.), Acad. Press Inc. Ltd., London, p.213-252.
- PICKETT, F.L. & MANUEL, M.E. 1926. An ecological study of certain ferns: *Pellaea atropurpurea* (L.) Link and *Pellaea glabella* Mettenius. **Bull. Torrey Bot. Club** 53:1-5.
- PICKRIL, R.A. & FENNER, J.M. 1992. Late quaternary evolution of a fjord environment in preservation inlet, New Zealand. **Quat. Res. (Tokyo)** 38:331-346.
- POTTER, L.D. & ROWLEY, J. 1960. Pollen rain and vegetation, San augustin Plains, New Mexico. **Bot. Gaz.** 122:1-25.
- PRYER, K. & BRITTON, D.M. 1983. Spore studies in the genus *Gymnocarpium*. **Can. J. Bot.** 61:337-388.
- PUTTOCK, C.F. & QUINN, C.J. 1980. Perispore morphology and the taxonomy of the australian Aspleniaceae. **Aust. J. Bot.** 28:305-322.
- QUIRK, H. & CHAMBERS, T.C. 1981. Drough tolerance in *Cheilanthes* with special reference to the gametophyte. **Fern Gaz.** 12:121-129.
- RAGHAVAN, V. 1970. Germination of bracken fern spore. Regulation of protein and RNA synthesis during initiation and grown of rihizoid. **Exp. Cell Res.** 63:341-352.
- RAGHAVAN, V. 1976. Gibberellic acid-induced germination of spores of *Anemia phyllitidis*: nucleic acid and protein synthesis during germination. **Am. J. Bot.** 63:960-972.
- RAGHAVAN, V. 1980. Cytology, physiology and biochemistry of germination of fern spores. **Ac. Press Inc. Int. Rev. Cytology** 62:69-118.

- RAGHAVAN, V. 1985. Cytology of germination of spores of homosporous ferns. *In: The experimental biology of ferns* (A.F. Dyer & C.N. Page, eds.), The Roy. Soc. Edinb., Edinburgh, p.5-11.
- RAGHAVAN, V. 1989. **Developmental biology of fern gametophytes.** Cambridge University Press, New York, 361p.
- RAGHAVAN, V. 1991. Gene activity during germination of spores of fern *Onoclea sensibilis*: RNA and protein synthesis and the role of stored mRNA. **J. Exp. Bot.** 42:251-260.
- RAJASEKHARAN, P.E. & GANESHAN, S. 1994. Freeze preservation of rose pollen in liquid nitrogen: feasibility, viability and fertility status after long-term storage. **J. Hortic. Sci.** 69:565-569.
- RANAL, M.A. 1988. **Estabelecimento e desenvolvimento da geração esporofítica de pteridófitas em mata seca semidecídua do Estado de São Paulo.** Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Rio Claro, 217p.
- RANAL, M.A. 1991. Desenvolvimento de *Adiantopsis radiata*, *Pteris denticulata* (Pteridaceae) e *Polypodium latipes* (Polypodiaceae) em condições naturais. **Acta bot. bras.** 5:17-35.
- RANAL, M.A. 1993. Desenvolvimento de *Polypodium hirsutissimum* Raddi (Pteridophyta, Polypodiaceae) em condições naturais. **Acta bot. bras.** 7:3-15.
- RANDI, A.M. 1987. **Aspectos fotomorfogênicos, bioquímicos e citoquímicos durante a germinação de esporos de *Cyathea delgadii* Sternb.** Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 192p.
- RANDI, A.M. & FELIPPE, G.M. 1988a. Mobilization of storage reserves during *Cyathea delgadii* spore germination. **Bot. Mag. Tokyo** 101:529-532.
- RANDI, A.M. & FELIPPE, G.M. 1988b. Lipid content during germination of spores of the fern *Cyathea delgadii*. **Rev. bras. Bot.** 11:37-39.
- RANDI, A.M. & FELIPPE, G.M. 1988c. Effect of red light and far-red on the germination of spores of *Cyathea delgadii*. **Rev. bras. Bot.** 11:41-46.
- RANDI, A.M. & FELIPPE, G.M. 1988d. Efeitos da temperatura durante a pré e a pós-indução e do período de armazenamento na germinação de esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. **Hoehnea** 15:10-19.
- RANDI, A.M. & FELIPPE, G.M. 1988e. Efeito da pré-embebição em atmosfera úmida na fotossensibilidade de esporos de *Cyathea delgadii* Sternb. **Hoehnea** 15:20-27.
- RANDI, A.M. & FELIPPE, G.M. 1988f. Germinação de esporos de *Cyathea delgadii* sob luz azul e aplicações longas de vermelho. **Rev. bras. Biol.** 48:979-984.

- RANDI, A.M. & FELIPPE, G.M. 1988g. Efeito do armazenamento de esporos, da aplicação de DCMU e da pré-embebição em PEG na germinação de *Cyathea delgadii*. **Ciência e Cultura** 40:484-489.
- RASHID, A. 1976. **An introduction to pteridophyta (diversity and differentiation)**. Vikas publishing house, PUT LTD, New Delhi, 283p.
- RAYNOR, G.S.; OGDEN, E.C. & HAYES, J.V. 1976. Dispersion of fern spores into and within a forest. **Rhodora** 78:473-487.
- ROBINSON, G.R. & HANDEL, S.N. 1993. Forest restoration on a closed landfill: rapid addition of new species by bird dispersal. **Conserv. Biol.** 7:271-278.
- ROBINSON, P.M., SMITH, D.L., SAFFORD, R. & NICHOLS, W. 1973. Lipid metabolism in the fern *Polypodium vulgare*. **Phytochemistry** 12:1277-81.
- ROMBERGER, J.A. & TABOR, C.A. 1971. The *Picea abies* shoot apical meristem in culture. I. Agar and autoclaving effects. **Am. J. Bot.** 58:131-140.
- ROYAL BOTANIC GARDENS, KEW. 1980. **Draft index of author abbreviations compiled at the Herbarium**. HMSO, Crown Copyright, Basildon, 269p.
- RUBIN, G. & PAOLILLO Jr., D.J. 1984a. Obtaining a sterilized soil for the growth of *Onoclea* gametophytes. **New Phytol.** 97:621-628.
- RUBIN, G. & PAOLILLO Jr., D.J. 1984b. The spontaneous formation of antheridia in *Onoclea* is not blocked by light. **Ann. Bot.** 54:213-221.
- SALGADO-LABOURIAU, M.L. & RIZZO, J.A. 1969. Nota preliminar sobre a coleta de pólen atmosférico no município de Aparecida (Goiás). **Ann. Bot.**:65-69.
- SALGADO-LABOURIAU, M.L., VANZOLINI, P.E. & MELHEM, T.S. 1965. Variation of polar axes and equatorial diameters in pollen grains of two species of *Cassia*. **Grana Palynol.** 6:166-176.
- SANTOS, R. C. dos 1990. Considerações sobre o uso do broto de samambaia na alimentação humana. **Ciência e Cultura** 42:216-219.
- SANTOS Jr., D. 1992. **Composição do banco de sementes do solo e dinâmica de plântulas em um cerradão da Fazenda Canchin, São Carlos (SP)**. Tese de Mestrado. Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 117p.
- SATO, T. & SAKAI, A. 1979. Freezing resistance of gametophytes of the temperate fern, *Polystichum retro-paleaceum*. **Can. J. Bot.** 58:1144-1148.
- SATO, T. & SAKAI, A. 1981. Cold tolerance of gametophytes and sporophytes of some cool temperate ferns native to Hokkaido. **Can. J. Bot.** 59:604-608.
- SCHEDLBAUER, M.D. 1976. Specificity of the antheridogen from *Ceratopteris thalictroides* (L) Brongn. **Plant Physiol.** 57:666-669.

- SCHNELLER, J.J. 1979. Biosystematic investigations on the lady fern (*Athyrium filix-femina*). **Plant Syst. Evol.** 132:255-277.
- SCHNELLER, J.J. 1988. Spore bank dark germination and gender determination in *Athyrium* and *Dryopteris*. Results and implications for population biology of pteridophyta. **Bot. Helv.** 98:77-86.
- SCHULTZ, A.R. 1977. Pteridophyta. In: **Introdução à botânica sistemática, vol.1** (A. Schultz, ed.), Editora da URGs, Porto Alegre, p.220-252.
- SCHWABE, W.W. 1951. Physiological studies in plant nutrition. XVI. The mineral nutrition of bracken. Part I. Prothallial culture and the effects of phosphorus and potassium supply on leaf production in the sporophyte. **Ann. Bot.** 15:417-447.
- SEILHEIMER, A.V. 1978. Chlorophyll and lipid changes on germination in the non-green spores of *Thelypteris dentata*. **Am. Fern J.** 68:67-70.
- SHANG, K.K. & WANG, S.Y. 1991. Palynomorph assemblages from the Yingcheng formation, Jiutai, Jilin (China). **Acta Micropalaeontol. Sin.** 8:91-110 (in 1991. Biological Abstracts: 92, ref. 79 248).
- SHANNON, J.C. 1968. A procedure for the extraction and fractionation of carbohydrates from immature *Zea mays* Kernels. **Res. Bul.** 842:1-8.
- SHIVANNA, K.R. & HESLOP-HARRISON, J. 1981. Membrane state and pollen viability. **Ann. Bot.** 47:759-770.
- SILVA, Q.G.P. 1989. Análise polínica do ar no Observatório da Serra do Pilar (Instituto Geofísico da Universidade do Porto) durante os anos de 1969 e 1970. **Bol. Soc. Broteriana** 62:263-288
- SIMABUKURO, E.A. 1991. **Morfologia e germinação de esporos de pteridófitas da mata ciliar da Reserva Biológica de Moji-Guaçu, SP.** Tese de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 109p.
- SIMABUKURO, E.A., ESTEVES, L.M. & FELIPPE, G.M. 1993. Fotoblastismo de pteridófitas de mata ciliar. **Ínsula** 22:177-186.
- SINGH, J. & DEVI, S. 1991. Pteridophyte aerospora of Lucknow. **Indian Fern J.** 8:34-40 (in 1993. Biological Abstracts: 95, ref. 65 289).
- SMITH, A.R. 1986. Revision of the neotropical fern genus *Cyclodium*. **Am. Fern J.** 76:56-98.
- SMITH, D.L. & ROBINSON, P.M. 1969. The effects of fungi on morphogenesis of gametophytes of *Polypodium vulgare* L. **New Phytol.** 68:113-122.
- SMITH, D.L. & ROBINSON, P.M. 1975. The effects of spore age on germination and gametophyte development in *Polypodium vulgare* L. **New Phytol.** 74:101-108.

- SNEDECOR, G.N. 1962. **Statistical methods**. Iowa State University, Iowa, 534p.
- SOOMRO, S. SAHITO, M.A.; NIZAMANI, Z.A. & KHAN, K.M. 1991. Seasonal aeropalynology at University of Sindh, Jamshoro (Pakistan), campus. **Sarhad J. Agric.** 7:343-350 (*in* 1991. Biological Abstracts: 92, ref. 103 129).
- SOUTHWORTH, D. 1974. Solubility of pollen exines. **Am. J. Bot.** 61:36-44.
- STOKEY, A.G. 1940. Spore germination and vegetative stages of the gametophytes of *Hymenophyllum* and *Trichomanes*. **Bot. Gaz.** 101:759-790.
- STOKEY, A.G. 1951. The contribution by the gametophytes to classification of the homosporous ferns. **Phytomorphol.** 1:39-58.
- STOKEY, A.G. & ATKINSON, L.R. 1952. The gametophyte and young sporophyte of *Matonia pectinata* R. Br. **Phytomorphol.** 2:138-150.
- STOKEY, A.G. & ATKINSON, L.R. 1954. The gametophytes of *Cheiropleuria bicuspis* (Bl.) Presl. **Phytomorphol.** 4:192-201.
- STOKEY, A.G. & ATKINSON, L.R. 1958. The gametophytes of the Grammitidaceae. **Phytomorphol.** 8:391-403.
- STRICKLER, G.S. & EDGERTON, P.J. 1976. Emergent seedlings from coniferous litter and soil in eastern Oregon. **Ecology** 57:801-807.
- SUGAI, M., NAKAMURA, K., YAMANE, H., SATO, Y. & TAKAHASHI, N. 1987. Effects of gibberellins and their methyl esters on dark germination and antheridium formation in *Lygodium japonicum* and *Anemia phyllitidis*. **Plant Cell Physiol.** 28:199-202.
- SUN, F. 1989. Early and middle Jurassic spore-pollen assemblages of Qiquanhu coal-field of Turpan, Xijiang (China). **Acta Bot. Sin.** (*in* 1990. Biological Abstracts: 89, ref. 40 919).
- TEJERO-DIEZ, J.D., REYES-SALAS, M. & MARTINEZ-HERNANDEZ, E. 1988. Lluvia de polen moderno en un gradiente altitudinal con vegetacion templada en el municipio de Ocuilan, Edo. Mex. (Mex.). **Palynol. PalaeoBot.** 1:61-80.
- TOWILL, L.R. 1980. Analysis of starch accumulation and germination in *Onoclea* spore. **Am. J. Bot.** 67:88-94.
- TOWILL, L.R. & IKUMA, H. 1975. Photocontrol of the germination of *Onoclea* spores. IV. Metabolic changes during germination. **Plant Physiol.** 56:468-473.
- TREVELYAN, W.E., PROCTER, D.R. & HARRISON, J.S. 1950. Detection of sugars on paper chromatograms. **Nature** 166:444-445.
- TRYON, A.F. 1985. Spore of myrmecophytic ferns. **Proc. Roy. Soc. Edinb.** 86:105-110.

- TRYON, A.F. & LUGARDON, B. 1991. **Spores of the pteridophyta. Surface, wall structure, and diversity based on electron microscope studies.** Springer-Verlag, New York, 648p.
- TRYON, A.F. & TRYON, R.M. 1973. *Thelypteris* in northeastern North America. **Am. Fern J.** 63:65-76.
- TRYON, R.M. & TRYON, A.F. 1982. **Ferns and allied plants: with special reference to tropical America.** Springer-Verlag, New York, 867p.
- van TOOREN, B.F. & DURING, H.J. 1988. Viable plant diaspores in the guts of earthworms. **Acta Bot. Neerl.** 37:181-185.
- van UFFELEN, G.A. 1986. Some functional aspects of the spore wall in *Pyrrhosia* (Polypodiaceae, Filicales). *In: Pollen and spores: form and function, number 12* (S. Blackmore & J.K. Ferguson, eds.), Lin. Soc. London Acad. Press, London, p.405-407.
- VILLIERS, T.A. 1974. Seed aging: chromosome stability and extended viability of seed stored fully imbibed. **Plant Physiol.** 53:875-879.
- VOELLER, B.R. 1964. Giberellins: their effect on antheridium formation in fern gametophytes. **Science** 143:373-375.
- von ADERKAS, P. & CUTTER, E.G. 1983a. The role of the meristem in gametophyte development of the osmundaceous fern *Todea barbara* (L.) Moore. **Bot. Gaz.** 144:519-524.
- von ADERKAS, P. & CUTTER, E.G. 1983b. Gametophyte plasticity and its bearing on sex expression in *Todea barbara* (L.) Moore. **Bot. Gaz.** 144:525-532.
- WAGNER Jr., W.H. & CHEN, K.L. 1965. Abortion of spores and sporangia as a tool in the detection of *Dryopteris* hybrids. **Am. Fern J.** 55:9-29.
- WAGNER Jr., W.H. & SHARP, A.J. 1963. A remarkably reduced vascular plant in the United States. **Science** 142:1483-1484.
- WALTON, J. & ALSTON, A.H.G. 1967. Lycopodiinae. *In: Manual of pteridology* (Fr. Verdoorn, ed.), A. Asher & Co. Publ., Amsterdam, p.500-510.
- WARNE, T.R. & HICKOK, L.G. 1987. (2-Chloroethyl)phosphonic acid promotes germination of immature spores of *Ceratopteris richardii* Brongn. **Plant Physiol.** 83:723-725.
- WARNE, T.R., WALKER, G.L. & HICKOK, L.G. 1986. A novel method for surface-sterilizing and sowing fern spores. **Am. Fern J.** 76:187-188.
- WEE, Y.C. 1974. Viable seeds and spores of weed species in peat soil under pineapple cultivation. **Weed Res.** 14:193-196.

- WEINBERG, E.S. & VOELLER, B.R. 1969. External factors inducing germination of fern spore. **Am. Fern J.** 59:153-167.
- WHITTIER, D.P. 1972. Gametophytes of *Botrychium dissectum* as grown in sterile culture. **Bot. Gaz.** 133:336-339.
- WHITTIER, D.P. 1984. the organic nutrition of *Botrychium* gametophytes. **Am. Fern J.** 74:77-86.
- WHITTIER, D.P. 1990. Factors affecting the viability of *Psilotum* spores. **Am. Fern J.** 80:90-96.
- WILCE, J.H. 1972. Lycopod spores, I. General spore patterns and the generic segregates of Lycopodium. **Am. Fern J.** 62:65-79.
- WILLIAMS, H.F.L. & HEBDA, R.J. 1991. Palynology of Holocene top-set aggradational sediments of the Fraser River Delta, British Columbia (Canada). **Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol.** 86:297-312 (in 1991. Biological Abstracts: 92, ref. 139 458).
- WINDHAM, M.D., WOLF, P.G. & RANKER, T.A. 1986. Factors affecting prolonged spore viability in herbarium collections of three species of *Pellaea*. **Am. Fern J.** 76:141-148.
- WISE, C.S., DIMLER, R.J., DAVIS, H.A. & RIST, C.E. 1955. Determination of easily hydrolyzable fructose units in dextran preparation. **Analyt. Chem.** 27:33-36.
- WOOD, C.C. 1984. Spore variation in the Thelypteridaceae. *In: The phylogeny and classification of the ferns.* (A.C.Jermy, J.A.Crabbe & B.A.Thomas, eds.), Acad. Press Inc. Ltd., London, p.191-202.
- YAMANE, H., TAKAHASHI, N., TAKENO, K. & FURUYA, M. 1979. Identification of gibberellin A9 methyl ester as a natural substance regulating formation of reproductive organs in *Lygodium japonicum*. **Planta** 147:251-256.
- ZILBERSTEIN, A., ARZEE, T. & GRESSEL, J. 1984. Early morphogenetic changes during phytochrome induced fern spore germination. I. The existence of a pre-photoinduction phase and the accumulation of chlorophyll. **Z. Pflphysiol.** 114:97-107.
- ZIRKLE, R.E. 1932. Some effects of alpha radiation upon plant cells. **J. Cell. Comp. Physiol.** 2:251-274.
- ZIRKLE, R.E. 1936. Modification of radiosensitivity by means of readily penetrating acids and bases. **Am. J. Roentgenol.** 35:230-237.

Apêndice 1 - Morfologia de esporos de pteridófitas do cerrado da Reserva Biológica de Moji Guaçu (SP), baseado em ESTEVES & MELHEM (1992).

ESPECIE	FORMATO	TAMANHO	EXINA	PERINA
<b>esporos triletes</b>				
<i>Adiantum serratodentatum</i>	lados ligeiramente côncavos; pólo distal convexo; pólo proximal subcônico com arestas.	médio	grânulos e rúgulas por toda superfície.	pouco densa; resistente à acetólise.
<i>Anemia flexuosa</i>	lados levemente convexos; pólo distal hemisférico; pólo proximal subcônico.	grande	com estrias microreticuladas formando triângulos concêntricos nos pólos.	pouco densa; fortemente aderida; transparente.
<i>A. raddiana</i>	lados levemente convexos; pólo distal hemisférico; pólo proximal subcônico.	grande	com estrias lisas com raras microperfurações formando triângulos concêntricos nos pólos. parece ser escabrada.	pouco densa; fortemente aderida; transparente.
<i>Doryopteris concolor</i>	lados acentuadamente convexos; pólo proximal e distal são acentuadamente convexos.	médio		com cristas dando aspecto fenestrado.
<b>esporos monoletes</b>				
<i>Microgramma squamulosuma</i>	plano-convexo	grande	verrugas alongadas, tendendo à forma de tubérculos.	presente em alguns esporos.
<i>Pleopeltis angusta</i>	plano-convexo	grande	com verrugas de tamanhos e alturas irregulares e menores do que as observadas em <i>P. latipes</i> .	envolve completamente alguns esporos.
<i>Polypodium hirsutissimum</i>	plano-convexo	grande	com muirículos, eventualmente formando retículos; pilos intercalados.	envolve alguns esporos.
<i>P. latipes</i>	plano-convexo	grande	com verrugas tendendo à forma circular.	recobre um grande número de esporos.
<i>P. polypodioides</i>	plano-convexo	grande	verrugas achatadas de diferentes diâmetros por toda superfície.	não foi observado.