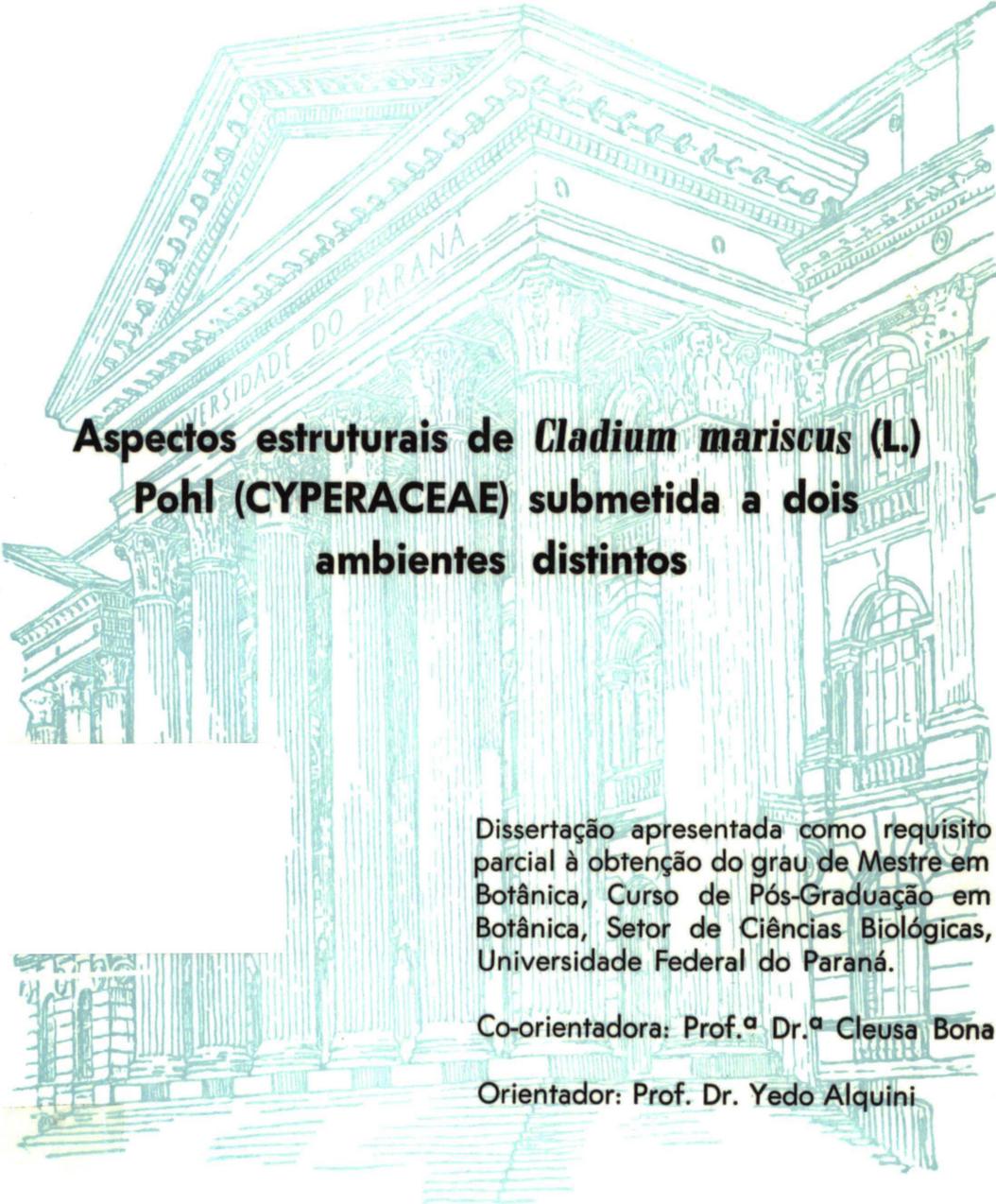


JULIANA MARGARIDA MARTINS



**Aspectos estruturais de *Cladium mariscus* (L.)
Pohl (CYPERACEAE) submetida a dois
ambientes distintos**

Dissertação apresentada como requisito parcial à obtenção do grau de Mestre em Botânica, Curso de Pós-Graduação em Botânica, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná.

Co-orientadora: Prof.^ª Dr.^ª Cleusa Bona

Orientador: Prof. Dr. Yedo Alquini

CURITIBA

2002

JULIANA MARGARIDA MARTINS

**Aspectos estruturais de *Cladium mariscus* (L.)
Pohl (CYPERACEAE) submetida a dois
ambientes distintos**

**Dissertação apresentada como requisito
parcial à obtenção do grau de Mestre
em Botânica, Curso de Pós-Graduação
em Botânica, Setor de Ciências
Biológicas, Universidade Federal do
Paraná.**

**Orientador: Prof. Dr. Yedo Alquini
Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Cleusa Bona**

CURITIBA

2002

JULIANA MARGARIDA MARTINS

**Aspectos estruturais de *Cladium mariscus* (L.)
Pohl (CYPERACEAE) submetida a dois
ambientes distintos**

Dissertação apresentada como requisito parcial à obtenção do grau de Mestre em Botânica, Curso de Pós-Graduação em Botânica, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná.

**Orientador: Prof. Dr. Yedo Alquini
Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Cleusa Bona**

CURITIBA

2002



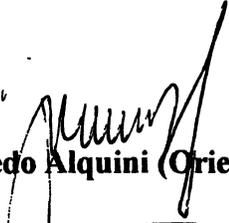
Universidade Federal do Paraná
Setor de Ciências Biológicas – Departamento de Botânica
Curso de Pós-Graduação em Botânica
Centro Politécnico - Jardim das Américas - Caixa Postal 19031
CEP: 81531-990 - CURITIBA - Paraná
Tel. (41) 361-1625 - Fax. (41) 266-2042
E-mail: pgbotani@bio.ufpr.br - home page: <http://www.ufpr.br>

“Aspectos estruturais de *Cladium mariscus* (L.) Pohl (CYPERACEAE) submetida à dois ambientes distintos”.

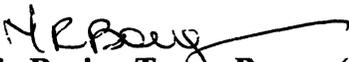
por

Juliana Margarida Martins

Dissertação aprovada como requisito parcial para obtenção do grau de mestre no Curso de Pós-Graduação em Botânica, pela Comissão formada pelos Professores


Prof. Dr. Yedo Alquini (Orientador/Presidente)


Prof. Dr.ª Marisa Santos (Titular/UFSC)


Prof. Dr.ª Maria Regina Torres Boeger (Titular/UFPR)

Curitiba, 11 de março de 2002

**A meus pais, Francisco e Aparecida,
pelo exemplo de perseverança. A meu
filho Daniel, pelas longas horas de
ausência.**

AGRADECIMENTOS

- Ao Prof. Yedo Alquini, pela atenciosa orientação;
- À Prof.^a Cleusa Bona, pela co-orientação, sempre com muita paciência e presteza;
- À SPVS (Sociedade de Pesquisa em Vida Selvagem e Educação Ambiental), em especial à Tamara Simone van Kaick, pela construção das estações de tratamento de esgoto e pelo custeio das viagens até Ilha Rasa, além da troca de informações, fundamentais para a realização deste trabalho;
- À Prof.^a Kátia Ribas, que sempre me recebeu com um sorriso quando ia perturbá-la com minhas dúvidas de Fisiologia Vegetal;
- Ao biólogo, Nilson Belém Filho, técnico do laboratório de microtécnica por todos os inúmeros auxílios durante o curso, além da amizade;
- À minha irmã, Fabiana Maria Martins, à amiga Nathyeli K. Takemori e a prof.^a Sylmara pela força no abstract;
- Aos colegas de curso, Wanessa Bujokas, Nailamar Visinoni, Jaqueline, Sílvia Schaefer, Sônia Hefler, Juliana Marzineck, Monaliza Landucci, Marília Borgo, João, Eliane, Marcelo que colaboraram de alguma forma (ainda que, apenas me escutando na hora de desespero) para a realização deste trabalho;
- Ao CNPq, pela bolsa concedida.

SUMÁRIO

LISTA DE MAPAS	v
LISTA DE GRÁFICOS	vi
LISTA DE TABELAS	vii
LISTA DE FIGURAS	viii
RESUMO	x
ABSTRACT	xi
1 INTRODUÇÃO	1
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
2.1 A ESPÉCIE <i>Cladium mariscus</i> (L.) POHL (CYPERACEAE) E O PAPEL DAS MACRÓFITAS AQUÁTICAS.....	3
2.2 POLUIÇÃO DAS ÁGUAS.....	4
2.3 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO.....	6
2.4 ESTAÇÕES DE TRATAMENTO DE ESGOTO E AS RESPOSTAS DAS PLANTAS.....	8
3 MATERIAL E MÉTODOS	14
3.1 DETERMINAÇÃO DOS PONTOS DE COLETA.....	14
3.2 ANÁLISE DA ÁGUA.....	15
3.3 COLETA E FIXAÇÃO DO MATERIAL.....	20
3.4 MENSURAÇÃO DA ÁREA, PESO SECO E ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR (AEF).....	21
3.5 DENSIDADE ESTOMÁTICA.....	21
3.6 DOSAGEM DE CLOROFILA.....	22
3.7 ANATOMIA DA FOLHA E DA RAIZ.....	23
3.8 ESPESSURA DOS TECIDOS FOLIARES.....	23
3.9 QUANTIFICAÇÃO DE AERÊNQUIMA NA RAIZ.....	24
3.10 ANÁLISES ESTATÍSTICAS.....	24
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	25
4.1 ANÁLISE DA ÁGUA.....	25
4.2 PESO SECO, ÁREA DA FOLHA, ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR (AEF) E ESPESSURA DOS TECIDOS FOLIARES.....	28
4.3 DENSIDADE ESTOMÁTICA.....	32
4.4 DOSAGEM DE CLOROFILA.....	34
4.5 ANÁLISE DAS RAÍZES.....	36
4.6 DESCRIÇÃO ANATÔMICA DA FOLHA DE <i>Cladium mariscus</i>	39
4.7 DESCRIÇÃO ANATÔMICA DA RAIZ DE <i>Cladium mariscus</i>	47
5 CONCLUSÃO	50
6 REFERÊNCIAS	51

LISTA DE MAPAS

MAPA 1 – LOCALIZAÇÃO GEOGRÁFICA DE ILHA RASA (GUARAQUEÇABA-PR).....	7
MAPA 2 – COMUNIDADES DE ILHA RASA (GUARAQUEÇABA-PR).....	16
MAPA 3 – UNIDADES GEO-AMBIENTAIS DE ILHA RASA (GUARAQUEÇABA-PR).....	17

LISTA DE GRÁFICOS

GRÁFICO 1 – ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR DE <i>C. mariscus</i> – COLETA 1.....	30
GRÁFICO 2 – ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR DE <i>C. mariscus</i> – COLETA 2.....	30
GRÁFICO 3 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NO TERÇO MÉDIO DA FOLHA – COLETA 1.....	30
GRÁFICO 4 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NO TERÇO MÉDIO DA FOLHA – COLETA 2.....	30
GRÁFICO 5 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NA BASE DA FOLHA – COLETA 1.....	30
GRÁFICO 6 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NA BASE DA FOLHA – COLETA 2.....	30
GRÁFICO 7 – DENSIDADE ESTOMÁTICA NA EPIDERME DA FACE ADAXIAL – COLETA 1.....	33
GRÁFICO 8 – DENSIDADE DE ESTÔMATOS NA EPIDERME DA FACE ABAXIAL – COLETA 1.....	33
GRÁFICO 9 – NÚMERO DE ESTÔMATOS/mm ² NA EPIDERME DA FACE ADAXIAL – COLETA 2.....	33
GRÁFICO 10 – NÚMERO DE ESTÔMATOS/mm ² NA EPIDERME DA FACE ABAXIAL – COLETA 2.....	33
GRÁFICO 11 – CONTEÚDO DE CLOROFILA TOTAL NAS FOLHAS DE <i>C. mariscus</i> – COLETA 1.....	35
GRÁFICO 12 – CONTEÚDO DE CLOROFILA TOTAL NAS FOLHAS DE <i>C. mariscus</i> – COLETA 2.....	35
GRÁFICO 13 – ÁREA DE AERÊNQUIMA (cm ²) NA RAIZ DE <i>C. mariscus</i> – COLETA 1.....	37
GRÁFICO 14 – ÁREA DE AERÊNQUIMA (cm ²) NA RAIZ DE <i>C. mariscus</i> – COLETA 2.....	37

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – ANÁLISE DA ÁGUA MARINHA, ESGOTO BRUTO E ESGOTO TRATADO – COLETA 1 E 2.....	25
TABELA 2 – VALORES DE ÁREA FOLIAR, PESO SECO DA FOLHA, ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR (AEF) E ESPESURA DOS ESTRATOS FOLIARES DE <i>C. mariscus</i> PROVENIENTES DO AMBIENTE NATURAL E DO ESGOTO.....	29
TABELA 3 – CORRELAÇÃO ENTRE A ÁREA FOLIAR E O PESO SECO DAS FOLHAS DE <i>Cladium mariscus</i> COLETADAS NO AMBIENTE NATURAL E NO ESGOTO - COLETAS 1 E 2.....	31
TABELA 4 – NÚMERO DE ESTÔMATOS/mm ² DE <i>Cladium mariscus</i> , COLETADAS EM SEU AMBIENTE NATURAL E NO ESGOTO.....	33
TABELA 5 – CONTEÚDO DE CLOROFILA DAS FOLHAS DE <i>C. mariscus</i> PROVENIENTES DE SEU AMBIENTE NATURAL E DA ESTAÇÃO DE TRATAMENTO DE ESGOTO.....	35
TABELA 6 – QUANTIFICAÇÃO DA ÁREA TOTAL DAS RAÍZES E DA ÁREA DE AERÊNQUIMA DE CADA RAIZ EM <i>Cladium mariscus</i> PROVENIENTES DE SEU AMBIENTE NATURAL E DO ESGOTO...37	

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – Vista geral da estação de tratamento de esgoto, utilizando <i>C. mariscus</i> , em dezembro de 2000.....	18
FIGURA 2 – Vista geral da estação de tratamento de esgoto, utilizando <i>C. mariscus</i> , em junho de 2001.....	18
FIGURA 3 – Vista geral do ambiente onde a espécie <i>C. mariscus</i> ocorre naturalmente em Ilha Rasa (Guaraqueçaba-PR).....	18
FIGURA 4 – Desenho esquemático da estação de tratamento de esgoto.....	19
FIGURA 5 – Epiderme da face adaxial referente ao terço médio da folha de <i>Cladium mariscus</i> , proveniente do ambiente, na coleta 2 (junho/2001).....	43
FIGURA 6 – Epiderme da face adaxial referente ao terço médio da folha de <i>Cladium mariscus</i> , proveniente do esgoto, na coleta 2 (junho/2001).....	43
FIGURA 7 – Epiderme da face abaxial referente ao terço médio da folha de <i>Cladium mariscus</i> , proveniente do ambiente, na coleta 2 (junho/2001).....	43
FIGURA 8 – Epiderme da face abaxial referente ao terço médio da folha de <i>Cladium mariscus</i> , proveniente do esgoto, na coleta 2 (junho/2001).....	43
FIGURA 9 – Secção transversal da região mediana da folha de <i>Cladium mariscus</i> , evidenciando a epiderme adaxial.....	44
FIGURA 10 – Secção transversal da região mediana da folha de <i>C. mariscus</i> , evidenciando a epiderme abaxial.....	44
FIGURA 11 – Secção longitudinal da região mediana da folha de <i>C. mariscus</i> , exibindo as fibras esclerenquimáticas subepidérmicas.....	44
FIGURA 12 – Aspecto geral da secção transversal do terço médio da folha de <i>C. mariscus</i>	44
FIGURA 13 – Secção transversal da região mediana de <i>Cladium mariscus</i> , evidenciando o arranjo das células braciformes.....	45
FIGURA 14 – Secção transversal da região mediana de <i>Cladium mariscus</i> , exibindo, em detalhe, as células braciformes.....	45
FIGURA 15 – Secção transversal da região mediana de <i>C. mariscus</i> , evidenciando a cutícula em detalhe.....	45
FIGURA 16 – Vista geral da secção transversal da região mediana de <i>C. mariscus</i> , destacando os feixes de esclerênquima.....	45
FIGURA 17 – Secção transversal da região mediana de <i>Cladium mariscus</i> , evidenciando o feixe vascular abaxial.....	45
FIGURA 18 – Secção transversal do terço médio de <i>C. mariscus</i> , evidenciando a nervura central.....	46
FIGURA 19 – Secção transversal do terço médio de <i>C. mariscus</i> , exibindo detalhe das bandas pulvinares, na nervura central.....	46
FIGURA 20 – Aspecto geral da secção transversal do terço médio de <i>C. mariscus</i> , na região do bordo foliar.....	46
FIGURA 21 – Secção transversal do terço médio de <i>C. mariscus</i> , evidenciando o bordo foliar.....	46

FIGURA 22 – Aspecto geral da secção transversal da raiz de <i>C. mariscus</i>	49
FIGURA 23 – Secção transversal do cilindro central de <i>Cladium mariscus</i>	49
FIGURA 24 – Secção transversal da raiz de <i>Cladium mariscus</i> , destacando o aerênquima.....	49
FIGURA 25 – Detalhe da secção transversal do cilindro central de <i>Cladium mariscus</i>	49
FIGURA 26 – Secção transversal da raiz de <i>Cladium mariscus</i> , exibindo a epiderme em detalhe.....	49

RESUMO

O emprego de macrófitas aquáticas no tratamento de esgoto doméstico e industrial é bastante utilizado em outros países e revela excelentes resultados. Diversas espécies de plantas são usadas para este fim, porém são raros os trabalhos sobre as alterações que os vegetais apresentam quando submetidos ao esgoto. O presente trabalho analisou e comparou aspectos morfo-anatômicos e fisiológicos da folha e da raiz de exemplares de *Cladium mariscus* (L.) Pohl. (CYPERACEAE) crescidos em uma estação de esgoto doméstico com outros crescidos em seu ambiente natural em Ilha Rasa (Guaraqueçaba), PR-BR. A planta foi escolhida por ser nativa da região, apresentar raízes fartas e uma rede de aerênquima bem desenvolvida. As coletas envolveram indivíduos adultos e expostos ao sol, em dezembro de 2000 e junho de 2001, quando a planta apresentava um mês e sete meses de exposição ao esgoto, respectivamente. Realizou-se a quantificação de nitrito, nitrato, fosfato e pH da água nos dois locais de coleta. Para a análise estatística, aplicou-se o teste t de student. Em relação a análise da água, constatou-se que no esgoto havia maior concentração dos íons mensurados e o pH variou pouco. Os resultados revelaram diferenças estruturais significativas, principalmente na segunda coleta. Os vegetais provenientes do esgoto exibiram maior área específica foliar, maior densidade estomática e espessura total do limbo mais elevada, maior conteúdo de clorofila e menor área de aerênquima na raiz, em relação aos indivíduos provenientes do ambiente natural. Esta pesquisa revelou que, apesar da eficiência na decomposição do esgoto com o uso desta espécie vegetal, a mesma sofre alterações estruturais significativas em órgãos vegetativos (folha e raiz) e a anatomia destes órgãos está intimamente relacionada ao habitat da planta.

ABSTRACT

The use of aquatic macrophytes in domestic and industrial waste is very often in other countries and brings excellent results. Several plants' species have been used for these purpose, however there are few publications about changes in the plants when these have contact with waste. This research analyzed and compared morph-anatomical and physiological aspects in leaves and roots' samples of *Cladium mariscus* (L.) Pohl (Cyperaceae), grown up either in a domestic waste site and their natural habitat, located in Ilha Rasa (Guaraqueçaba) - Paraná - Brazil. This plant was chosen because it is native from the region, has abundant roots and a very-well developed aerenchyma's net. Collects involved grown up plants, exposed to sunlight in December/2000 and June/2001, when they completed one and seven months of waste contact, respectively. Then it was measured the amount of Nitrite, Nitrate, Phosphate and Water Ph on both collect places. For the statistical analysis, it was applied the t Student's test. It was verified that, according to the water, waste's concentration of measured ions was higher and the Ph had a small variance. Results showed significant structural differences, mainly in the second collect. Plants from the waste presented leaf's specific area larger, stomatal density higher, limb's thickness higher, a greater amount of chlorophyll and aerenchyma's area lower, according to the plants from the natural environment. This research revealed that, even with the efficiency of this kind of plant in the waste's decomposition, it has important structural changes in its vegetative organs (leaf and root), and the anatomy of these organs are closely related to the plant's habitat.

1 INTRODUÇÃO

A poluição das águas é um dos problemas mundiais mais preocupantes da atualidade (BRANCO, 1984). O Código Penal Brasileiro prevê penalidades para a contaminação de fontes e reservatórios de água potável (MENEZES, 1996).

O despejo de esgotos domésticos e industriais em mares e rios é, ainda, uma prática comum nos países em desenvolvimento, comprometendo a qualidade das suas águas (AYADE, 1998).

Muitas vezes, porém, é a própria ausência de uma rede de coleta e tratamento de esgoto que induz a sua descarga em lugares inadequados. É o que ocorre em Ilha Rasa, Município de Guaraqueçaba-PR, onde o alto nível do lençol freático impossibilita a construção de um sistema de esgoto convencional e o lançamento dos dejetos humanos é feito no mar.

Foi desenvolvido, junto ao CEFET-PR, um método alternativo de tratamento da água residuária em Ilha Rasa, onde a macrófita aquática *Cladium mariscus* (L.) Pohl (CYPERACEAE) foi utilizada para fornecer oxigênio às bactérias aeróbias decompositoras de esgoto doméstico, já que este meio apresenta baixa concentração deste gás (VAN KAICK, 2002).

A escolha desta espécie vegetal para o experimento foi devido ao fato de que estas plantas, além de serem nativas na região, apresentam raízes fartas e uma rede de aerênquima bem desenvolvida.

As alterações morfo-anatômicas e/ou fisiológicas sofridas por plantas que são utilizadas em estações de tratamento de esgoto são muito pouco estudadas e quase não há informações publicadas sobre o assunto. Muitos artigos, como os de OZAKI, ABE e KIHOU (1993), LANTZKE et al. (1995) e BONIARDI, ROTA e NANO (1999), referem-se apenas ao desempenho da planta no processo de purificação da água residuária.

Por outro lado, as modificações que exemplares de uma mesma espécie apresentam quando submetidos a ambientes alagados e não alagados são bastante

estudadas, contando com o respaldo de várias publicações científicas (SCHAT, 1984; JUSTIN; ARMSTRONG, 1987; ERNST, 1990; BOEGER, 1994; BONA, 1999).

Pelo exposto, a presente dissertação propôs o estudo das variações morfo-anatômicas da macrófita aquática *Cladium mariscus* (L.) Pohl (CYPERACEAE) em dois locais distintos de Ilha Rasa (Guaraqueçaba, PR): um local constantemente encharcado por água marinha e uma estação de tratamento alternativo de esgoto doméstico, conforme previamente exposto.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A ESPÉCIE *Cladium mariscus* (L.) Pohl (CYPERACEAE) E O PAPEL DAS MACRÓFITAS AQUÁTICAS

A planta *Cladium mariscus* (L.) Pohl, conhecida popularmente como capim serra, apresenta o seguinte posicionamento sistemático, segundo CRONQUIST, 1981:

Divisão: Magnoliophyta

Classe: Liliopsida

Subclasse: Commelinidae

Ordem: Cyperales

Família: Cyperaceae

Gênero: *Cladium*

Espécie: *Cladium mariscus* (L.) Pohl

A planta exibe rizoma lenhoso estolonífero. O caule mede de 75-270 cm de altura, sendo subcilíndrico, obtuso. As folhas, dispostas em espiral, são planas e carenadas, de 10-12 mm de largura, pouco menores que o caule, escabrosas nos bordos e carena. A panícula apresenta cerca de 30-50 cm, composta de 6-7 panículas parciais de pedúnculos comprimidos de bordos escabrosos. As brácteas são foliáceas; as inferiores muito mais compridas que suas panículas; as superiores de comprimento igual ou menor. As flores são hermafroditas ou masculinas por aborto. Possuem dois estames de anteras lineares e conectivo alargado cônico, purpúreo. O aquênio é oval e túrgido de 2,5 mm de comprimento, castanho claro de superfície rugosa, apiculado. A espécie é cosmopolita (BARROS, 1960).

De acordo com BRIX (1997), o termo macrófita inclui plantas aquáticas vasculares (angiospermas e pteridófitas), musgos aquáticos e grandes algas com

tecidos facilmente visíveis. Em grandes sistemas, as macrófitas podem suportar uma diversa vida selvagem, incluindo pássaros e répteis.

É indiscutível o papel das macrófitas aquáticas na ciclagem de nutrientes (BARROS, 1996) e na redução de turbulência da água na região litorânea (BRIX, 1997). Nos ambientes alagados, devido a baixa concentração de oxigênio, a disponibilidade de muitos íons é afetada pelo potencial de oxidação e redução, que leva a deficiência de alguns nutrientes enquanto outros atingem níveis tóxicos. A toxicidade das plantas é evitada devido a oxidação, provavelmente seguida de precipitação destes íons na rizosfera oxigenada pela perda de oxigênio através da raiz (LAMBERS; CHAPIN; PONS, 1998).

2.2 POLUIÇÃO DAS ÁGUAS

Atualmente existe uma grande preocupação em se evitar a poluição das reservas de água doce do planeta. Já se sabe que a impossibilidade da utilização de água poluída tem repercussões sócio-econômicas consideráveis. O comprometimento da qualidade das águas continentais pode representar a perda da água potável, a introdução de patógenos e a perda do patrimônio legado pela natureza. É importante considerar que a relação custo-benefício para a conservação de mananciais já existentes é mais vantajosa que a implicada na obtenção de novas fontes de água potável e na recuperação da força de trabalho do homem contaminado (BRANCO, 1984).

A contaminação de fontes e reservatórios de água potável pode acarretar penalidades previstas pelo Código Penal no Brasil (MENEZES, 1996).

A poluição das águas dos mares e rios é comum principalmente nos países em desenvolvimento. No Paraná, das 633 localidades (cidades, distritos, povoados) atendidas pela SANEPAR (Companhia de Saneamento do Paraná), apenas 110 apresentam coleta e tratamento de esgoto. Só 7% dos nossos esgotos são adequadamente tratados. Os 93% restantes não são, ou o são apenas na aparência

(DECONTO, 1998). Ocupações sem infra-estrutura de coleta como a Vila Zumbi dos Palmares no Município de Colombo-PR (10.000 habitantes) e Guarituba, em Piraquara-PR (15.000) são exemplos de ameaças aos mananciais (SILVEIRA, 1998).

Alguns afluentes do Rio Pirapó (responsável pelo abastecimento de Maringá-PR) recebem esgotos domésticos e industriais. Esgotos clandestinos, lançados por loteamentos irregulares, contaminam o manancial do rio Piava, única fonte de captação de Umuarama-PR. Serão necessários cerca de 1,5 milhão de reais para salvar este rio. O rio Cascavel recebe esgotos clandestinos e resíduos de depósitos de lixo instalados na área de manancial (SANTOS, 1998).

A água residuária é veículo de agentes patogênicos causadores de diversas doenças como a cólera, poliomielite, hepatite A, febre tifóide, esquistossomose, ascaridíase, giardíase e muitas outras (BARROS, 1995). Não sendo possível investigar individualmente cada um desses agentes, utiliza-se o coliforme como indicador (ALISSE; OBLADEM, 1981).

Segundo a ONU (Organização das Nações Unidas), a cada dia morrem 25 mil pessoas no mundo, na maioria crianças, em consequência de doenças causadas pela ingestão de água de qualidade inadequada. Este fator acarreta no Brasil, 65% das internações hospitalares e 40% das mortes infantis. A economia em recursos destinados ao saneamento gera aumento das despesas com a saúde, com internamentos hospitalares, com a Previdência Social, além da redução da capacidade de trabalho e do próprio emprego. As ações que visam a redução deste problema devem ser preferencialmente preventivas (DECONTO, 1998).

Com a finalidade de classificar a água em potável ou não, adota-se um Índice de Qualidade das Águas (IQA), que é determinado em função de nove parâmetros (IPARDES, 1989): temperatura da água; oxigênio dissolvido (OD); demanda bioquímica de oxigênio (DBO); coliformes fecais; nitrogênio total (em esgotos e águas recentemente poluídas, o nitrogênio se apresenta sob forma de nitrogênio orgânico e amônia e, posteriormente, em condições aeróbicas, é transformado em

nitritos e nitratos); fosfato total (especialmente em esgotos domésticos); sólidos totais; turbidez e pH.

2.3 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

O município de Guaraqueçaba-PR, abrange 2000 Km² do litoral norte do Paraná, com belas paisagens de serras, baías, mar e ilhas. É o centro da maior porção remanescente de Floresta Tropical Atlântica do planeta – aproximadamente 350 mil hectares – e protege imensa quantidade de manguezais e restingas, distribuídos por seis áreas protegidas e duas tombadas (BEHER, 1998).

As principais ilhas desse complexo estuarino-lagunar são a do Superagüi e a das Peças (as maiores); Rabelo-Povoçá, Laranjeiras, Ilha Rasa, Benito, Pinheiro e Pinheirinho estão entre as menores. Neste sistema natural, as ilhas exercem função de barreira natural contra os efeitos nocivos de ventos e ondas sobre os ricos sedimentos depositados no fundo do estuário, ajudam ainda a manter o equilíbrio hidráulico da água doce contra a invasão das marés salgadas, sustentam as bordas pantanosas da baía, fundamentais para o equilíbrio do todo, além de servir de pouso e abrigo noturno para inúmeras aves que ocorrem na região (BEHER, 1998).

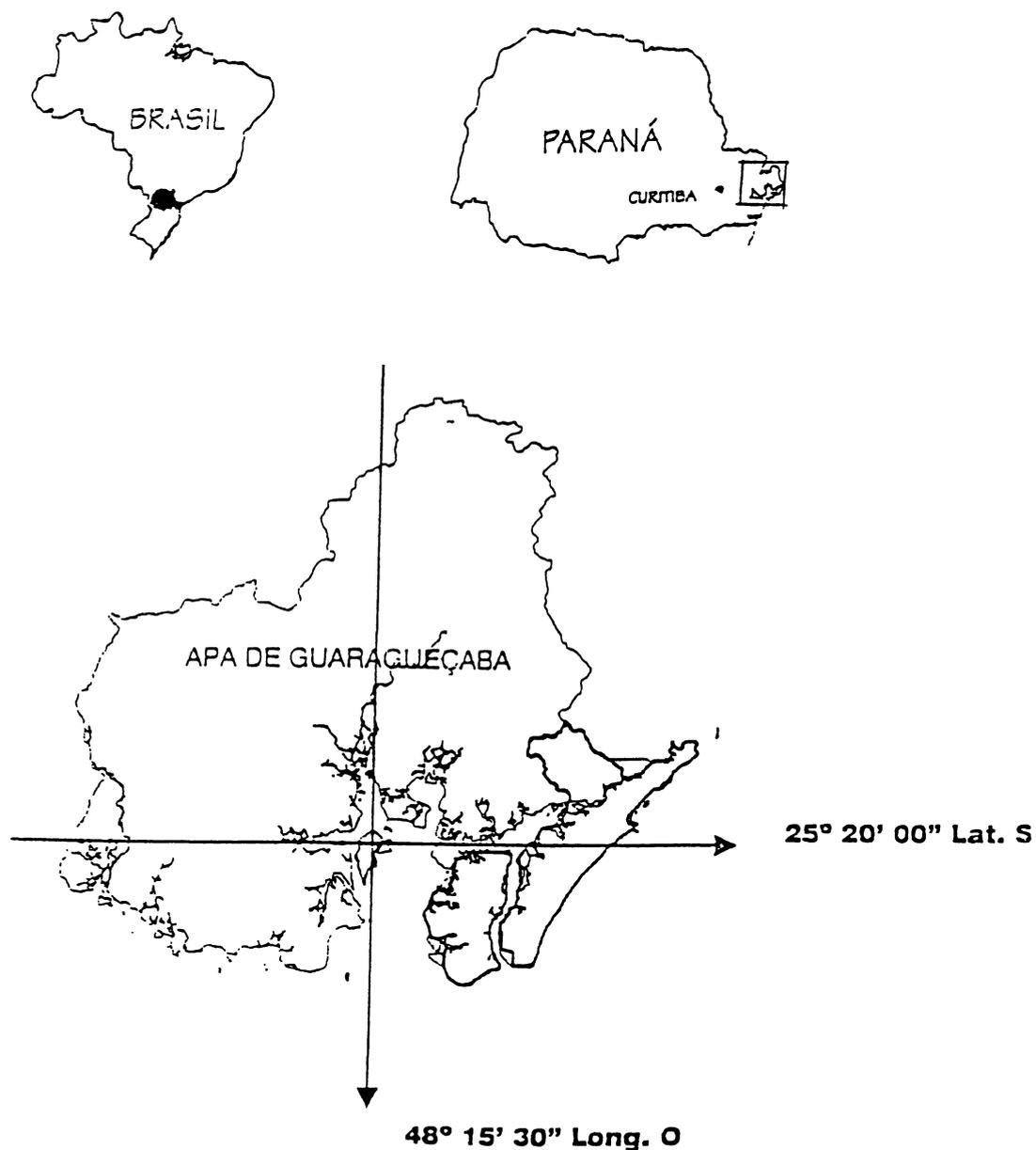
Ilha Rasa situa-se no setor noroeste da Baía das Laranjeiras, Paraná, Brasil (Mapa 1) e na Área de Proteção Ambiental (APA) de Guaraqueçaba (RODRIGUES, 1999).

Segundo BEHER (1998), a pesca e a aquicultura são as atividades que dão sustento a mais de 50% da população do município de Guaraqueçaba. Falta-lhes saneamento básico e estes efeitos já são observados nas águas salinas e salobras, em comunidades insulares e estuarinas podendo, inclusive, comprometer as atividades de cultivo na água (PARANÁ, 1997).

O índice de parasitoses nesta região é muito superior ao que seria normalmente esperado. Um estudo efetuado junto ao Departamento de Farmácia e

Bioquímica da PUC-PR, revelou que, aproximadamente 70% da população local encontra-se infectada por enteroparasitas (LIMA, 1999).

MAPA 1 – LOCALIZAÇÃO GEOGRÁFICA DE ILHA RASA (GUARAQUEÇABA-PR)



FONTE: Laboratório de SIG – SPVS. 1999.

2.4 ESTAÇÕES DE TRATAMENTO DE ESGOTO E RESPOSTA DAS PLANTAS

Recentemente, os sistemas biológicos de tratamento de esgoto baseados em plantas aquáticas têm recebido uma crescente atenção, pois representam uma alternativa na remoção de poluentes e produção de biomassa (O'BRIEN, 1981; DeBUSK; REDDY, 1987).

Considerável atenção tem sido dirigida aos sistemas de tratamento de esgoto utilizando plantas superiores devido ao baixo custo e facilidade de operação (OZAKI; ABE; KIHOU, 1993; AYADE, 1998). Estes sistemas têm sido designados como canteiros de pedras e plantas (WOLVERTON, 1986), canteiros-helófitas (BUCKSTEEG, 1987), canteiros de macrófitas (BOUTIN, 1987) ou método de zona de raízes (COOPER; BOON, 1986; BRIX, 1987).

Muitas espécies de plantas aquáticas têm sido comumente utilizadas para este propósito, como *Eichhornea crassipes* (Mart.) Solms. (PONTEDERIACEAE), chamada vulgarmente de aguapé, além de algumas pertencentes aos gêneros *Typha* Costa (TYPHACEAE), conhecida popularmente como taboa, *Phragmites* Adans. (GRAMINEAE), *Juncus* (Tourn.) L. (JUNCACEAE) e *Cyperus* (Mich.) L. (CYPERACEAE). Suas performances têm sido largamente estudadas (BREEN; CHICK¹ (1989), apud LANTZKE et al., 1995; SHI; WANG, 1991; LANTZKE et al., 1995; ABE; OZAKI, 1998).

AYADE (1998) estudou a tolerância de *Eichhornea crassipes* (Mart.) Solms. ao esgoto doméstico e observou que as plantas absorviam progressivamente os nutrientes da água residuária até a quarta semana, quando sinais de toxicidade eram observados como murcha, perda de turgidez e redução no tamanho e número de folhas. Entretanto, as plantas que sobreviveram à esta adaptação (sob várias diluições de esgoto) exibiam um crescimento luxuriante.

¹ BREEN. P. F.; CHICK. A. J. Wastewater Treatment System Australian Provisional Patent Application. n. PJ0245.

Neste mesmo trabalho, é referido que o odor desagradável foi reduzido, o esgoto efluente ficou mais limpo e a quantidade de coliformes e outras bactérias diminuíram drasticamente. As plantas reduziram aproximadamente 75% dos poluentes.

É importante considerar também a função de reciclagem de nutrientes (como o nitrogênio e o fósforo) nestes sistemas de tratamento de esgoto. O uso de plantas associadas a outros filtros aumenta consideravelmente a eficiência de remoção de fósforo e nitrogênio (OZAKI; ABE; KIHOU, 1993).

Os resultados de LANTZKE et al. (1995) também confirmam que a remoção de nutrientes é maior em sistemas plantados do que naqueles não plantados.

Em muitos esgotos industriais e agrícolas, altos níveis de poluentes orgânicos estão frequentemente associados a diversos metais (MERIAN², 1991, apud BONIARDI; ROTA; NANO, 1999). Embora traços de certos metais tenham importância nutricional, eles podem ser deletérios a muitos organismos quando em altas concentrações. Conseqüentemente, altos níveis de metais podem reduzir a eficiência do sistema biológico de tratamento de esgoto e até mesmo causar sua falência. Entretanto, estudos de bio-monitoramento demonstraram a habilidade de certas plantas aquáticas em acumular metais pesados (MERIAN, 1991; CALOW, 1993).

Por esta razão, plantas cultivadas em estações de esgoto poluídas por metais não podem ser utilizadas para a produção de alimentos para animais ou adubos orgânicos, mas poderiam ser usados para papel manufaturado ou telhamento (ORON, 1990).

Em seus experimentos, BAKER (1981) constatou que algumas plantas têm uma habilidade natural para absorver e hiperacumular elementos traço em seus tecidos. Esta habilidade está sendo aproveitada para remover metais pesados e

² MERIAN, E. Metals and their compounds in the environment. Occurrence, analysis and biological relevance. VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim, 1991.

elementos traço de solos e águas contaminadas em um processo denominado fitorremediação.

CALOW³ (1993), citado por BONIARDI, ROTA e NANO (1999), sugeriu que os efeitos tóxicos nas plantas poderiam ser avaliados em termos de inibição e promoção do crescimento das mesmas. Uma redução no crescimento da planta indicaria um caráter tóxico do metal, onde o mesmo metal poderia estimular ou inibir o crescimento, dependendo de sua concentração (BONIARDI; ROTA; NANO, 1999).

BRIX (1997) constatou que as macrófitas dos sistemas de tratamento de esgoto apresentam várias propriedades que as tornam essenciais. As mais importantes atuações das macrófitas em relação ao processo de tratamento da água residuária são os efeitos físicos que seus tecidos proporcionam (controle da erosão, filtração, provisão de superfície para a associação de microorganismos necessários na decomposição do esgoto). O metabolismo das macrófitas, como a perda de oxigênio pelas raízes, afeta o processo de tratamento em diferentes intensidades, dependendo do projeto. As macrófitas também contribuem fornecendo uma aparência estética às estações de tratamento, pois muitas possuem flores conferindo melhoria no aspecto visual das mesmas.

O esgoto sanitário ou doméstico é proveniente da atividade doméstica (aparelho sanitário, cozinha, etc), composto essencialmente de matéria orgânica. Muitas bactérias realizam sua decomposição, podendo ser aeróbias, anaeróbias ou facultativas (ALISSE; OBLADEM, 1981).

Já é bastante conhecido que as angiospermas aquáticas apresentam aerênquima muito desenvolvido. Nestas plantas, os espaços aéreos constituem um sistema complexo que se apresenta de forma contínua da folha até a raiz (ESAU, 1985; FAHN, 1985; MAUSETH, 1988). Dessa forma, o ar captado pelos estômatos se difunde pelo interior da planta através do aerênquima para respiração e

³ CALOW. P. Handbook of toxicology. London: Oxford Blackwell Scientific Publications. 1993.

fotossíntese das partes submersas. Uma fração deste gás pode extravasar pelas raízes, incrementando a concentração de oxigênio das águas circundantes (LARCHER, 1986).

DACEY e KLUG (1982) trabalhando com espécies de *Nuphar* Sibth & Sm. (NYMPHAEACEAE) observaram que o transporte de oxigênio através da rede de aerênquima não ocorre apenas por difusão, e sim, por um fluxo de massa. Dessa forma, o ar é captado da atmosfera (influxo) contra um gradiente de pressão como um resultado do gradiente térmico e de vapor d'água entre a lacuna do aerênquima e a atmosfera. A capacidade de pressurizar da folha parece ser significativa apenas durante o dia, uma vez que depende da radiação solar, pois a temperatura foliar está relacionada com a intensidade luminosa e a temperatura do ar.

De acordo com SORRELL e BOON (1992), as macrófitas aquáticas podem liberar oxigênio das raízes para a rizosfera e esta perda influencia os ciclos biogeoquímicos nos sedimentos através de efeitos sobre o estado oxidação e redução dos sedimentos.

ROVIRA (1965) observou que os microorganismos são mais abundantes no solo que circunda as raízes das plantas do que em solos sem raízes e denominou de rizosfera a zona do solo na qual a microflora é influenciada pelas raízes das plantas. O mesmo autor mencionou em sua publicação que alguns organismos podem suprir nutrientes essenciais para outros grupos na rizosfera.

BRIX (1997) sugere que o oxigênio liberado pelas raízes cria condições que estimulam a decomposição aeróbica de matéria orgânica e o crescimento de bactérias nitrificantes.

Segundo ERNST (1990) e BLOM et al. (1994), o aerênquima facilita a perda de O₂ para o solo, e este propicia a desintoxicação de substâncias como hidróxido de manganês, hidróxido férrico e sulfeto de ferro, além de permitir a existência de microorganismos aeróbios, como as bactérias nitrificantes.

MARGALEF (1983) cita a importância da reserva aérea das macrófitas aquáticas para a respiração dos insetos que vivem na água. De acordo com BAHLO

e WACH (1992), as plantas conduzem o oxigênio para o solo (ou água, no caso) através dessa rede de ar e, então, as bactérias associadas ao aerênquima e microorganismos do solo conseguem decompor o esgoto sob condições aeróbias.

Diversos fatores afetam as interações entre as raízes das plantas e os microorganismos. Dentre eles, estão a exsudação da raiz, a espécie vegetal, a idade da planta, as condições do solo e as condições ambientais. Os mecanismos pelos quais a microflora afeta as plantas superiores ainda não estão estabelecidos, mas a produção de compostos quelantes, substâncias reguladoras do crescimento e a proteção da raiz contra patógenos podem ser importantes (ROVIRA, 1965).

Existem numerosos trabalhos publicados a respeito das modificações que indivíduos de determinadas espécies apresentam quando submetidos a ambientes alagados e não alagados.

BOEGER (1994), estudando a espécie *Polygonum spectabile* Mart. (POLYGONACEAE) da região da várzea do rio Solimões nos períodos de seca e inundação, concluiu que durante os períodos inundados, as plantas apresentaram maiores valores de comprimento e diâmetro do entrenó e nó quando comparadas com plantas do período de seca, além da presença de aerênquima nos internós emersos e nos submersos próximos à superfície da água.

BONA (1999), analisando plantas de *Bacopa salzmanii* (Benth.) Wettst. e *B. monnierioides* (Cham.) Robinson (SCROPHULARIACEAE) que cresceram em solo alagado e não alagado, observou um aumento significativo no diâmetro das raízes e caules das plantas aquáticas das duas espécies bem como no comprimento dos entrenós. As folhas das plantas terrestres das duas espécies mostraram menor área e maior espessura do limbo. Ambas as espécies apresentam tricomas tectores e glandulares, porém os tricomas tectores não se fizeram presentes nas plantas aquáticas de *B. salzmanii*. Esta mostrou cutícula mais espessa no caule submerso. Houve redução do número de estômatos nas folhas submersas de *B. salzmanii*. O tecido predominante no caule e na raiz foi o aerênquima. *B. monnierioides* apresentou aumento significativo na proporção de lacunas da planta aquática.

Em algumas plantas, como o *Juncus* spp. (JUNCACEAE) e *Schoenus nigricans* L. (CYPERACEAE), a inundação pode aumentar o tecido aerenquimatoso sem afetar o crescimento da planta, facilitando o transporte de oxigênio das partes aéreas para o sistema de raízes submerso (JUSTIN; ARMSTRONG, 1987).

A comparação de folhas submersas e aéreas de *Littorella uniflora* (L.) Ascherson (PLANTAGINACEAE) revelou que a estrutura geral das folhas foi a mesma. Entretanto, o diâmetro das folhas emersas foi menor que a das submersas e estas não apresentam estômatos. Nas folhas aéreas verdadeiras, o feixe vascular central terminou antes de alcançar o ápice da folha e estava separado da água circundante pelo mesofilo e pela epiderme. Em contrapartida, o feixe vascular de folhas submersas estava em contato direto com a água circundante (HOSTRUP; WIEGLEB, 1991).

De acordo com SMIRNOFF e CRAWFORD (1983), ETHERINGTON (1984) e SCHAT (1984), em solos periodicamente alagados pode haver a substituição de um sistema de raízes profundo por raízes adventícias na superfície do solo. Muitas espécies são capazes de desenvolver aerênquima lisígeno ou esquizógeno em novas raízes como uma resposta à anaerobiose das raízes (BARCLAY; CRAWFORD, 1982).

O impacto das mudanças do regime da água sobre o funcionamento e adaptações fisiológicas da planta dependerá da duração, intensidade e frequência do evento (ERNST, 1990).

As alterações morfo-anatômicas e/ou fisiológicas sofridas por plantas que são utilizadas em estações de tratamento de esgoto são muito pouco estudadas e quase não há informações publicadas sobre o assunto. Muitos artigos referem-se apenas ao desempenho da planta no processo de purificação da água residuária.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 DETERMINAÇÃO DOS PONTOS DE COLETA

Ilha Rasa (Guaraqueçaba-PR) localiza-se a 25° 15' e 25° 30' latitude sul e 48° 20' e 48° 30' longitude oeste, possuindo área de aproximadamente 10,5 km², altitude máxima de 40 m. Apresenta dimensões de aproximadamente 7 km de comprimento e largura máxima de 3 km (RODRIGUES, 1999).

O local de implantação da estação de tratamento de esgoto foi definido observando-se o grau de necessidade e urgência das comunidades de Ilha Rasa. Dessa forma, foi escolhida a comunidade de Almeida que é a mais populosa (Mapa 2) e carente da ilha.

Foi instalado um tanque de concreto para o tratamento da água residuária, com dimensões de 2,5 m de largura x 2,5 m de comprimento x 1 m de profundidade, atendendo uma residência com 4 pessoas (Figuras 1 e 2). Toda a água da casa, exceto a da máquina de lavar roupas, foi canalizada para a estação, permanecendo no sistema por aproximadamente 3 dias.

Neste experimento, o tanque de tratamento de água residuária consistiu de 3 camadas: a primeira (aproximadamente 20 cm) foi constituída de raízes de *Cladium mariscus* (L.) Pohl (CYPERACEAE), coletados na própria ilha e plantados na estação com um pouco de areia; a segunda camada continha de 40 a 50 cm de conchas de moluscos da região, principalmente ostras; e a última, 30 a 40 cm de areia (Figura 4). A decomposição ocorre principalmente na primeira camada, enquanto que a filtragem ocorre nas duas seguintes.

Num estudo sobre a região, RODRIGUES (1999) definiu quatro unidades geo-ambientais em Ilha Rasa: mangue, restinga, área construída e floresta (Mapa 3). Nesta dissertação, determinou-se o ponto de coleta das plantas provenientes da natureza, como sendo o local permanentemente encharcado mais próximo da estação onde ocorria a espécie *Cladium mariscus*. Este ponto é uma região de

transição entre o mangue e a restinga, situado entre as comunidades de Almeida e Ponta do Lanço (Mapa 2, Figura 3). Próximo a este local, ocorre a desembocadura de um rio.

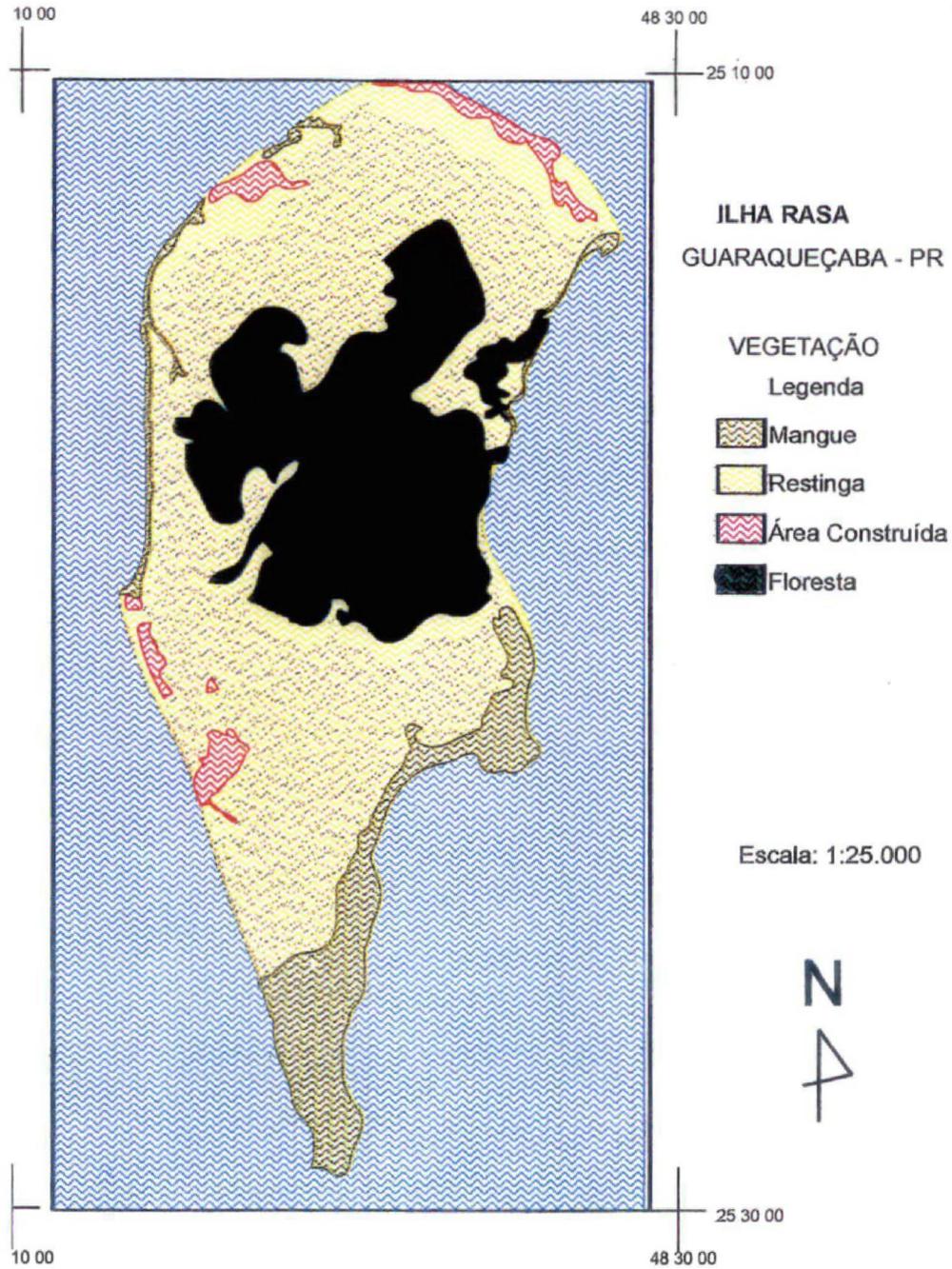
3.2 ANÁLISE DA ÁGUA

Parâmetros físico-químico da água proveniente dos esgoto e do ambiente foram quantificados, pelo Instituto Ambiental do Paraná (IAP) e pelo Centro de Pesquisa e Processamento de Alimentos (CEPPA), respectivamente.

MAPA 2 – COMUNIDADES DE ILHA RASA (GUARAQUEÇABA-PR).



MAPA 3 – UNIDADES GEO-AMBIENTAIS DE ILHA RASA (GUARAQUEÇABA-PR)



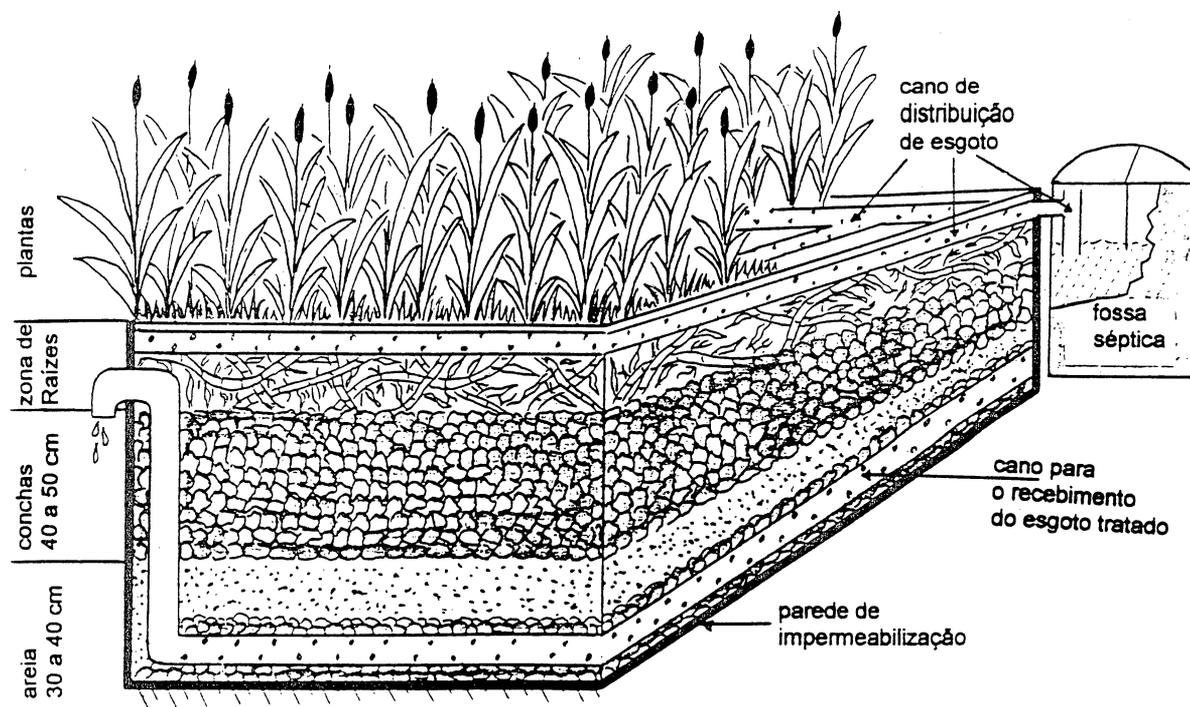
FONTE: RODRIGUES, 1999

PAGINA EM BRANCO

- FIGURA 1 – Vista geral da estação de tratamento de esgoto, utilizando *C. mariscus*, em dezembro de 2000
- FIGURA 2 – Vista geral da estação de tratamento de esgoto, utilizando *C. mariscus*, em junho de 2001
- FIGURA 3 – Vista geral do ambiente onde a espécie *C. mariscus* ocorre naturalmente em Ilha Rasa (Guaraqueçaba-PR)



FIGURA 4 – DESENHO ESQUEMÁTICO DA ESTAÇÃO DE TRATAMENTO DE ESGOTO



FONTE: VAN KAICK. 2001

3.3 COLETA E FIXAÇÃO DO MATERIAL

Para execução do estudo morfo-anatômico, foi selecionada uma área de Ilha Rasa permanentemente encharcada pela água do mar, onde a espécie *Cladium mariscus* ocorria naturalmente, a fim de realizar a comparação de espécimes desta área de ocorrência natural com exemplares da mesma espécie plantados em uma estação de tratamento de esgoto doméstico na mesma ilha.

Foram efetuadas duas coletas em cada um destes pontos. A primeira, em dezembro/2000 (COLETA 1) e a segunda em junho/2001 (COLETA 2). As coletas envolveram a análise de 15 indivíduos adultos e expostos ao sol de *Cladium mariscus* provenientes do ambiente natural e da estação de tratamento de esgoto. Tanto o material que foi prensado, como aquele utilizado na extração de clorofila foram acondicionados em sacos plásticos umedecidos, para serem posteriormente processados. As amostras utilizadas para estudo da estrutura interna da planta e determinação da densidade estomática foram imediatamente fixadas em FAA 70 (JOHANSEN, 1940) e, após uma semana, armazenadas em etanol 70% (BERLYN; MIKSCHE, 1976).

Foram selecionadas porções das raízes e seccionadas a, aproximadamente, 3cm a partir da extremidade. As folhas foram selecionadas a partir do quarto nó caulinar, sendo retiradas amostras do terço médio do limbo e da base do mesmo.

Um exemplar fértil de *Cladium mariscus* proveniente do ambiente natural foi tombado pelo Herbário da Universidade Federal do Paraná (UPCB), sob o número 44867.

Este trabalho abrangeu os seguintes parâmetros quantitativos de comparação: área foliar, peso seco da folha, área específica foliar (AEF), densidade estomática, dosagem de clorofila, espessura dos tecidos do limbo foliar, quantificação da área total de cada secção de raiz e da área de aerênquima por raiz. Também, efetuou-se a descrição anatômica da folha e da raiz de *C. mariscus*.

3.4 MENSURAÇÃO DA ÁREA, PESO SECO E ÁREA FOLIAR ESPECÍFICA (AEF)

Para a medição da área foliar, foram feitas exsiccatas de 15 folhas frescas de cada localidade. Só então, as folhas foram fotocopiadas em tamanho natural e mensuradas na mesa digitalizadora DIGICOM, modelo 1812, acoplada ao microcomputador, de acordo com o Sistema de Planimetria SPLAN (ALVES DE BRITO, 1997). Estas mesmas folhas secas, foram pesadas em balança de alta precisão.

A área específica foliar (AEF) foi calculada através da relação entre a área foliar (cm²) e o peso seco das folhas em gramas (WITKOWSKI; LAMONT, 1991).

$$AEF = \text{área foliar}(\text{cm}^2) / \text{peso seco}(\text{g})$$

3.5 DENSIDADE ESTOMÁTICA

A contagem de estômatos foi realizada através de moldes da epiderme da região mediana da folha, confeccionados com esmalte sintético incolor. As lâminas foram montadas somente com água, sem o uso de corantes e recobertas com laminulas. Foram analisadas 15 folhas de cada localidade, sendo uma de cada exemplar, onde contaram-se os estômatos existentes em um milímetro quadrado, através de câmara clara acoplada ao microscópio fotônico. A observação foi feita com objetiva de 40 vezes.

3.6 DOSAGEM DE CLOROFILA

Para a dosagem de clorofila, utilizaram-se 28 mg de cada folha fresca, num total de 15 folhas. Seguindo a técnica de BARNES et al. (1992), a extração do pigmento foi realizada com 5 ml de dimetilsulfóxido (DMSO) em tubos de ensaio, que foram vedados com papel alumínio e levados ao banho-maria a 65° C até completa extração. No espectrofotômetro, realizou-se a leitura da absorbância nos comprimentos de onda de 648 nm e 665 nm. Os valores de absorbância encontrados foram aplicados nas seguintes fórmulas:

$$*Ca=14,85 A_{665} - 5,14 A_{648}$$

$$*Cb=25,48 A_{648} - 7,36 A_{665}$$

$$*C(a+b)=7,49 A_{665} + 20,34 A_{648}$$

Onde: Ca \Rightarrow clorofila a

Cb \Rightarrow clorofila b

C(a+b) \Rightarrow clorofila total

Na seqüência, os valores calculados de Ca e Cb foram multiplicados pelo volume do solvente utilizado (5 ml) e divididos pelo peso de folha por tubo de ensaio (28 mg), obtendo-se a concentração de cada pigmento por unidade de peso foliar em $\mu\text{g}.\text{mg}^{-1}$.

Considerando o Sistema Internacional de Medidas que preconiza a expressão da quantidade de substância em moles, a conversão foi feita tomando-se por base os pesos moleculares. Dessa forma, os valores obtidos até então para as clorofilas **a** e **b**

foram respectivamente multiplicados por 1,121 e 1,104, sendo a unidade expressa em mmol.mg^{-1} .

3.7. ANATOMIA DA FOLHA E DA RAIZ

Foram confeccionadas lâminas permanentes de folhas e raízes de *C. mariscus* para o estudo anatômico. Realizou-se o emblocamento em glicol metacrilato (JB-4), seguindo a técnica de FEDER e O'BRIEN (1968) e recomendações do fabricante. Efetuaram-se secções transversais em micrótomo rotativo SPENCER 820 (8 μm de espessura). O material foi corado com azul de toluidina a 1% (SAKAI, 1973), montado com resina sintética e recoberto com lamínula. As secções transversais foram observadas ao microscópio fotônico.

Lâminas semipermanentes de folhas de *C. mariscus* também foram confeccionadas. As secções transversais foram realizadas à mão livre, com lâmina de barbear, e clarificadas com hipoclorito de sódio 30%. Depois de lavado, o material foi passado rapidamente em água acidulada e transferido para água destilada onde foi corado com cloreto férrico (JOHANSEN, 1940) e sudam III (SASS, 1951).

A descrição anatômica da espécie foi realizada sem considerar o local de coleta, pois, comparando-se a anatomia dos vegetais provenientes do esgoto e da natureza não se constatou diferenças qualitativas entre elas.

3.8 ESPESSURA DOS TECIDOS FOLIARES

Lâminas permanentes foram confeccionadas conforme descrito no item 3.7. Realizaram-se as medições das camadas de tecidos foliares (epiderme + cutícula da face adaxial, epiderme + cutícula da superfície abaxial e mesofilo) em microscópio fotônico, através de escala acoplada à lente ocular do microscópio. Efetuou-se

apenas uma medição por folha. Os resultados foram multiplicados pelo fator de correção adequado ao microscópio.

Apenas o terço médio e a base da folha foram medidos, não sendo possível analisar o ápice porque este, por ser muito fino, nunca se mantinha íntegro.

A mensuração das amostras do terço médio das folhas foi efetuada entre a margem e a nervura principal, na porção mediana vista em secção transversal. Na base foliar, a mensuração foi feita sempre a uma distância de aproximadamente 4,3 mm da margem.

3.9 QUANTIFICAÇÃO DE AERÊNQUIMA NA RAIZ

Para a mensuração do aerênquima, foram utilizadas as porções das raízes seccionadas a 3 centímetros do ápice. Confeccionaram-se lâminas permanentes seguindo a mesma técnica descrita acima.

O material foi projetado em câmara clara acoplada ao microscópio e desenhado em folhas de papel sulfite com uma ampliação de 40 vezes. Através destes desenhos, foi medida (em cm^2) a área total das raízes e as áreas de aerênquima de cada raiz, utilizando-se a mesa digitalizadora DIGICOM de acordo com o Sistema de Planimetria SPLAN (ALVES DE BRITO, 1997). Considerou-se a somatória das áreas de aerênquima em cada raiz.

3.10 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Para o estudo estatístico dos resultados utilizou-se o programa JMP. Em todas análises foi aplicado o teste t de student nos dados brutos para verificar se as plantas crescidas no esgoto diferiam morfo-anatomicamente e fisiologicamente daquelas crescidas no ambiente natural. Todas as premissas para o uso deste teste foram aceitas. Considerou-se $\alpha=5\%$.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 ANÁLISE DA ÁGUA

Na primeira coleta, a planta estava na estação de esgoto há apenas 1 mês e os resultados de nitrito, nitrato e fosfato do esgoto bruto e tratado não responderam conforme o esperado (Tabela 1). Ao contrário do que se imaginava, houve um aumento nos níveis de nitrito e nitrato. Apenas o fosfato diminuiu e, ainda assim, sua concentração no esgoto tratado foi superior ao da água marinha.

Na segunda coleta, já foi possível observar uma redução na quantidade destes íons no esgoto tratado. Após 7 meses de exposição, é provável que a planta já tenha sofrido adequação ao novo ambiente e esteja utilizando os nutrientes presentes no esgoto para o seu metabolismo. Nota-se que a água do esgoto (mesmo tratado) apresenta maior quantidade dos macronutrientes nitrogênio e fósforo, em relação à água do mar (Tabela 1).

TABELA 1 – ANÁLISE DA ÁGUA MARINHA, ESGOTO BRUTO E ESGOTO TRATADO – COLETAS 1 E 2

	ÁGUA MARINHA	ESGOTO BRUTO	ESGOTO TRATADO
Nitrito + Nitrato*	0,12 mg/l	38 mg/l	67 mg/l
Fosfato*	0,10 mg/l	14 mg/l	10 mg/l
pH*	8,0	8,7	8,0
Nitrito + Nitrato**	0,12 mg/l	112 mg/l	52 mg/l
Fosfato**	0,31 mg/l	1,35 mg/l	1,25 mg/l
pH**	8,0	8,6	7,7

* Coleta 1 (dezembro/2000)

** Coleta 2 (junho/2001)

Seria interessante que, num próximo estudo, fosse efetuada a quantificação de nitrogênio e fósforo presentes nas folhas de *Cladium mariscus*.

Neste trabalho, o pH variou pouco nas duas coletas, permanecendo sempre ligeiramente básico (Tabelas 1 e 2). É possível observar que o tratamento reduz o pH, tornando-o mais próximo ao da água marinha. Segundo LARCHER (1986) e MALAVOLTA (1980), a disponibilidade de nitrogênio não é afetada nesta faixa de pH, enquanto que, a disponibilidade de fósforo é máxima em pH entre 6 e 7 e, a partir daí, diminui com o aumento do pH.

A quantificação do oxigênio dissolvido na água não pode ser realizada por falta de equipamento, para análise *in situ*. O transporte da água até os laboratórios em Curitiba, alteraria o resultado.

O esgoto doméstico é de natureza orgânica e está sujeito ao ataque bacteriano. Essencialmente, este ataque é um processo oxidativo que desmembra compostos orgânicos em compostos inorgânicos estáveis, como dióxido de carbono, água e amônia. Se o fornecimento de resíduos orgânicos ao mar está dentro da capacidade de recebimento da água – a qual está relacionada com a temperatura, oxigênio disponível, correntes de água, entre outros – ele resultará em enriquecimento do ecossistema, beneficiando principalmente as plantas. Porém, se a capacidade de recebimento da água é excedida, a acumulação de matéria orgânica e o desenvolvimento de condições anóxicas (devido ao consumo de O₂ na decomposição bacteriana), pode ter consequências catastróficas para a fauna e a flora (CLARK, 1997).

Como este trabalho trata de uma estação de tratamento de esgoto doméstico, convém ressaltar que na espécie humana, a excreção de resíduos metabólicos nitrogenados é feita principalmente, através da uréia, que é eliminada pela urina (AIRES, 1991). Durante a ciclagem de nutrientes, o nitrogênio orgânico (presente nos excretas e na decomposição de matéria orgânica morta) é convertido em amônia pela ação de microorganismos, em um processo chamado amonificação (TAIZ; ZEIGER, 1991).

O nitrato é, geralmente, uma fonte preferencial de nitrogênio das plantas superiores, sendo que, a conversão da amônia em nitrato durante a degradação da matéria orgânica – nitrificação – é uma atividade essencialmente bacteriana e tem como produto intermediário o nitrito (FERRI, 1985; TAIZ; ZEIGER, 1991; AWAD; CASTRO, 1992). As bactérias nitrificantes necessitam de oxigênio e são sensíveis ao pH ácido (LARCHER, 1986).

O fosfato participa do equilíbrio ácido-básico do organismo humano, sendo também eliminado pela urina, através do sistema fosfato monossódico ou monopotássico/ fosfato dissódico ou dipotássico. Assim, quando há uma diminuição do pH urinário, o fosfato monobásico, seja de sódio ou de potássio, se dissociará, liberando um íon H^+ e se converterá em fosfato dibásico, sendo eliminado pela urina. O inverso ocorre na alcalose (SOUZA, 1994).

O nitrogênio e o fósforo são os principais nutrientes que determinam os riscos e níveis de eutrofização em águas superficiais (CORREA; MELO; BERNARDES, 2000). Um dos efeitos perigosos do ultra-enriquecimento nutricional das águas marinhas é o surgimento de “blooms” fitoplanctônicos, que resulta em elevada concentração de oxigênio na superfície da água, decorrente do aumento da fotossíntese. Como as plantas também proliferam nestas condições, a abundante quantidade de plantas em decomposição caindo no fundo do mar, reduz severamente a concentração de oxigênio nas águas menos superficiais, causando a morte de animais bentônicos da área (CLARK, 1997).

A presença da espécie *Cladium mariscus* na estação de tratamento de esgoto pode estar intensificando a atividade bacteriana. A planta, então, utiliza os nutrientes no seu metabolismo, acarretando uma diminuição destes no esgoto tratado.

4.2 PESO SECO, ÁREA DA FOLHA, ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR (AEF) E ESPESSURA DOS TECIDOS FOLIARES

A área foliar e o peso seco variaram significativamente entre as folhas provenientes do ambiente natural e do esgoto, no que se refere a coleta 1. As plantas do esgoto, haviam sido plantadas na estação há apenas um mês e, por isso, apresentaram menor peso seco e área foliar. O mesmo não ocorreu na coleta 2, onde apenas a área específica foliar (AEF) foi significativamente maior nas plantas coletadas no esgoto (Tabela 2; Gráficos 1 e 2).

A planta não mostrou nenhuma alteração significativa, em relação aos estratos das porções medianas (em secção transversal) das folhas coletadas no esgoto e no ambiente natural, em ambas as coletas (Tabela 2; Gráficos 3 e 4).

No entanto, houve diferenças nos resultados obtidos na base das folhas. Nesta região, apenas a camada da epiderme adaxial somada à cutícula não exibiu diferenças consistentes entre as duas localidades de coleta (Tabela 2; Gráficos 5 e 6). A espessura total do limbo foi consistentemente superior nas folhas provenientes do esgoto. Não ficou evidenciado nenhum sinal de danos celulares nas secções analisadas.

De acordo com CLARK (1997), muitos dos despejos de esgoto que entram no mar são nutrientes para as plantas. A decomposição da matéria orgânica em nitratos e fosfatos aumenta o crescimento das plantas.

ABE e OZAKI (1998) compararam a eficácia de 20 espécies de plantas terrestres e aquáticas na remoção de nitrogênio e fósforo do esgoto doméstico e concluíram que as valas que mostraram altas taxas de remoção destes nutrientes, continham as plantas que exibiram as maiores taxas de produção de biomassa.

COOMBS e HALL (1989) relatam que apenas dois tipos de medição são necessários para análise do crescimento: o peso da planta (geralmente é o peso seco) e o tamanho do sistema assimilatório (geralmente é a área das folhas, mas também pode ser a quantidade proteica ou o conteúdo de clorofila).

TABELA 2 – VALORES DE ÁREA FOLIAR. PESO SECO DA FOLHA. ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR (AEF) E ESPESSURA DOS ESTRATOS DA FOLHA DE *C. mariscus* PROVENIENTES DO AMBIENTE NATURAL E DO ESGOTO. Valores em negrito=médias: valores entre parênteses=erro padrão: n=30; *p<0,05.

	COLETA 1		COLETA 2	
	AMBIENTE	ESGOTO	AMBIENTE	ESGOTO
Área foliar	93,3* (9,48)	49,7* (3,95)	99,06 (11,34)	104,79 (9,06)
Peso seco	1,92* (0,24)	0,89* (0,07)	2,14 (0,28)	1,59 (0,16)
AEF	51,27 (2,39)	56,05 (1,87)	50,19* (2,79)	68,29* (2,66)
Epiderme adaxial + cutícula*	5,27 (0,67)	6,23 (0,67)	5,21 (0,14)	5,42 (0,16)
Mesofilo *	427,13 (29,11)	347,8 (26,1)	328,65 (27,33)	356,61 (31,25)
Epiderme abaxial+cutícula*	6,93 (0,26)	6,57 (0,24)	6,56 (0,23)	5,85 (0,26)
Espessura total do limbo foliar*	439,33 (31,09)	360,6 (29,9)	340,4 (27,35)	367,88 (31,28)
Epiderme adaxial + cutícula**	6,87 (0,34)	6,37 (0,31)	7,33* (0,32)	5,97* (0,26)
Mesofilo **	347,6* (26,9)	598,93* (34,1)	495,13* (43,4)	653,3* (50,7)
Epiderme abaxial+cutícula**	6,07* (0,2)	6,97* (0,25)	6,9* (0,23)	6* (0,21)
Espessura total do limbo foliar**	360,53* (27,2)	612,27* (33,2)	509,4* (46,66)	665,3* (50,87)

* Região mediana da folha

** Base da folha

GRÁFICO 1 – ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR DE *C. mariscus* – COLETA 1

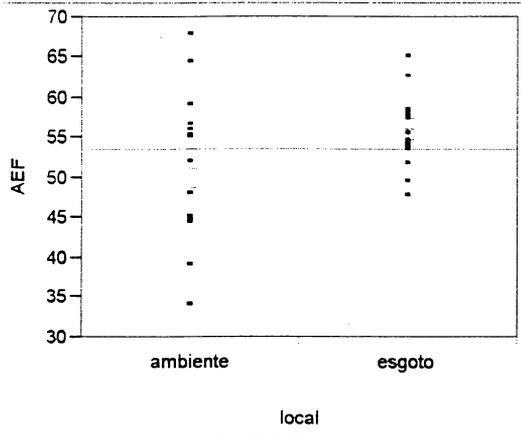


GRÁFICO 2 – ÁREA ESPECÍFICA FOLIAR DE *C. mariscus* – COLETA 2

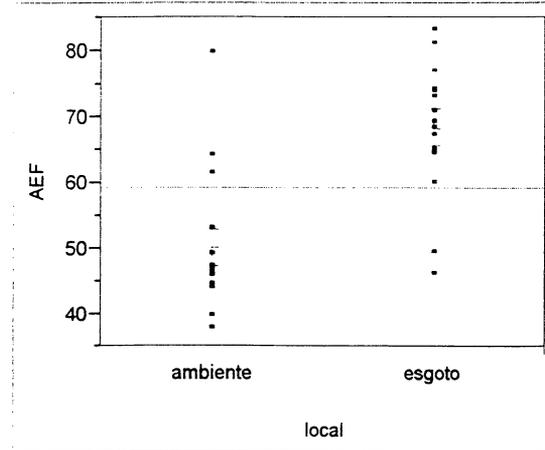


GRÁFICO 3 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NO TERÇO MÉDIO DA FOLHA – COLETA 1

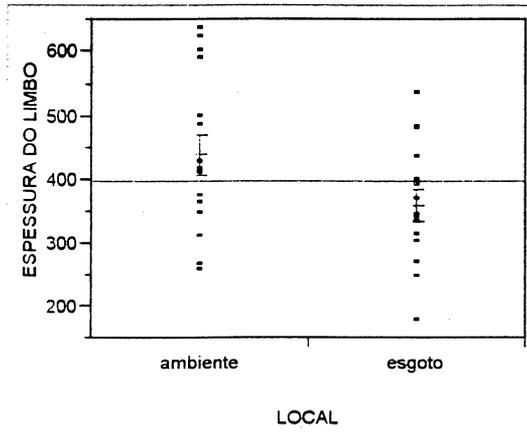


GRÁFICO 4 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NO TERÇO MÉDIO DA FOLHA – COLETA 2

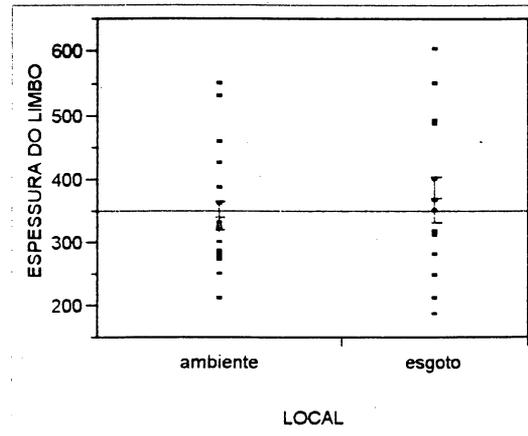


GRÁFICO 5 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NA BASE DA FOLHA – COLETA 1

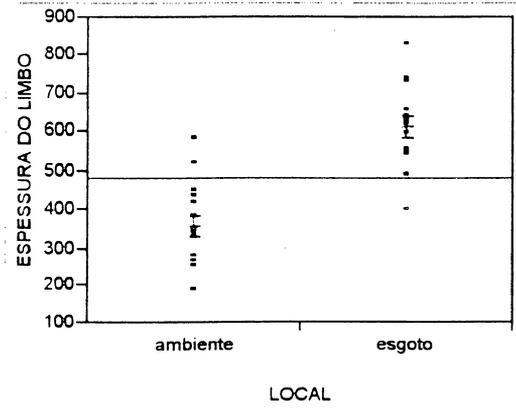
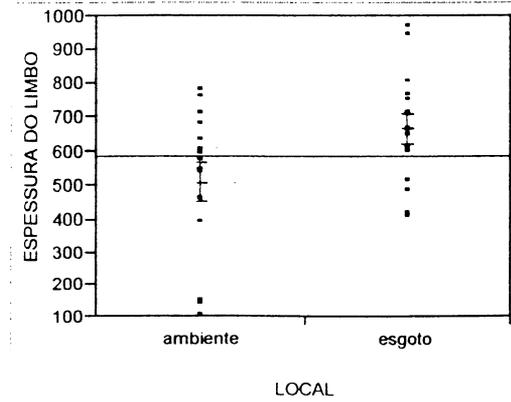


GRÁFICO 6 – ESPESSURA TOTAL DO LIMBO NA BASE DA FOLHA – COLETA 2



Segundo LAMBERS, CHAMPIN e PONS (1998), plantas aclimatadas e adaptadas a solos com baixa concentração de nitrogênio e baixa umidade produzem folhas mais espessas e têm massa foliar elevada. Conseqüentemente, apresentam baixa área foliar específica, corroborando com os resultados obtidos neste trabalho, onde as folhas que cresceram no ambiente mais pobre em nutrientes, revelaram maior peso e menor AEF.

Correlacionando-se a área e o peso seco das folhas, verificou-se que existe uma forte correlação positiva entre as duas variáveis, nas duas coletas (tabela 3). Dessa forma, um aumento da área da folha é sempre acompanhado por um aumento do peso seco.

TABELA 3 - CORRELAÇÃO ENTRE A ÁREA FOLIAR E O PESO SECO DE FOLHAS DE *Cladium mariscus* COLETADAS NO AMBIENTE NATURAL E NO ESGOTO - COLETAS 1 E 2.

	COLETA 1		COLETA 2	
	AMBIENTE	ESGOTO	AMBIENTE	ESGOTO
Área foliar x peso seco	0,95	0,96	0,98	0,93

O processo da fotossíntese resulta da conversão da energia solar em energia química. Este potencial estocado é de grande importância nos sistemas ecológicos naturais, pois ele provê a fonte de energia e a base orgânica a ser utilizada em todos os outros níveis tróficos. A taxa de energia absorvida por um sistema, como resultado do processo fotossintético é chamada Produtividade Bruta. Parte desta energia fixada é utilizada pelas plantas para outros processos enquanto, parte permanece no sistema e representa a taxa de energia estocada – Produtividade Líquida (COOMBS; HALL, 1989).

As plantas crescidas no esgoto, aparentemente apresentam maior Produtividade (Líquida e Bruta) que aquelas crescidas no ambiente, por

apresentarem maior conteúdo de clorofila (Tabela 5) e maior espessamento (Tabela 2). Para que haja maior espessamento é necessário maior síntese de material estrutural. Talvez o espessamento e a alta concentração de material estrutural (não analisado nesta dissertação) forneça às plantas uma baixa área foliar específica.

As plantas diferem na concentração de nutrientes minerais em seus tecidos, dependendo do ambiente, presença de tecidos herbáceos ou madeira, estágio de desenvolvimento e espécie. As folhas apresentam concentrações mais altas de nutrientes associados com o metabolismo (N, P, K) e mais baixas concentrações de cálcio do que a madeira. O ambiente afeta fortemente a concentração de nutrientes da planta, sendo que, o nitrogênio, o fósforo e o potássio são os nutrientes que mais frequentemente limitam o crescimento das plantas (LAMBERS; CHAPIN; PONS, 1998).

4.3 DENSIDADE ESTOMÁTICA

A epiderme da face adaxial apresenta, em média, mais estômatos que na face abaxial. As análises estatísticas mostraram diferenças significativas entre o número de estômatos das folhas provenientes do ambiente natural e do esgoto apenas na segunda coleta, ou seja, a efetuada em junho de 2001, onde as plantas tinham 7 meses de exposição ao esgoto. Nesta coleta, as duas faces da folha apresentaram densidade estomática mais elevada nas folhas provenientes da estação de tratamento de esgoto (Tabela 4; Gráficos 7, 8, 9 e 10).

Todo o processo fotossintético é regulado sob condições limitantes de nitrogênio, havendo declínio da enzima Rubisco, da clorofila e condutância estomática (LAMBERS; CHAPIN; PONS, 1998).

TABELA 4 - NÚMERO DE ESTÔMATOS/mm² DE *Cladium mariscus*, COLETADAS EM SEU AMBIENTE NATURAL E NO ESGOTO. Valores em negrito=médias; valores entre parênteses=erro padrão; n=30; *p<0,05.

	COLETA 1		COLETA 2	
	AMBIENTE	ESGOTO	AMBIENTE	ESGOTO
Adaxial	99,60 (8,69)	94,77 (5,24)	85,13* (2,91)	101,20* (4,7)
Abaxial	91,47 (5,98)	90,53 (3,86)	83* (2,38)	93,8* (4,19)

GRÁFICO 7 - DENSIDADE ESTOMÁTICA NA EPIDERMIS DA FACE ADAXIAL - COLETA 1

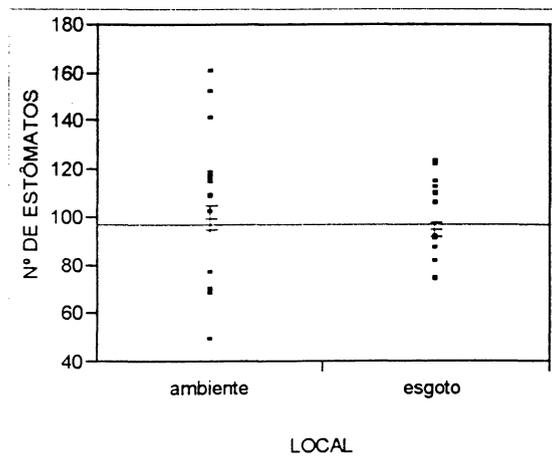


GRÁFICO 8 - DENSIDADE DE ESTÔMATOS NA EPIDERMIS DA FACE ABAXIAL - COLETA 1

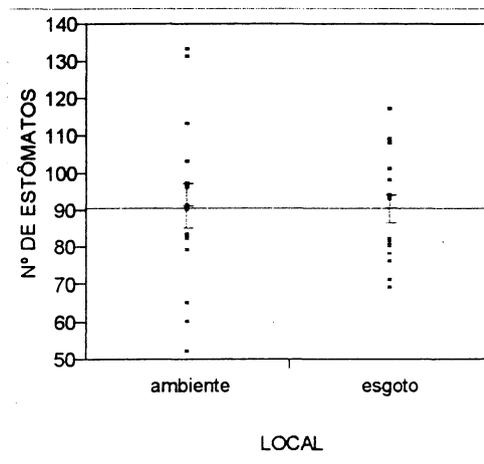


GRÁFICO 9 - NÚMERO DE ESTÔMATOS/mm² NA EPIDERMIS DA FACE ADAXIAL - COLETA 2

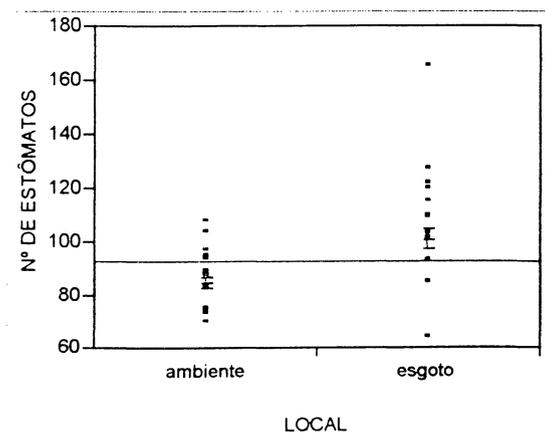
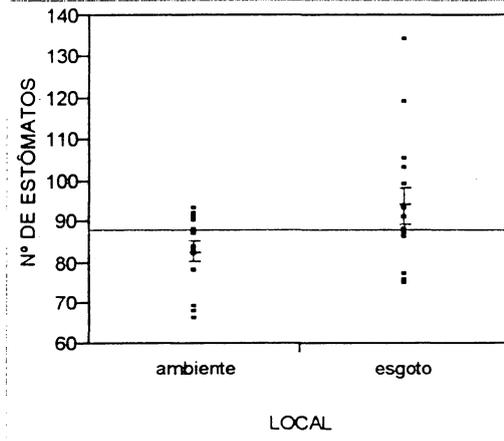


GRÁFICO 10 - NÚMERO DE ESTÔMATOS/mm² NA EPIDERMIS DA FACE ABAXIAL - COLETA 2



A Ilha Rasa, em consequência de sua posição geográfica, apresenta normalmente temperatura elevada durante o dia. Segundo FERRI (1985), a abertura estomática é fortemente afetada pela temperatura, sendo que, temperaturas acima de 30° C, geralmente determinam o fechamento dos estômatos.

Supondo que no esgoto, onde a planta tem mais nutrientes disponíveis, as taxas de fotossíntese e de biossíntese sejam mais elevadas que na natureza, a necessidade de trocas gasosas é também maior. Sugere-se que, como o tempo em que os estômatos permanecem abertos – condicionado pela temperatura - é o mesmo nas plantas do esgoto e do ambiente natural, as primeiras podem estar respondendo às novas necessidades de trocas gasosas com um aumento no número de estômatos.

Esta suposição de maior taxa de biossíntese e fotossíntese nas plantas provenientes do esgoto é corroborada por outros resultados relatados adiante neste trabalho, como maior espessura do limbo foliar, conteúdo de clorofila mais elevado e maior AEF.

4.4 DOSAGEM DE CLOROFILA

Na primeira coleta (dezembro/2000), foram constatadas diferenças significativas apenas no conteúdo de clorofila a. Entretanto, na segunda coleta (junho/2001), ocorreram diferenças na clorofila a, b e total, sendo que as plantas do esgoto revelam conteúdos mais elevados (Tabela 5; Gráficos 11 e 12).

A deficiência do nitrogênio e do fósforo no solo resulta em respostas das plantas já bem documentadas (FERRI, 1985; TAIZ; ZEIGER, 1991; LAMBERS; CHAPIN; PONS, 1998) cabendo aqui fazer destaque apenas ao baixo teor de clorofila, que é uma resposta química à excassez de nitrogênio (MALAVOLTA, 1980).

TABELA 5 - CONTEÚDO DE CLOROFILA DAS FOLHAS DE *C. mariscus* PROVENIENTES DE SEU AMBIENTE NATURAL E DA ESTAÇÃO DE TRATAMENTO DE ESGOTO. Valores em negrito=médias: valores entre parênteses=erro padrão; n=30; *p<0.05.

	COLETA 1		COLETA 2	
	AMBIENTE	ESGOTO	AMBIENTE	ESGOTO
Clorofila a	2,15* (0,15)	2,72* (0,18)	1,46* (0,07)	3,07* (0,13)
Clorofila b	0,49 (0,09)	0,43 (0,07)	0,32* (0,01)	0,52* (0,05)
Clorofila total	2,65 (0,17)	3,15 (0,19)	1,78* (0,08)	3,59* (0,12)

GRÁFICO 11 – CONTEÚDO DE CLOROFILA TOTAL NAS FOLHAS DE *C. mariscus* – COLETA 1

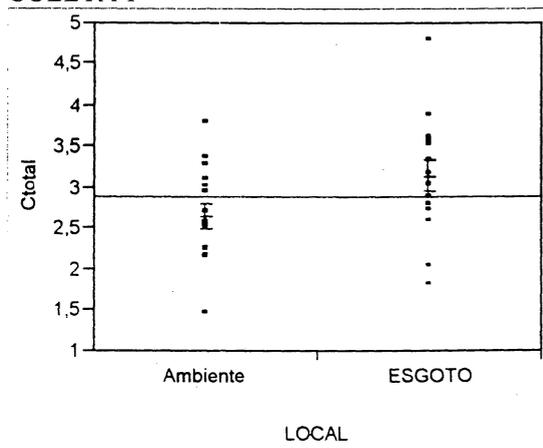
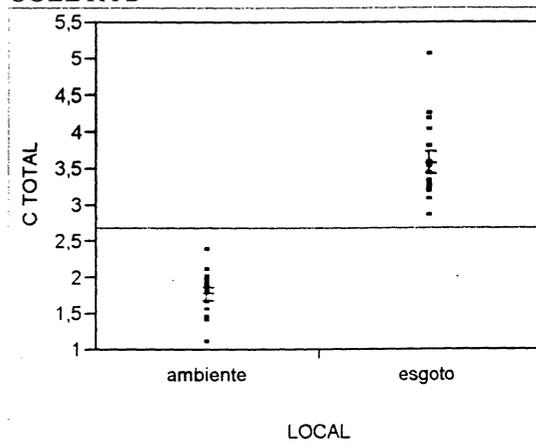


GRÁFICO 12 – CONTEÚDO DE CLOROFILA TOTAL NAS FOLHAS DE *C. mariscus* – COLETA 2



A estrutura das clorofilas a e b é basicamente a mesma. Compõem-se de uma porção porfirina – constituída por quatro anéis de pirrol ligados por pontes de carbono-hidrogênio, com um íon de magnésio no centro da porfirina – e uma cadeia carbônica denominada fitol (FERRI, 1985).

Os papéis destes macronutrientes nos vegetais são de suma importância, ressaltando a participação do N na composição química dos aminoácidos e, portanto, das proteínas (incluindo as enzimas) e do P nos compostos ricos em energia (ATP) e coenzimas (FERRI, 1985).

Dessa forma, é possível deduzir que em um ambiente enriquecido de nutrientes e sem limitações hídricas, as taxas de biossíntese sejam mais elevadas, desde que nenhum nutriente atinja níveis tóxicos. De acordo com LAMBERS,

CHAPIN e PONS (1998), a absorção de nutrientes pela raiz aumenta em resposta ao aumento de nutrientes, para uma taxa de absorção máxima onde o platô é alcançado.

Apesar da taxa fotossintética não ter sido mensurada neste trabalho, considerou-se que a elevação na concentração de clorofila, provavelmente seja acompanhada de um aumento na fotossíntese.

Uma vez que o maquinário fotossintético computa mais da metade do nitrogênio foliar, a fotossíntese é fortemente afetada pelo N disponível. A taxa de assimilação de gás carbônico aumenta linearmente com a concentração de nitrogênio foliar, independentemente se a variação do nitrogênio é causada por diferentes disponibilidades deste nutriente no solo, idade da folha ou qualquer outro fator (LAMBERS; CHAPIN; PONS, 1998).

4.5 ANÁLISE DAS RAÍZES

Na quantificação da área total das raízes foi observado que aquelas provenientes do esgoto apresentavam uma área significativamente menor que as raízes vindas do ambiente natural (Tabela 6). Esta diferença ocorreu apenas na primeira coleta e, provavelmente, se deve ao estresse que a planta sofreu ao ser transplantada para o esgoto.

Na segunda coleta, observou-se que a área de aerênquima das raízes pertencentes a plantas crescidas no esgoto era significativamente menor do que a das plantas do ambiente natural (Tabela 6; Gráficos 13 e 14). Como não foi possível realizar a quantificação de O₂ nos ambientes de coleta, levantou-se a hipótese que as raízes das plantas da caixa de esgoto pudessem ter mais acesso ao oxigênio por estarem mais superficiais e instaladas sobre conchas de ostras. Estas conchas são relativamente grandes (5 cm de comprimento x 3 cm de largura), podendo ocasionar maior aeração deste ambiente e, conseqüentemente, as plantas não necessitam desenvolver muito o aerênquima.

TABELA 6 - QUANTIFICAÇÃO DA ÁREA TOTAL DAS RAÍZES E DA ÁREA DE AERÊNQUIMA DE CADA RAIZ EM *Cladium mariscus* PROVENIENTES DE SEU AMBIENTE NATURAL E DO ESGOTO. Valores em negrito=médias; valores entre parênteses=erro padrão; n=30; *p<0,05.

	COLETA 1		COLETA 2	
	AMBIENTE	ESGOTO	AMBIENTE	ESGOTO
Área total da raiz (cm ²)	165,8* (15,41)	101,5* (8,62)	114,8 (18,04)	96 (13,67)
Área de aerênquima (cm ²)	7,49 (2,74)	11,34 (2,09)	12,72* (1,9)	7,69* (1,12)

GRÁFICO 13 - ÁREA DE AERÊNQUIMA (cm²) NA RAIZ DE *C. mariscus* - COLETA 1

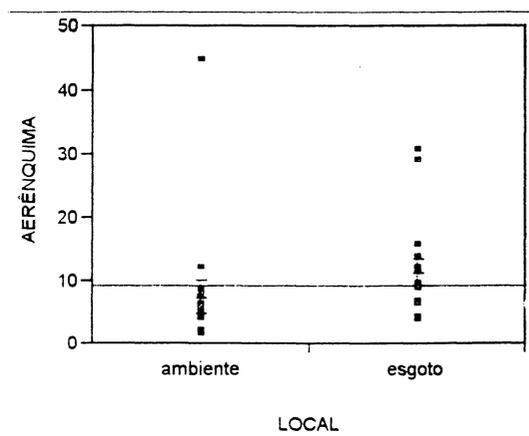
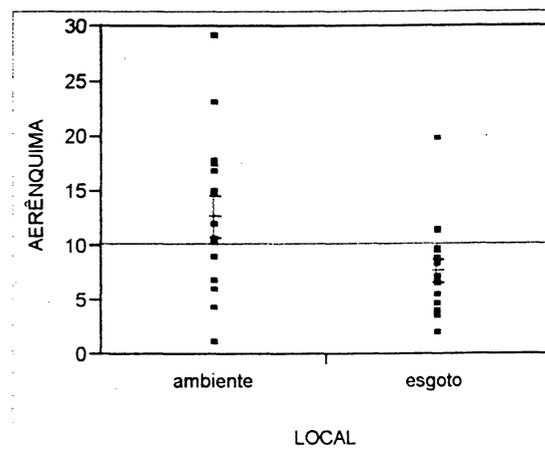


GRÁFICO 14 - ÁREA DE AERÊNQUIMA (cm²) NA RAIZ DE *C. mariscus* - COLETA 2



Em algumas plantas, como a *Oryza sativa* L., o aerênquima se desenvolve mesmo sem estímulo ambiental (TAIZ; ZEIGER, 1991). Em outras, como o *Lycopersicon* Mill., o *Helianthus* L. e o *Salix* L., a formação do aerênquima é induzida pela deficiência de oxigênio em plantas submetidas ao alagamento (KAWASE; WHITMOYER, 1980).

TAIZ e ZEIGER (1991) descrevem o mesmo fenômeno em plantas de *Zea mays* L. e explicam que na extremidade da raiz destes vegetais, a hipoxia estimula

maior produção de ACC (ácido carboxílico 1-aminociclopropano) e de etileno, que mais tarde promovem a lise das células no córtex da raiz.

O etileno é o único regulador de crescimento vegetal que existe naturalmente na forma gasosa, sendo liberado normalmente em condições de estresse para a planta. O aminoácido metionina é o precursor primário do etileno em plantas superiores. Através de reações químicas, este aminoácido forma a S-adenosilmetionina que, por sua vez, origina o ACC - precursor imediato do etileno (TAIZ; ZEIGER, 1991).

De acordo com JOLY⁴ (1986), citado por ROGGE et al. (1998), em espécies arbóreas submetidas a ambientes hipóxicos, o processo é bem diferente. A rota metabólica aeróbica pode ser desviada para a rota anaeróbica. Desta alteração, resultam produção de gás carbônico e baixa quantidade de ATP, que pode ser compensada por uma aceleração da glicólise, aumentando a produção de substâncias potencialmente fitotóxicas, como o etileno, o lactato e o acetaldeído. Apenas algumas espécies consideradas toletantes, como a *Sebastiania commersoniana* (Baill.) Smith (EUPHORBIACEAE), recuperam a absorção de O₂ após certo tempo de inundação, quando já apresentam lenticelas hipertróficas e algumas raízes adventícias (CARPENTER; MITCHEL⁵, 1980, *apud* ROGGE et al., 1998).

Existem evidências que diferentes estratégias anatômicas e fisiológicas das raízes estão envolvidas na determinação do local de crescimento de plantas de terras úmidas. Estudando a ecofisiologia das raízes de plantas que crescem em terras úmidas, SORREL et al. (2000) concluíram que diferenças na habilidade de transporte interno de oxigênio para a aeração dos tecidos submersos têm importantes conseqüências na distribuição de *Cladium Jamaicense* Crantz (CYPERACEAE) e *Typha domingensis* Pers. (TYPHACEAE) na natureza.

⁴ JOLY, C. A. Heterogeneidade ambiental e diversidade de estratégias adaptativas de espécies arbóreas de mata de galeria. Anais do X Simpósio Anual da ACIESP, v. 50, p. 19-38, 1986.

⁵ CARPENTER, J. R.; MITCHEL, C. A. Root respiration characteristics of flood-tolerant and intolerant species. *J. Am. Hortic. Sci.*, v. 105, p. 684-687, 1980.

A morfologia da raiz também apresenta importância considerável na adequação de uma planta ao meio. AYADE (1998), estudando a tolerância de *Eichhornea crassipes* ao esgoto bruto, sugeriu que é possível que a habilidade desta planta em adaptar-se ao esgoto poderia ser devido ao aumento da densidade das raízes e do tamanho das folhas, os quais permitiriam mais rapidez na evapotranspiração, portanto maior absorção de nutrientes. Em um próximo estudo realizado nesta mesma linha de pesquisa, propõe-se que seja realizada a quantificação das raízes da planta.

4.6 DESCRIÇÃO ANATÔMICA DA FOLHA DE *Cladium mariscus*

Em vista frontal, as células epidérmicas da face abaxial e adaxial revelam a presença de paredes sinuosas. As folhas são anfiestomáticas, com estômatos em forma de halteres, dispostos em fileiras paralelas (Figuras 5, 6, 7 e 8).

Em secção transversal, as células epidérmicas apresentam aspecto quadrangular a arredondado (Figuras 9 e 10). É nítida a presença de cutícula tanto na face adaxial (Figura 15) quanto na abaxial. Os complexos estomáticos localizam-se no mesmo nível das demais células epidérmicas (Figuras 9 e 21).

Internamente à epiderme existe parênquima clorofiliano regular, onde ocorrem, adjacentes à epiderme, feixes de fibras (Figura 11) isolados ou associados ao feixe vascular (Figuras 12, 16 e 20). Além da sustentação, as feixes esclerenquimáticos estão relacionadas a proteção do vegetal contra herbivoria, pois no campo, esta planta é pouco atacada (BARROS, 1996).

Mais para o interior da folha existe grande quantidade de aerênquima, que é o tecido predominante no mesofilo. Os imensos espaços de ar são separados entre si por septos de células parenquimáticas e fibras esclerenquimáticas (Figuras 12 e 20). Em algumas regiões do parênquima aerífero, é possível visualizar diafragma com células braciformes (Figuras 13 e 14). Estas células apresentam pequenos espaços

intercelulares que, aparentemente, permitem a passagem de gases, mas não da água (FAHN, 1985).

É freqüente a presença de idioblastos contendo compostos fenólicos em todo o mesofilo (Figuras 10 e 21).

Os feixes vasculares libero-lenhosos são colaterais fechados e encontram-se circundados por uma bainha de esclerênquima (Figura 17). Eles são geralmente formados por dois elementos de vaso do metaxilema de grande calibre e o protoxilema, com espessamento em espiral ou apenas lacunas. Ocorrem duas séries de feixes vasculares: uma próxima a epiderme da superfície adaxial e outra próxima da abaxial. Nesta última série, todos os feixes estão orientados de forma normal, enquanto que, na série adaxial, alguns feixes estão orientados inversamente (isto é, com o floema voltado para a face adaxial e o xilema para a abaxial) e outros orientados normalmente. Os feixes vasculares maiores de ambas as séries estão conectados aos septos dos aerênquimas, sendo que, aqueles situados próximos a epiderme abaxial são consideravelmente maiores que aqueles próximos a epiderme adaxial (Figuras 12 e 16).

Uma interpretação filogenética sobre a inversão dos feixes vasculares é feita por METCALFE⁶ apud JACK e FISHER (1971), que concluiu que ambas as metades da folha dobraram sobre si mesmas adaxialmente e fundiram-se com a nervura central. Em uma análise ontogenética, JACK e FISHER (1971) observaram que as mudanças na distribuição dos feixes vasculares estão relacionadas ao crescimento da folha, por mudanças no meristema intercalar. Os feixes invertidos são estabelecidos inicialmente em um complexo procambial em estreita associação com o feixe abaxial maior. O complexo é separado pelo progressivo crescimento dorsiventral do meristema intercalar. Segundo estes autores, os feixes vasculares adaxiais normalmente orientados tem uma origem independente de outros feixes.

⁶ METCALFE, C. R. Anatomy as an aid to classifying the Cyperaceae. *Am. J. Bot.*, v. 56, p. 782-790, 1969.

Sugere-se que, futuramente, realize-se o estudo ontogênico da planta *C. mariscus*, com a finalidade de se investigar com mais detalhes o fenômeno da inversão dos feixes vasculares adaxiais.

A nervura central em secção transversal exhibe uma reentrância na face adaxial e uma grande protuberância na abaxial (Figura 18). Na região da reentrância, as células subepidérmicas constituem as bandas pulvinares, cujas células apresentam paredes finas e são maiores do que nas outras regiões da folha, exercendo função motriz (Figura 19). O envolvimento de folhas é especialmente comum em gramíneas, sendo ocasionado pela ação de células buliformes e/ou outros elementos epidérmicos e mesofílicos, que podem ser parenquimatosos ou esclerenquimatosos (FAHN, 1985).

Na região da protuberância (face abaxial), as células epidérmicas apresentam paredes espessadas e lignificadas. No mesofilo, ocorre parênquima fundamental, constituído por células aclorofiladas, maiores que as do clorênquima. Na face abaxial existem feixes esclerenquimáticos dispersos no clorênquima. O feixe vascular, normalmente orientado, não difere dos demais encontrados no limbo (Figura 18).

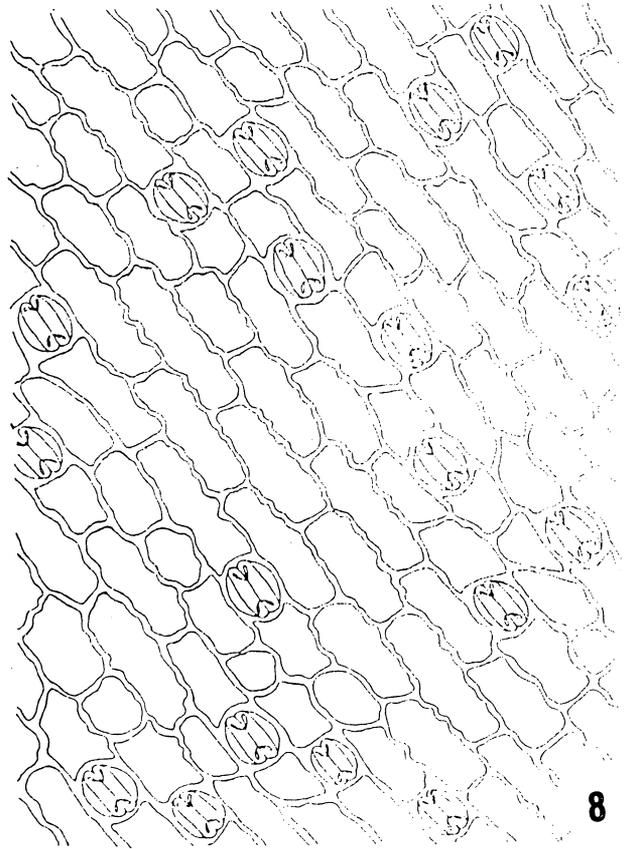
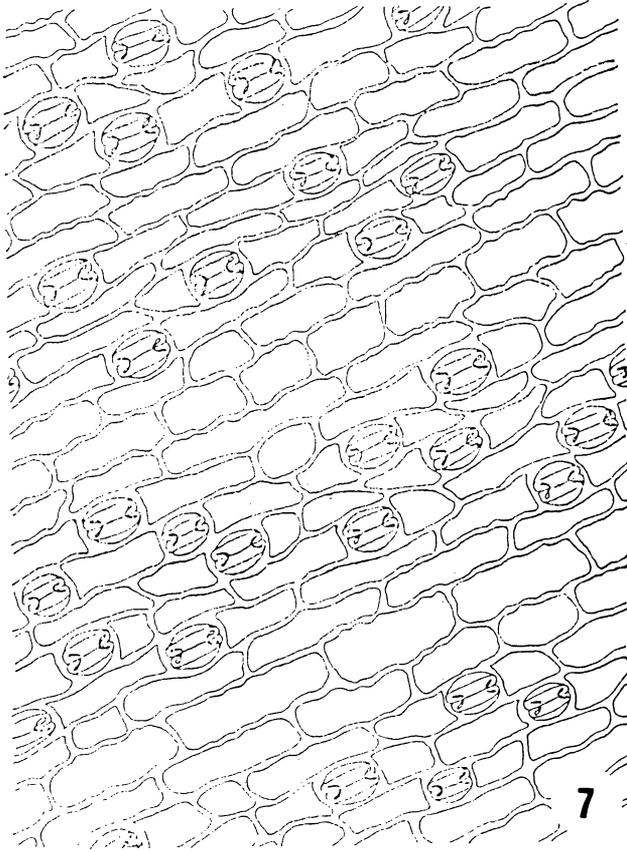
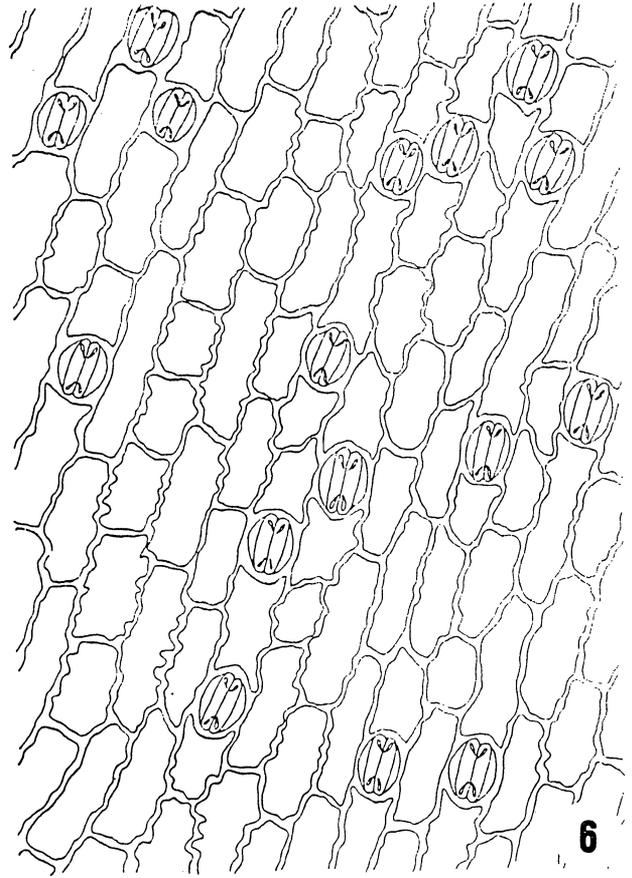
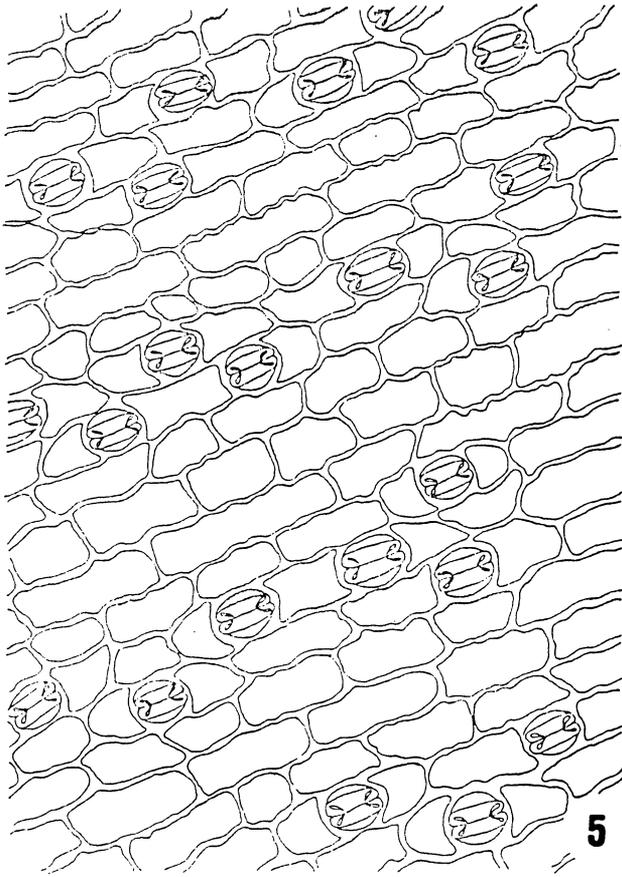
Na região do bordo, as células epidérmicas são maiores e revelam espessamento de parede, principalmente a periclinal externa. O parênquima clorofiliano regular (composto por células isodiamétricas e com pequenos espaços intercelulares) localizado internamente a epiderme, eventualmente apresenta grupos isolados de células esclerenquimáticas (Figuras 20 e 21).

FAHN e CUTLER (1992) descrevem diversas características anatômicas xeromórficas para as plantas em geral (incluindo Liliopsida, Magnoliopsida e Phynophyta). As folhas de *Cladium mariscus* apresentaram muitas destes caracteres, como, espessamento da parede mais externa das células epidérmicas, presença de cutícula, estômatos em ambas as faces da folha, feixes vasculares circundados por bainha esclerenquimática, presença de tanino em células mesofílicas e lâmina foliar espessa. Alguns destes caracteres são responsáveis pela textura coreácea que a planta apresenta.

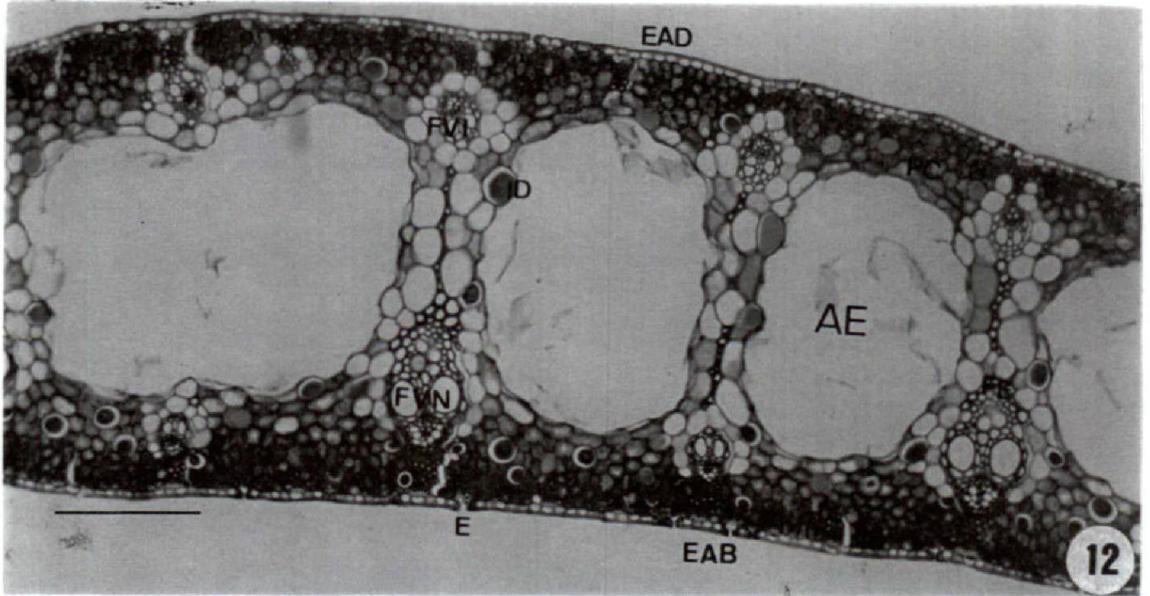
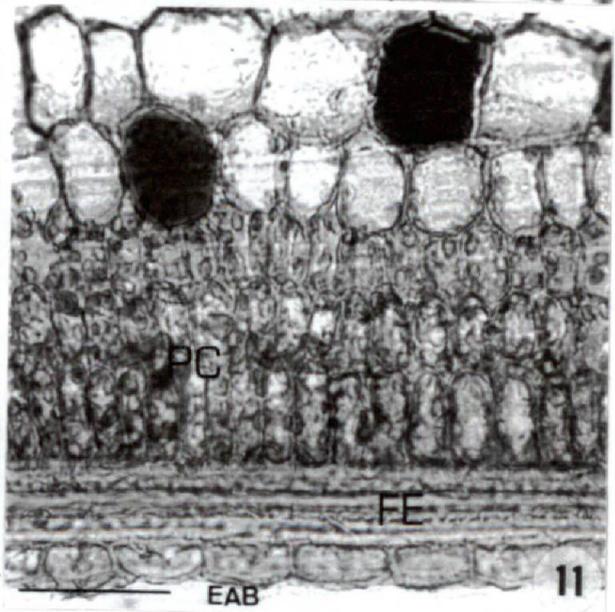
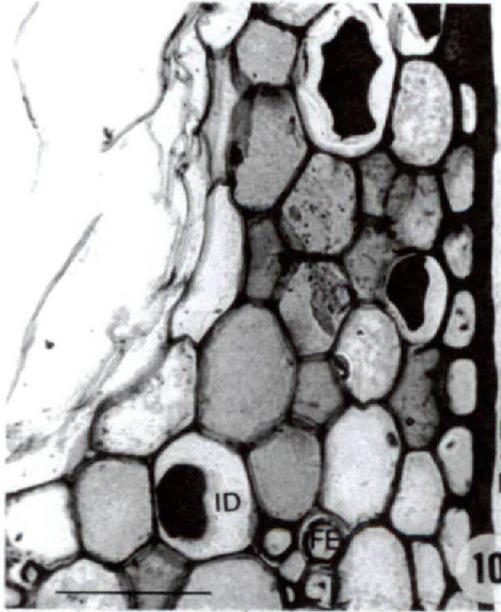
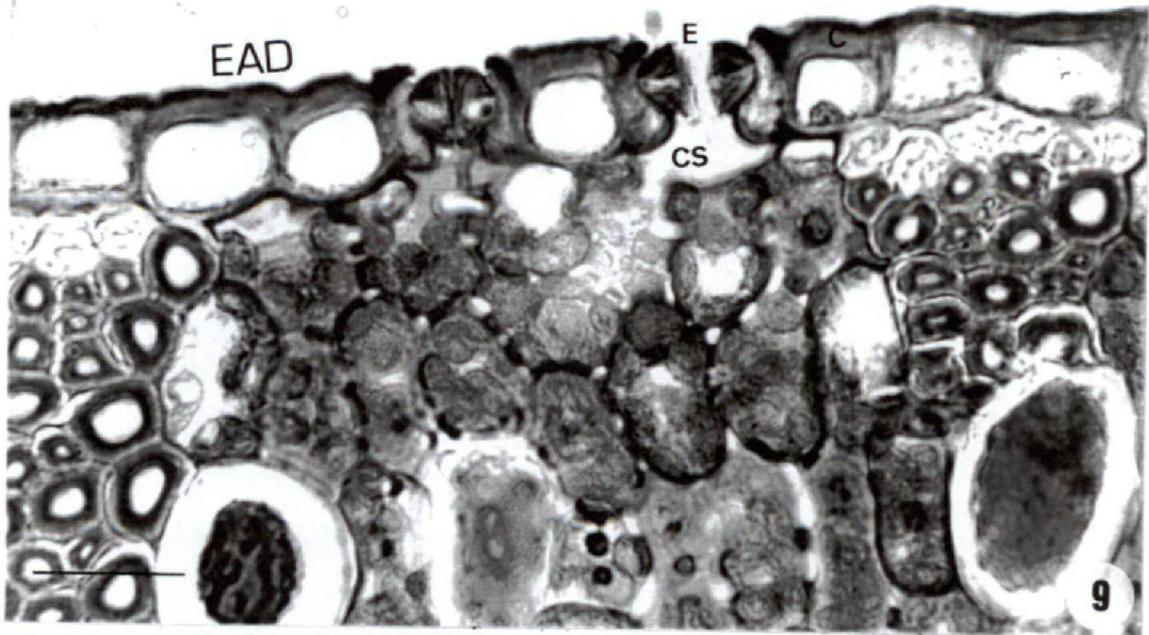
Para a complementação do trabalho, sugere-se que posteriormente seja realizada a contagem do número de estratos celulares do limbo das folhas das duas localidades. Além disso, aumentando-se o tempo de exposição da planta para um ano, por exemplo, talvez ocorram consideráveis diferenças qualitativas entre elas.

PAGINA EM BRANCO

- FIGURA 5 – Epiderme da face adaxial referente ao terço médio da folha de *Cladium mariscus*, proveniente do ambiente, na coleta 1 (junho/2001). Escala: 100 μm
- FIGURA 6 – Epiderme da face adaxial referente ao terço médio da folha de *Cladium mariscus*, proveniente do esgoto, na coleta 1 (junho/2001). Escala: 100 μm
- FIGURA 7 – Epiderme da face abaxial referente ao terço médio da folha de *Cladium mariscus*, proveniente do ambiente, na coleta 2 (junho/2001). Escala: 100 μm
- FIGURA 8 – Epiderme da face abaxial referente ao terço médio da folha de *Cladium mariscus*, proveniente do esgoto, na coleta 2 (junho/2001). Escala: 100 μm

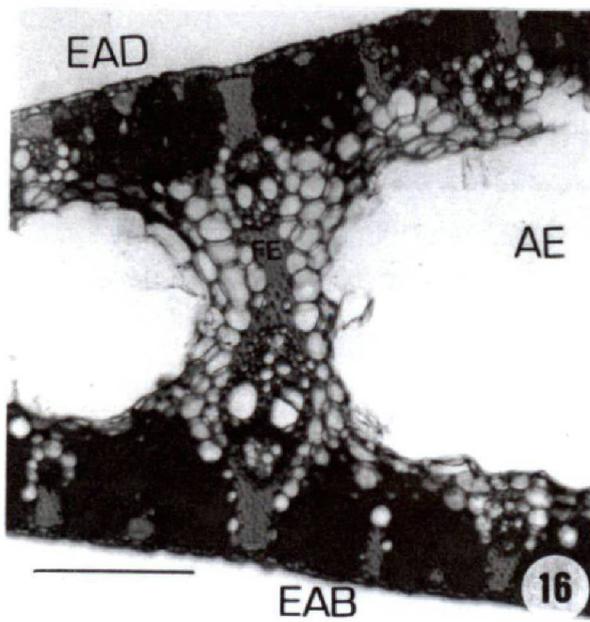
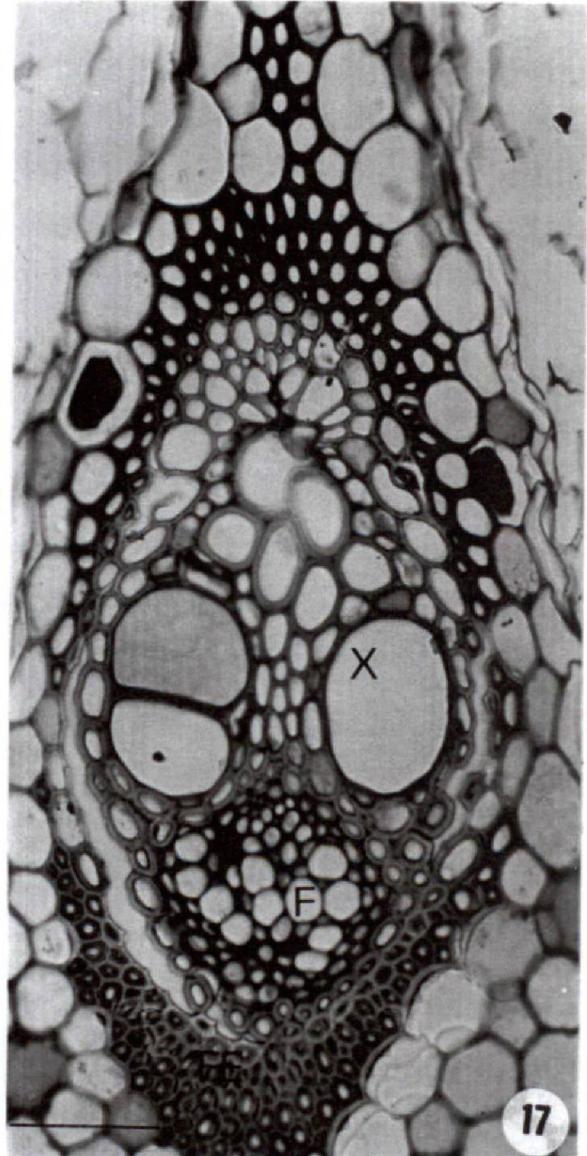
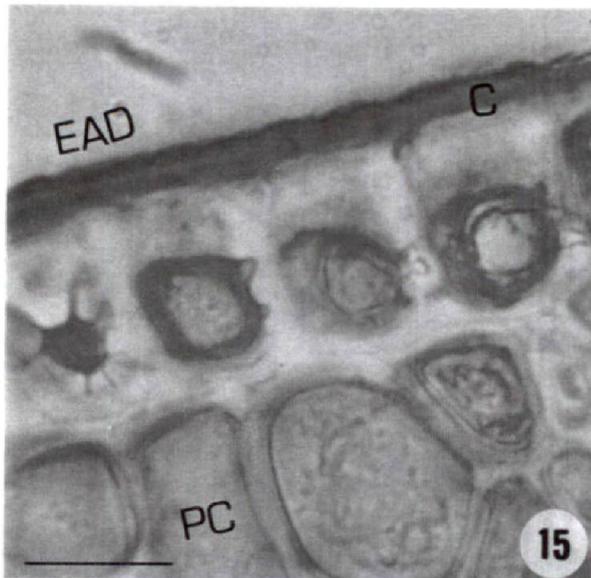
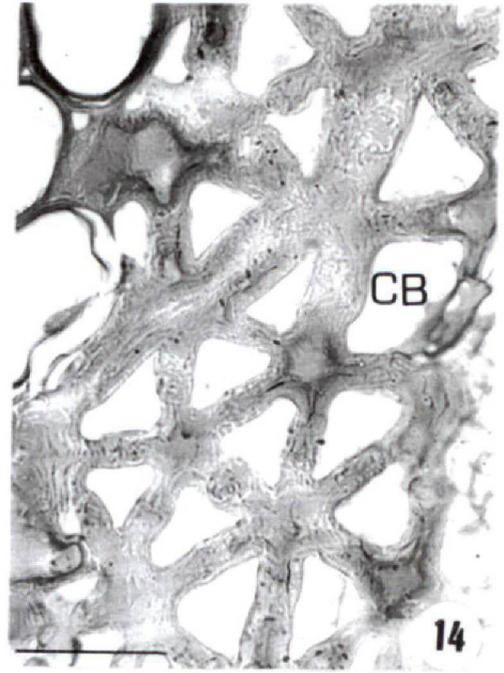
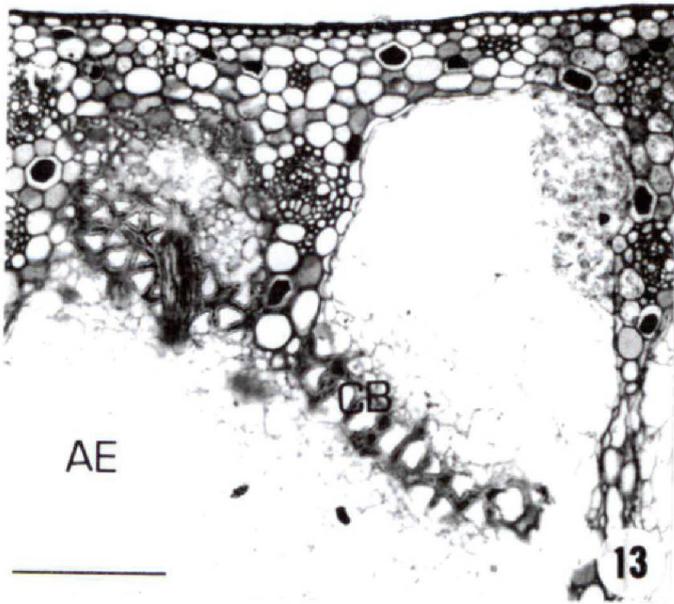


- FIGURA 9 – Secção transversal da região mediana da folha de *Cladium mariscus*, evidenciando a epiderme adaxial. EAD (epiderme da face adaxial), E (estômato), C (cutícula), CS (câmara subestomática). Escala: 20 μm .
- FIGURA 10 – Secção transversal da região mediana da folha de *C. mariscus*, evidenciando a epiderme abaxial. EAB (epiderme da face abaxial), FE (feixe de fibras), ID (idioblasto). Escala: 45 μm .
- FIGURA 11 – Secção longitudinal da região mediana da folha de *C. mariscus*, exibindo as fibras esclerenquimáticas subepidérmicas. EAB (epiderme da face abaxial), FE (feixe de fibras), PC (parênquima clorofiliano). Escala: 45 μm .
- FIGURA 12 – Aspecto geral da secção transversal do terço médio da folha de *C. mariscus*. EAD (epiderme da face adaxial), EAB (epiderme da face abaxial), E (estômato), AE (aerênquima), PC (parênquima clorofiliano), FVN (feixe vascular normalmente orientado), FVI (feixe vascular inversamente orientado), ID (idioblasto), FE (feixe de fibras). Escala: 450 μm .



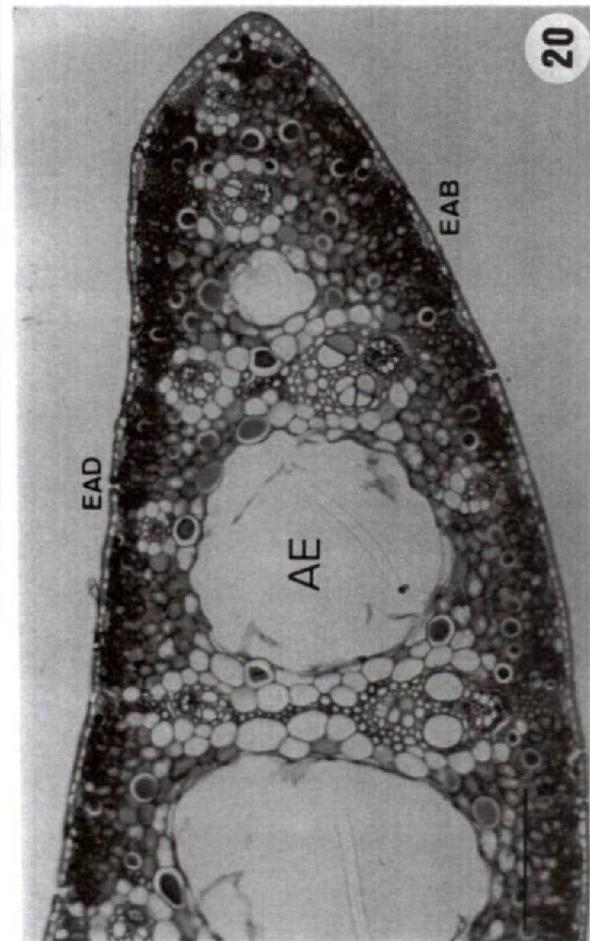
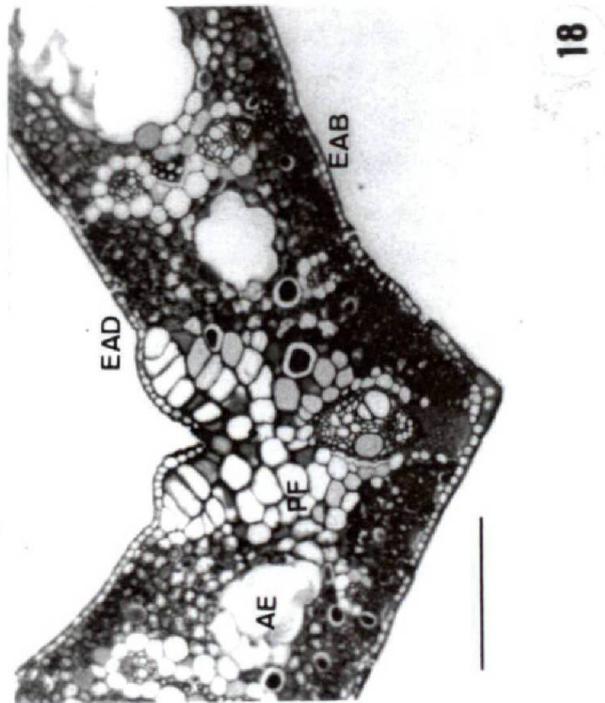
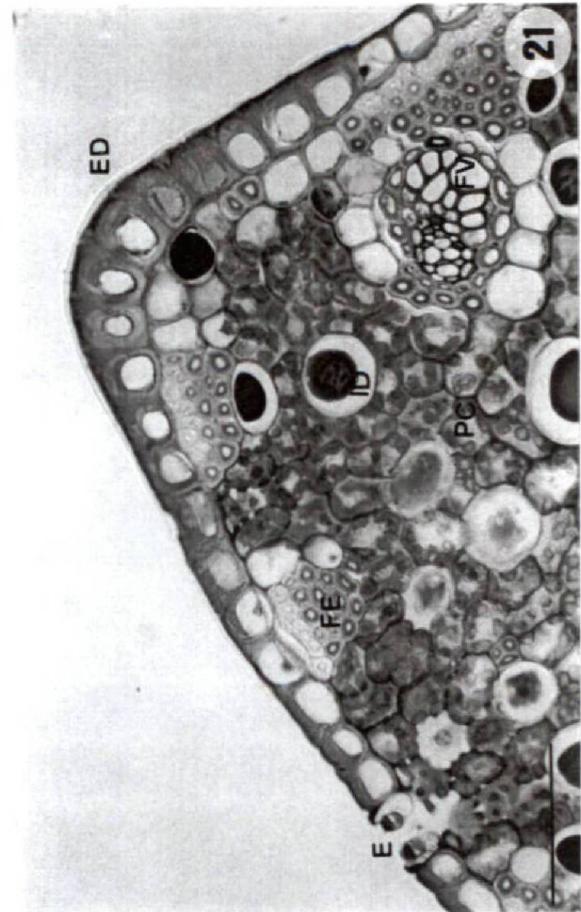
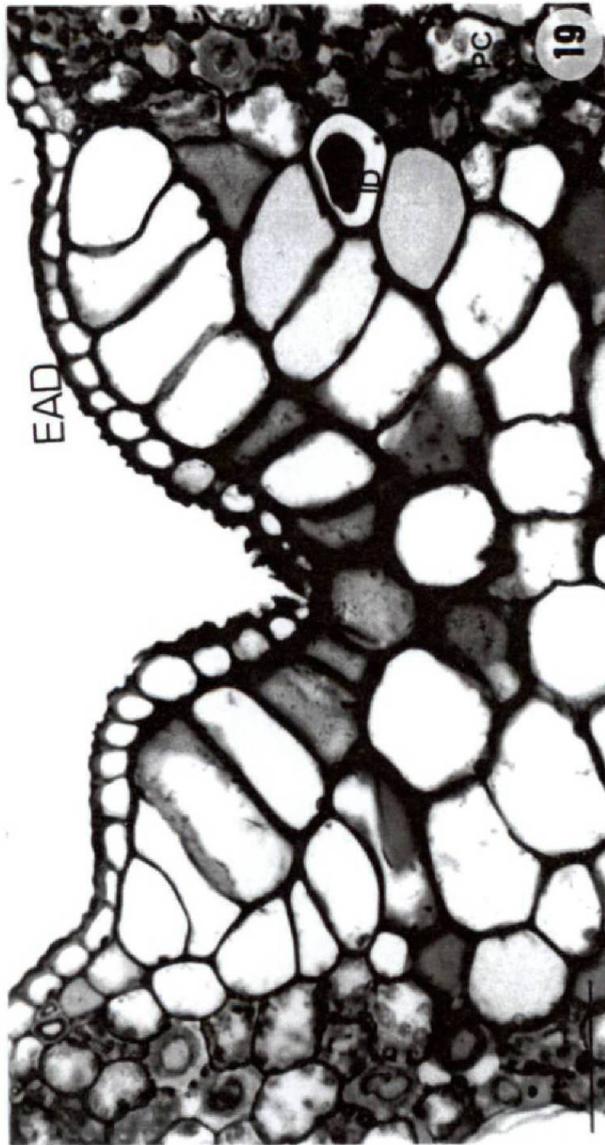
PAGINA EM BRANCO

- FIGURA 13 – Secção transversal da região mediana de *Cladium mariscus*, evidenciando o arranjo das células braciiformes. AE (aerênquima), CB (células braciiformes). Escala: 180 μm .
- FIGURA 14 – Secção transversal da região mediana de *Cladium mariscus*, exibindo, em detalhe, as células braciiformes. CB (células braciiformes). Escala: 45 μm .
- FIGURA 15 – Secção transversal da região mediana de *C. mariscus* evidenciando a cutícula em detalhe. Coloração: Sudam III. EAD (epiderme da face adaxial), C (cutícula), PC (parênquima clorofiliano), FE (feixe de fibras). Escala: 20 μm .
- FIGURA 16 – Vista geral da secção transversal da região mediana de *C. mariscus* destacando os feixes esclerenquimáticos. Coloração: Cloreto férrico. EAD (epiderme da face adaxial), EAB (epiderme da face abaxial), AE (aerênquima), FE (feixes de fibras). Escala: 450 μm .
- FIGURA 17 – Secção transversal da região mediana de *Cladium mariscus*, evidenciando o feixe vascular abaxial. X (xilema), F (floema), FE (feixe de fibras). Escala: 45 μm .



PAGINA EM BRANCO

- FIGURA 18 – Secção transversal do terço médio de *C. mariscus*, evidenciando a nervura central. EAD (epiderme da face adaxial), EAB (epiderme da face abaxial), AE (aerênquima), PF (parênquima fundamental). Escala: 450 μm .
- FIGURA 19 – Secção transversal do terço médio de *C. mariscus*, exibindo detalhe das bandas pulvinares, na nervura central. EAD (epiderme da face adaxial), PC (parênquima clorofiliano), ID (idioblasto), BP (bandas pulvinares). Escala: 45 μm .
- FIGURA 20 – Aspecto geral da secção transversal do terço médio de *C. mariscus*, na região do bordo foliar. Escala: 450 μm .
- FIGURA 21 – Secção transversal do terço médio de *C. mariscus*, evidenciando o bordo foliar. EP (epiderme), E (estômato), FE (feixe de fibras), PC (parênquima clorofiliano), ID (idioblasto), FV (feixe vascular). Escala: 45 μm .



4.7 DESCRIÇÃO ANATÔMICA DA RAIZ DE *Cladium mariscus*

Em secção transversal, as células epidérmicas apresentam formato poliédrico. Dentre elas, alguns tricoblastos podem ser distinguidos pela emissão de pêlos radiciais (Figura 26). Estes pêlos se distribuem em toda a circunferência da raiz (Figura 22).

Internamente a epiderme, ocorrem um ou dois estratos de exoderme (Figura 26). BRIX (1997), relatou que as plantas que crescem em solos úmidos, conservam o oxigênio interno, devido a camadas suberizadas e lignificadas da hipoderme e das camadas mais externas do córtex. A taxa de perda de oxigênio é geralmente mais elevada na região subapical da raiz e decresce com o aumento da distância do ápice radicular. Este decréscimo com a idade do tecido é provavelmente causado pela cuticularização e suberização hipodérmica, associada a diminuição da permeabilidade das paredes da raiz.

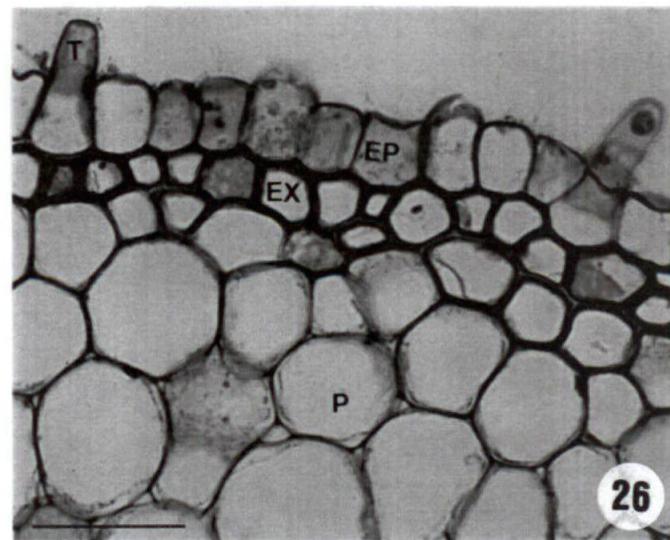
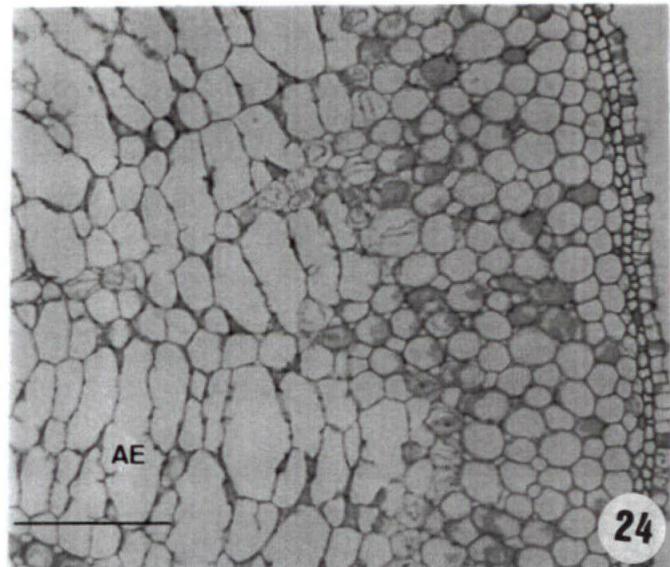
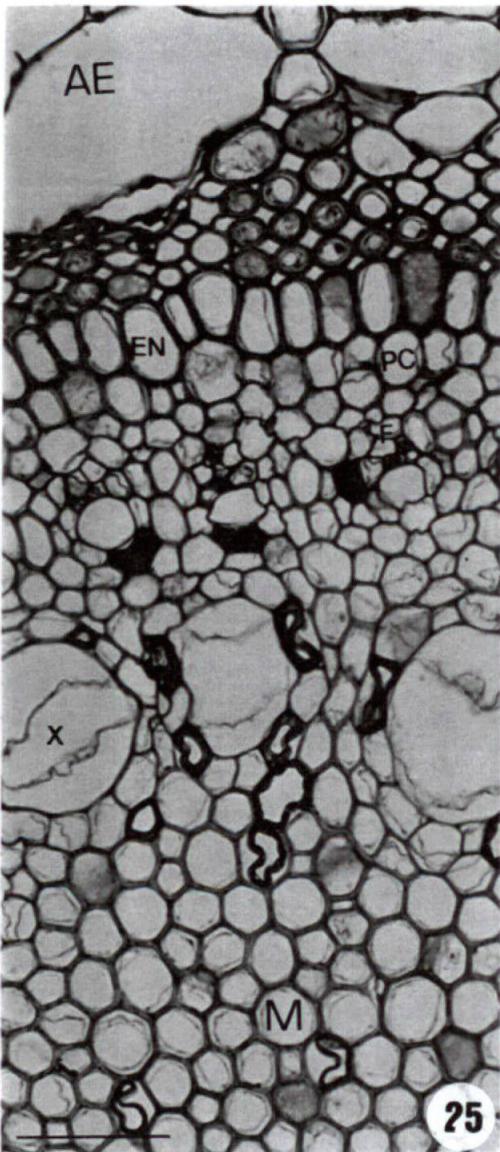
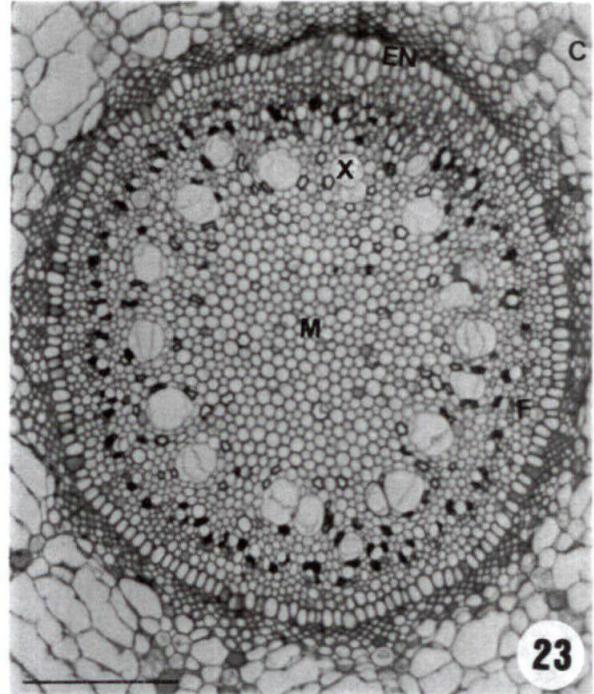
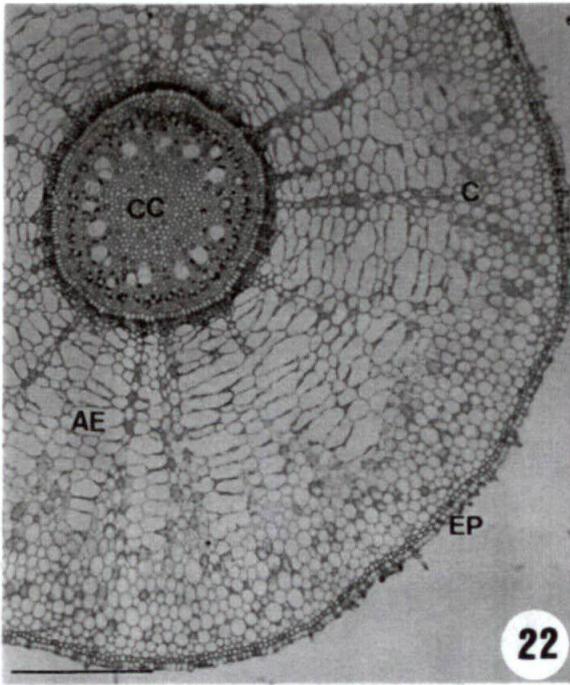
Junto à exoderme, ocorrem células parenquimáticas comuns e aerênquima, que é um tipo de parênquima especializado na reserva de ar, segundo ESAU (1985), FAHN (1985) e MAUSETH (1988). O aerênquima apresenta uma organização que varia de irregular à radial (Figuras 22 e 24). As células das camadas do córtex situadas externamente à endoderme (aproximadamente de 3 a 5 camadas) apresentam tamanho reduzido e paredes espessadas em relação as outras células do parênquima cortical (Figuras 23 e 25). O grau de espessamento é variável, tanto nas raízes provenientes do esgoto, como nas provenientes do ambiente natural, nas duas coletas. PLOWMAN (1906), descreveu que o córtex das raízes jovens consiste de muitos estratos de células com paredes finas, arranjadas com regularidade em linhas radiais. Nas raízes adultas, esta regularidade de estruturas é, comumente incompleta, ocorrendo grande quantidade de espaços de ar. Esta característica é, especialmente conspícua em plantas de habitat aquático.

A camada endodérmica é bastante nítida, exibindo células com espessamento em “o” (Figuras 23 e 25). A estrutura interna das raízes nas Cyperaceae apresenta um notável grau de uniformidade, sendo o cilindro vascular compacto e

relativamente pequeno, circundado por uma bem marcada bainha endodérmica (PLOWMAN, 1906).

O periciclo é formado por células do parênquima (Figura 25). O protoxilema organiza-se em círculo, em torno da medula. Mais internamente, ocorrem de 13 a 18 grandes elementos de vaso de metaxilema dispostos da mesma forma. O floema encontra-se alternado com os elementos de vaso (Figuras 23 e 25). Estes resultados estão de acordo com o trabalho sobre anatomia comparativa de Cyperaceae, realizado por PLOWMAN (1906). A medula é formada por células de paredes espessadas.

Seria de grande relevância uma análise envolvendo microscopia eletrônica de varredura nas raízes de *Cladium mariscus*, principalmente para se comprovar a associação destas com microorganismos.



- FIGURA 22 – Aspecto geral da secção transversal da raiz de *C. mariscus*. EP (epiderme), C (córtex), AE (aerênquima), CC (cilindro central). Escala: 450 μm .
- FIGURA 23 – Secção transversal do cilindro central de *Cladium mariscus*. M (medula), X (xilema), F (floema), EN (endoderme), C (córtex). Escala: 180 μm .
- FIGURA 24 – Secção transversal da raiz de *Cladium mariscus*, destacando o aerênquima. AE (aerênquima). Escala: 180 μm .
- FIGURA 25 – Detalhe da secção transversal do cilindro central de *Cladium mariscus*. M (medula), X (xilema), F (floema), AE (aerênquima), EN (endoderme), PC (periciclo). Escala: 45 μm .
- FIGURA 26 – Secção transversal da raiz de *Cladium mariscus*, exibindo a epiderme em detalhe. EP (epiderme), T (pêlos radiciais), EX (exoderme), P (parênquima). Escala: 45 μm .

5 CONCLUSÕES

As plantas que cresceram no esgoto, apresentam alterações morfo-anatômicas e fisiológicas quando comparadas aquelas crescidas no ambiente natural, no que se refere aos parâmetros quantitativos analisados neste trabalho.

No esgoto, verificou-se que, após sete meses de exposição, os vegetais exibiram densidade estomática mais elevada e maior concentração de clorofila. Também apresentaram maior área específica foliar e espessura total do limbo foliar superior a das folhas oriundas do ambiente natural. Todavia, a área de aerênquima da raiz foi significativamente menor nas plantas da estação.

O tempo de exposição ao esgoto influencia estas alterações, pois, quanto maior o tempo, mais evidente são as mudanças.

A anatomia da folha e da raiz revela estreita ligação com o habitat aquático da planta. Apesar disso, a folha apresenta diversas características anatômicas xeromórficas.

6 REFERÊNCIAS

- ABE, K.; OZAKI, Y. Comparison of useful terrestrial and aquatic plant species for removal of nitrogen and phosphorus from domestic wastewater. **Soil Sci. Plant. Nutr.**, Tokyo, v. 44, n. 4, p. 550-607, 1998.
- AIRES, M. M. **Fisiologia**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1991. p.497.
- ALISSE M. M.; OBLADEN, N. L. **Tratamento de esgoto por biodigestão anaeróbia**. Curitiba: Instituto de Tecnologias Apropriadas ao Homem, 1981. 96 p.
- ALVES DE BRITO, C. J. F. **Organização estrutural e digestibilidade *in vitro* de caules, lâminas e bainhas foliares de cultivares de *Pennisetum purpureum* Schum. (Poaceae), Curitiba/PR**. Curitiba, 1997. Dissertação (Mestrado em Botânica) - Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná.
- AWAD, M.; CASTRO, P. R. C. **Introdução à fisiologia vegetal**. 2. ed. São Paulo: Nobel, 1992. p. 96.
- AYADE, B. B. Development of toxicity tolerant water hyacinth (*Eichhornea crassipes*) for effective treatment of raw sewage. **Acta Biotechnol.**, Berlin, v. 18, n. 1, p. 43-50, 1998.
- BAHLO, K.; WACH G. **Naturnahe abwasserreinigung**. Planung und bau von pflanzenklaranlageu. Okobuch, 1992.
- BAKER, A. Accumulators and excluders – strategies in the response of plants to heavy metals. **J. Plant Nutr.**, New York, v. 3, n.1/4, p. 643-654, 1981.
- BARCLAY, A. M.; CRAWFORD, R. M. M. Plant growth and survival under strict anaerobiosis. **J. Exp. Bot.**, Oxford, v. 33, p.541-549, 1982.
- BARNES, J. D. et al. A reappraisal of use of DMSO for extration and determination of chlorophylls a and b in lichens and higher plants. **Environ. Exp. Bot.**, Amsterdam, v. 32, p. 85-100, 1992.
- BARROS, A. A. M. **Ecologia e composição química da macrófita *Cladium mariscus* (L.) Pohl (CYPERACEAE) na lagoa de Jacarepiá, Saquarema (RJ)**.

Niterói, 1996. 123 p. Dissertação (Mestrado em Geoquímica) – Instituto de Química, Universidade Federal Fluminense.

BARROS, M. Las Ciperaceas del Estado de Santa Catalina. **Sellowia**, Itajaí, n. 12, p. 386-387, 1960.

BARROS, R. T. de V. et al. **Saneamento**. Belo Horizonte: Escola de Engenharia da UFMG, 1995. 221 p.

BEHER, M. **Guarakessaba-PR-BR: passado-presente-futuro**. São Paulo: Empresa das Artes, 1998. p. 69-72.

BERLYN, G. P.; MIKSCHE J. P. **Botanical microtechnique and cytochemistry**. Iowa: Iowa State University Press, 1976.

BLOM, C. W. P. M. et al. Adaptation of plants to flooding. **Aquat. Bot.**, Amsterdam, v. 38, n.1, 1990.

BOEGER, R. T. Adaptação morfológica e anatômica de *Polygonum spectabile* Mart. (Polygonaceae) às inundações na várzea amazônica. **Amazoniana**, Manaus, v. 13, n. 1/2, p. 3-11, 1994.

BONA, C. **Adaptações morfo-anatômicas dos órgãos vegetativos de *Bacopa salzmanii* (Benth.) Wettst. Ex Edwail e *Bacopa monnierioides* (Cham.) Robinson (Scrophulariaceae) em ambiente terrestre e aquático**. São Paulo, 1999. 193 p. Tese (Doutorado em Botânica) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo.

BONIARDI, N.; ROTA, R.; NANO, G. Effect of dissolved metals on the organic load removal efficiency of *Lemna gibba*. **Water Res.**, Oxford, v. 33, n. 2, p. 530-538, 1999.

BOUTIN, C. Domestic wastewater treatment in tanks planted with rooted macrophytes: case study, description of the system, design criteria and efficiency. **Water Sci. Technol.**, Oxon, v. 19, p. 29-40, 1987.

BRANCO, S. M. **Limnologia Sanitaria, estudo de la polucion de aguas continentales**. Washington: Secretaria General de la Organización de los Estados Americanos, 1984.

BRIX, H. The applicability of the wastewater treatment plant in Othfresen as scientific documentation of the root-zone method. **Water Sci. Technol.**, Oxon, v. 19, p. 19-24, 1987.

BRIX, H. Do Macrophytes play a role in constructed treatment wetlands? **Water Sci. Technol.**, Oxon, v. 35, n. 5, p. 11-17, 1997.

BUDKSTEEG, K. Sewage treatment in helophyte beds-first experiences with a new treatment procedure. **Water Sci. Technol.**, Oxon, v. 19, p. 107-118, 1987.

CLARK, R. B. **Marine Pollution**. 4 ed. New York: Oxford, 1997. p. 1-35.

COOMBS, J; HALL, D. O. **Técnicas de bioprodutividade e fotossíntese**. Fortaleza: UFC, 1989.

COOPER, P. F.; BOON, A. G. The use of Phragmites for wastewater treatment by zone method: The UK approach. In: REDDY, K. R.; SMITH B. **Aquatic Plants for Water Treatment and Resource Recovery**, Orlando: Magnolia, 1986. p.153-174.

CORRÊA, R. S.; MELO, B. F.; BERNARDES, R.S. Deposição de esgoto doméstico para controle de poluição e revegetação induzida em área degradada. **Rev. Bras. Engenharia Sanitária e Ambiental**, v. 4, n. 2, p. 252-256, 2000.

CRONQUIST, A. **An integrated system of classification of flowering plants**. New York: Columbia University, 1981.

DACEY, J. W.; KLUG, M. J. Ventilation by floating leaves in *Nuphar*. **Am. J. Bot.**, Columbus, v. 69, p. 999-1003, 1982.

DeBUSK T. A.; REDDY, K. R. BOD removal in floating aquatic macrophyte-based wastewater systems. **Water Sci. Technol.**, Oxon, v. 19, p. 273-279, 1987.

DECONTO, L. Fonte de Saúde. **Revista CREA/PR**, Curitiba, n.1, p.22, 1998.

ERNST, W. H. O. Ecophysiology of plants in waterlogged and flooded environments. **Aquat. Bot.**, Amsterdam, v. 38, p. 73-90, 1990.

ESAU, K. **Anatomía Vegetal**. Barcelona: Omega, 1985.

ETHERINGTON, J. R. Comparative studies on plant growth and distribution in relation to waterlogging. **J. Ecol.**, Oxford, v. 72, p. 389-404, 1984.

FAHN, A. **Plant anatomy**. 3 ed. Great Britain: Pergamon Press. 1985.

FAHN, A.; CUTLER, D. F. **Xerophytes**. Berlin: Gebrüder Borntraeger. 1992.

FEDER, N.; O'BRIEN, T. P. Plant microtechnique: some principles and new methods. **Amer. J. Bot.**, Columbus, v. 55, n. 1, p. 123-142. 1968.

FERRI, M. G. **Fisiologia vegetal**. 2 ed. São Paulo: EPU, 1985, v. 1.

HOSTRUP, O.; WIEGLEB G. Anatomy of leaves of submerged and emergent forms of *Littorella uniflora* (L.) Ascherson. **Aquat. Bot.**, Amsterdam, v. 39, p. 195-209, 1991.

IPARDES. **Zoneamento do litoral paranaense**. Curitiba, 1989. 175 p.

JACK, B.; FISHER, F. L. S. Inverted vascular bundles in the leaf of *Cladium* (CYPERACEAE). **Bot. J. Linn. Soc.**, London, v. 64, p. 277-293, 1971.

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. New York: Mc Graw Hill Book, 1940.

JUSTIN S. H. F. W.; ARMSTRONG, W. The anatomical characteristics of roots and plant response to soil flooding. **New Phytol.**, Cambridge, v. 106, p. 465-495, 1987.

KAWASE, M.; WHITMOYER, R. E. Aerenchyma development in waterlogged plants. **Am. J. Bot.**, Columbus, v. 67, p. 18-22, 1980.

LAMBERS, H.; CHAPIN, F. S.; PONS, T. L. **Plant physiological ecology**. New York: Springer, 1998.

LANTZKE, I. R.; HERITAGE, A.; PISTILLO, P.; SHARMA K. P. Treatment of primary-settled urban sewage in pilot-scale vertical flow wetland filters: comparison of four emergent macrophyte species over a 12 month period. **Water Sci. Technol.**, Oxon, v. 32, n. 3, p. 295-304, 1995.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Paulo: EPU, 1986.

LIMA, R. B. et al. **Epidemiologia das parasitoses diagnosticadas em algumas cidades do Paraná**. Curitiba, Pontifícia Universidade Católica – PR. Departamento de Farmácia e Bioquímica, 1999. Comunicação pessoal.

MALAVOLTA, E. **Elementos de nutrição mineral de plantas**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1980.

MARGALEF, R. **Limnologia**. Barcelona: Omega, 1983.

MAUSETH, J. D. **Plant anatomy**. California: Benjamin/Cummings, 1988. p. 45.

MENEZES, C. L. **Desenvolvimento urbano e meio ambiente: a experiência de Curitiba**. Campinas: Papirus, 1996.

O'BRIEN, W. J. Use of aquatic macrophytes for wastewater treatment. **J. Environ. Eng.**, New York, 107, 681-698, 1981.

ORON, G. Economic consideration in wastewater treatment with duckweed effluent and nitrogen renovation. **Res. J. Water Pollut. Control Fed.**, Alexandria, v. 62, p. 692-696. 1990.

OZAKI, Y.; ABE, K.; KIHOU N. Use of higher plants and bed filter materials for domestic wastewater treatment in relation to resource recycling. **Soil Sci. Plant Nutr.**, Tokio, v. 39, n. 2, p. 257-267, 1993.

PARANÁ. Governo do Estado, Secretaria do Estado e Meio Ambiente e Instituto Ambiental. **Guaraqueçaba para frente, Guaraqueçaba sempre: Programa de desenvolvimento sustentável da APA de Guaraqueçaba**. Curitiba, 1997. p. 53.

PLOWMAN, A. B. The comparative anatomy and phylogeny of the Cyperaceae. **Ann. Bot.**, London, v. 20, p. 1-33, 1906.

RODRIGUES, M. A. **Caracterização de unidades geo-ambientais em Ilha Rasa, Guaraqueçaba, PR**. Curitiba, 1999. 74 p. Monografia (Graduação em Geografia) - Setor de Ciências da Terra, Universidade Federal do Paraná.

ROOGE, G. D.; PIMENTA, J. A.; BIANCHINI, E.; MEDRI, M. E.; COLLI, S.; ALVES, L. M. T. Metabolismo respiratório de raízes de espécies arbóreas tropicais submetidas à inundação. **Rev. Bras. Bot.**, São Paulo, v. 21, n. 2, p.153-158, 1998.

ROVIRA, A. D. Interactions between plant roots and soil microorganisms. **Ann. Rev. Microbiol.**, Palo Alto, v. 19, p. 241-266, 1965.

SAKAI, W. S. Simple method for differential staining of parafin embedded plant material using toluidine blue. **Stain Technol.**, v. 43, n. 5, p. 247-249, 1973.

SANTOS, S. R. Rio não é esgoto. **Revista CREA/PR**, Curitiba, n.1, p.23, 1998.

SANTOS, S. R. Vai faltar água. **Revista CREA/PR**, Curitiba, n.1, p.18-19, 1998.

SASS, J. E. **Botanical microtechnique**. 2. ed. Iowa: The Iowa State College Press, 1951.

SCHAT, H. A comparative ecophysiological study on the effects of waterlogging and submergence on dune slack plants: growth, survival and mineral nutrition in sand culture experiments. **Oecologia**, Berlin, v. 62, p. 279-286.

SHI S. & WANG X. The purifying efficiency and mechanism of aquatic plants in ponds. **Water Sci. Technol.**, Oxon, v. 24, p. 63-71, 1991.

SILVEIRA, A. No limite da escassez. **Revista CREA/PR**, Curitiba, n.1, p.20, 1998.

SMIRNOFF, N.; CRAWFORD, R. M. M. Variation in the structure and response to flooding in root aerenchyma in some wetland plants. **Ann. Bot.**, London, v. 51, p. 237-249. 1983.

SORRELL, B. K.; BOON, P. I. Biogeochemistry of billabong sediments. Seasonal variations in methane production. **Freshwater Biol.**, Oxford, v. 27, p. 435-445, 1992.

SORREL, B. K.; MENDELSSOHN, I. A.; MCKEE, K. L.; WOODS, R. A. Ecophysiology of wetland plant roots: a modelling comparison of aeration in relation to species distribution. **Ann. Bot.**, London, v. 86, p. 675-685, 2000.

SOUZA, N. J. de M. **Biofísica**. 4 ed. Curitiba: Universitária Paranaense, 1994. p. 133.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant Physiology**. California: Benjamin-Cummings, 1991.

TURNER, I. M. Sclerophylly: primarily protective? **Funct. Ecol.**, Oxford, v. 8, p. 669-675, 1995.

VAN KAICH, T. S. **Estação de tratamento de esgoto por meio de zona de raízes: uma proposta de tecnologia apropriada para saneamento no litoral do Paraná**. Curitiba, 2002. 116 p. Dissertação (Mestrado em Inovação Tecnológica) – Centro Federal de Educação Tecnológica do Paraná.

WITKOWSKI, E. T. F. & LAMONT, B. B. Leaf specific mass confounds leaf density and thickness. **Oecologia**, Berlin, vol. 88, p 486-493, 1991.

WOLVERTON, B. C. Artificial marshes for wastewater treatment. In: REDDY, K. R.; SMITH, B. **Aquatic Plants for Water Treatment and Resource Recovery**. Orlando: Magnolia, 1986, p. 153-174.