

Resumo Geral

Por serem ambientes com elevada produção biológica e criadouro de muitos organismos, os estuários se tornam importantes para o equilíbrio do ecossistema e atrativos economicamente. O conhecimento do metabolismo e da dinâmica desses sistemas é de fundamental importância para servir como subsídio para programas de avaliação, monitoramento e preservação. Este trabalho teve como objetivo conhecer a comunidade fitoplanctônica e ficoperifítica no estuário do Rio Ratonés, devido a sua importância como principais produtores primários nos ambientes aquáticos e pela sua importância na cadeia alimentar e na manutenção desses sistemas. As coletas foram realizadas em três estações de amostragem ao longo do Rio Ratonés em março (verão) e agosto (inverno) de 2008, na maré alta e baixa, em três estações de coleta. Primeiramente, foi testada a eficiência de quatro métodos de coleta para a identificação e quantificação empregadas no estudo sobre a biodiversidade e distribuição espaço temporal do ficoperifíton no estuário do Rio Ratonés: Foden *et al.* (2005); Matsuoka e Fukuyo (2003); Eaton e Moss (1966); “in vivo”. As metodologias de Eaton e Moss (1966) para o sedimento, e “in vivo” para as epifíticas se mostraram as mais eficientes para a obtenção dos organismos. As análises dos métodos de coleta apontaram para as dificuldades encontradas ao se estudar amostras ficoperifíticas em ambientes estuarinos que, por serem ambientes rasos e dinâmicos, sofrem a influência constante do sedimento na formação das comunidades presentes nestes locais. O levantamento da flora fitoplanctônica e ficoperifítica no estuário do Rio Ratonés permitiu a identificação de 185 táxons específicos e infra-específicos, distribuídos entre os grupos Cyanophyceae (20), Euglenophyceae (23), Dinophyceae (2), Chlorophyceae (22), Xantophyceae (2), Chrysophyceae (2), Coscinodiscophyceae (34), Fragilariophyceae (7) e Bacillariophyceae (73). A salinidade, turbidez, ressuspensão do sedimento, vazão hidrológica e ação das marés foram os fatores que mais influenciaram na estrutura das comunidades fitoplanctônicas e ficoperifíticas no presente estudo. A elevada precipitação pluviométrica no verão foi a principal responsável pelos baixos valores da salinidade nas estações de coleta deste mês. O grupo com maiores densidades no fitoplâncton durante todo estudo foram os fitoflagelados e as diatomáceas. No sedimento, as diatomáceas foram o grupo com as maiores densidades. Bacillariophyceae foi a mais representativa das classes tanto no fitoplâncton quanto no sedimento, com valores de riqueza de espécies altos quando comparado com as outras. A interação perifíton/plâncton se mostrou muito presente, e para estudos futuros sugere-se a análise de maiores variáveis abióticas, como nutrientes, para que se possa inferir maiores conclusões à respeito da influência da salinidade na composição e densidade das microalgas fitoplanctônicas e perifíticas. Além disso, para um estudo mais detalhado da estrutura desses organismos, se faz necessário um número maior de estações de coleta e réplicas para cada local.

General Abstract

Due to the high biological production, and acting as nursery for several organisms, estuaries are important for ecosystem stability and economical attraction. The knowledge of the metabolism and the dynamics of these systems are essential to subsidise management, monitoring and conservation programs. This study intended to study the phytoplanktonic and phycoperiphytic community at the Ratonés River estuary, due to its importance as the main primary producers in aquatic environments and to its importance for food chains and for the maintenance of these systems. The samples were made at three sampling stations along the Ratonés River in March (summer) and August (winter) 2008 during high and low tides. Initially, the efficiency of four sampling methods for identification and quantification used in biodiversity and space temporal distribution of the phycoperiphytic at the Ratonés River estuary was tested: Foden *et al.* (2005); Matsuoka and Fukuyo (2003); Eaton e Moss (1966); “in situ”. The Eaton and Moss (1966) methodology for sediment and “in situ” for the epifitic were the most efficient for obtaining the organisms. The sampling methods analysis pointed to the difficulties found in studying phycoperiphytic samples in estuarine environments, which due to the shallow and dynamic characteristics, are subjected to constant influence of the sediment on the formation of the communities present in these areas. The survey for phytoplanktonic and phycoperiphytic flora in the Ratonés River estuary allowed the identification of 185 specific and intra-specific taxa, distributed among the groups Cyanophyceae (20), Euglenophyceae (23), Dinophyceae (2), Chlorophyceae (22), Xantophyceae (2), Chrysophyceae (2), Coscinodiscophyceae (34), Fragilariophyceae (7) and Bacillariophyceae (73). In the present study, the salinity, turbidity, sediment resuspension, water flow and tide action were the most factors influencing the structure of the phytoplanktonic and phycoperiphytic communities. The high precipitation rate in the summer was the main cause for the low salinity levels at the sampling stations in that season. The group with the highest densities in the phytoplankton during the whole study period were the phytoflagellates and diatoms. In the sediment the diatoms were the group with the highest densities. Bacillariophyceae was the most representative class both in the phytoplankton and in the sediment, presenting high species richness values when compared to the other classes. The interaction periphyton/plankton was constantly present and for future studies the analysis of major abiotic variables such as nutrients is suggested, in order to allow major conclusions about the role of salinity on the composition and density of the phytoplanktonic and phycoperiphytic microalgae. Besides that, for a more detailed study about the structure of these organisms, it is necessary a higher number of sampling stations and replicates for each area.

Introdução Geral

Estuários são ecossistemas de transição entre o rio e o mar e que possuem elevada produção biológica. Pritchard (1967) define estuário como sendo um corpo de água costeiro semi-fechado que possui uma ligação com o oceano aberto e, dentro do qual, a água do mar se mistura com a água doce derivada da drenagem continental.

A fertilidade das águas estuarinas ocasionada, entre outros fatores, pelo aporte de nutrientes provenientes dos rios, propicia o desenvolvimento do fitoplâncton e do perifíton, ou seja, dos principais produtores primários, que irão garantir a existência dos demais organismos na cadeia alimentar (Leça, 1974; Melo-Magalhães *et al.*, 2004; Kromkamp e Forster, 2006).

A variação da salinidade é a principal característica dos ambientes estuarinos. As mudanças na maré influenciam esta variação pelo incremento de sal durante a maré cheia e decréscimo na maré baixa, sendo comum ocorrerem mudanças bruscas de salinidade. Outro fator importante nos estuários é a turbidez uma vez que é geralmente elevada nestes ambientes, causando redução na entrada de luz e, com isso, a limitação da atividade fotossintética dos produtores (Sze, 1993; Vernberg, 1983; Reynolds *et al.*, 1994).

A ocorrência e a distribuição dos vários grupos de algas representadas no fitoplâncton de estuários são influenciadas pela salinidade, e as diatomáceas destacam-se como os principais organismos do fitoplâncton estuarino, sendo os mais frequentes na maioria dos casos (Smayda, 1983), assim como no ficoperifíton. Reynolds (1994) destaca além das diatomáceas, também as cianobactérias como os grupos mais adaptados a viverem nesse tipo de ambiente.

Devido à freqüente ressuspensão dos sedimentos dos estuários, cistos e algas perifíticas podem ser removidos para a coluna d'água, passando a fazer parte da comunidade fitoplanctônica (Baillie e Welsh, 1980; Laudares-Silva e Cimardi, 1989).

Organismos que crescem aderidos a qualquer tipo de substrato são chamados “Aufwuchs”, sendo perífiton a sua tradução mais aceita (Schwarzbald, 1990). Dependendo do tipo de substrato que estes organismos estão associados, podem receber diferentes denominações, segundo Round (1971): epifítion (comunidade que cresce fixada ou associada a outras plantas); epipelon (comunidade que cresce na superfície de sedimento); epipsamon (comunidade que cresce fixada aos grãos de areia) e epiliton (comunidade que cresce sobre substrato rochoso). As comunidades que vivem livres na água e passam apenas períodos relativamente curtos do seu ciclo de vida no sedimento ou associado a ele seriam classificados como plâncton ou nécton. Para Reynolds (1984), o termo plâncton refere-se às comunidades adaptadas à suspensão no mar ou em água doce, as quais são sujeitas a movimento passivo por vento e correntes.

A concentração e o aumento da população e das indústrias juntamente com o uso abusivo e indiscriminado dos seus recursos têm levado ao despejo de materiais poluentes e à degradação dos estuários, e por isso, atualmente, muitos deles estão seriamente ameaçados (Ketchum, 1983; Odum, 1988).

A Bacia Hidrográfica do Rio Ratonés (27°26'04'' e 27°32'35'' latitude sul e 48°25'04'' e 48°31'49'' longitude oeste) situa-se na porção norte da Ilha de Santa Catarina e abrange 61 quilômetros quadrados de área. Nesta região encontram-se as maiores formações de manguezal da Ilha de Santa Catarina.

Em 1978, estudos referentes ao Rio Ratonés registraram uma mudança brusca na morfometria decorrente da sua canalização, passando a ter 12,46 quilômetros de

extensão, 1 metro de profundidade e largura superior a 20 metros ao longo do seu leito principal (Fidelis Filho, 1998).

Atualmente a Bacia Hidrográfica do Rio Ratonos encontra-se bastante alterada, com seus afluentes assoreados e poluídos por inúmeros esgotos domésticos onde o destino final são seus mananciais, além da presença de algumas rodovias que atravessam essa região (Fusverk, 2002). Apesar disso, Pagliosa e Barbosa (2006) e Pagliosa *et al.* (2005, 2006a, 2006b), ao compararem áreas urbanizadas e não urbanizadas em estuários da Ilha de Santa Catarina e do continente adjacentes em relação à qualidade da água e sua interferência nas comunidades bentônicas e epipélicas, mostraram que o estuário do Rio Ratonos é ainda o mais preservado da região.

O conhecimento sobre a diversidade de fitoplâncton e ficoperifíton existente em ambientes estuarinos no estado de Santa Catarina é ainda muito escasso. No estado, se destaca como local mais estudado, a ilha de Santa Catarina, sendo as diatomáceas o grupo mais conhecido.

Em 1985, Moreira-Filho *et al.* apresentaram um catálogo dos taxa de diatomáceas (Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas observadas no Estado de Santa Catarina de 1918 a 1985.

Após esta revisão, outros estudos florísticos sobre diatomáceas de estuários no Estado de Santa Catarina foram publicados por Souza-Mosimann (1985), Souza-Mosimann (1988), Araújo *et al.* (1989), Souza-Mosimann (1989), Moreira-Filho *et al.* (1990), Felício-Fernandes *et al.* (1994) Felício-Fernandes e Souza-Mosimann (1994), Souza-Mosimann *et al.* (2001), Souza-Mosimann e Laudares-Silva (2005).

Especificamente sobre as diatomáceas do estuário do Rio Ratonos, citam-se dois trabalhos. Laudares-Silva e Cimardi (1989) apresentaram um estudo sobre diatomáceas

epipélicas, em baixamar, no manguezal do Rio Ratonés (Ilha de Santa Catarina, SC), com objetivo de testar um método de armadilha. Fernandes *et al.* (1990) realizaram um levantamento taxonômico das diatomáceas (Bacillariophyceae), no baixo curso e estuário do Rio Ratonés (Ilha de Santa Catarina, SC), em um ciclo anual.

Para outros grupos, e não somente de estuários, temos os trabalhos de Casagrande *et al.* (2000), Antunes *et al.* (2007) e Alves-da-Silva e Tamanaha (2008). Especificamente sobre as diatomáceas do estuário do Rio Ratonés, citam-se dois trabalhos, Laudaes-Silva e Cimardi (1989) e Fernandes *et al.* (1990).

O presente trabalho foi dividido em três capítulos, para uma melhor abordagem dos temas estudados. O primeiro capítulo trata das metodologias de coleta e identificação utilizadas para as comunidades ficoperifíticas do Rio Ratonés. O segundo capítulo apresenta a flora de microalgas fitoplanctônicas e ficoperifíticas identificadas para as três estações de coleta no Rio Ratonés. O terceiro e último capítulo aborda a estrutura das comunidades de microalgas fitoplânctônicas e epipélicas do Rio Ratonés. O sistema de classificação adotado para o enquadramento das espécies até classe foi o de Cavalier-Smith (1998). Para as categorias taxonômicas infra-classes e identificação dos táxons foram utilizadas obras especializadas para cada grupo.

As normas utilizadas para as referências e citações foram baseadas nas normas da revista *Brazilian Archives of Biology and Technology*, na qual pretende-se submeter os artigos provenientes desta dissertação.

Referências Bibliográficas

Alves-da-Silva, S. M. e Tamanaha, M. S. (2008), Ocorrência de Euglenophyceae pigmentadas em rizipiscicultura na Região do Vale do Itajaí, SC, Sul do Brasil. *Acta bot. bras.*, **22(1)**, 145-163.

- Antunes, A., Schwingel, P. R., Burliga, A. L. M. e Urban, S. (2007), Composição do fitoplâncton da Bacia Hidrográfica do rio Camboriú (SC, Brasil) durante o verão de 2005. *Braz. J. Aquat. Technol.*, **11(2)**, 33-43.
- Araújo, N. B. de, Souza-Mosimann, R. M. e Fernandes, L. F. (1989), Contribuição ao estudo das diatomáceas (Bacillariophyceae) da foz do Rio Araranguá, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **19(supl.)**, 305-348.
- Baillie, P. M. e Welsh, P. (1980), The effect of tidal resuspension on the distribution of intertidal epipelagic algae in a estuary. *Estuarine and Coastal Marine Science*, **10**, 165-180.
- Casagrande, A. A., Fermon, Y., Bailly, N. e Franceschini, I. M. (2000), Euepiphytic algae of some lentic waters from Santa Catarina Island, Southern Brazil. *Hoehnea*, **27(2)**, 99-116.
- Cavalier-Smith, T. (1998), A revised six-kingdom system of life. *Biol. Rev.*, **73**, 203-266.
- Felício-Fernandes, G. e Souza-Mosimann, R. M. (1994), Diatomáceas no sedimento do manguezal de Itacorubi – Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **23**, 149-215.
- Felício-Fernandes, G., Souza-Mosimann, R. M. e Moreira Filho, H. (1994), Diatomáceas no Rio Tavares. Manguezal do Rio Tavares, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil – Ordem Centrales. (Excluídas as famílias Rhizosoleniaceae e Chaetoceraceae). *Insula*, **23**, 35-90.
- Fernandes, L. F., Souza-Mosimann, R. M. e Felício-Fernandes, G. (1990), Diatomáceas (Bacillariophyceae) do Rio Ratonas, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil: I-Baixo Curso e Estuário. *Insula*, **20**, 11-112.
- Fidelis Filho, N. L. (1998), *Uma abordagem sobre as profundas modificações na morfometria fluvial da bacia hidrográfica do Rio Ratonas – Florianópolis / SC, num período de quarenta anos, e suas conseqüências*. Florianópolis. 256 f. Dissertação (Mestrado da Pós-Graduação de Geografia). Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 1998.
- Fusverk, R. C. (2002), *Diagnóstico Ambiental e proposta de otimização e planejamento subsidiários ao programa de gerenciamento costeiro integrado da bacia hidrográfica do Rio Ratonas, Ilha de Santa Catarina (SC, Brasil)*. 173 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Produção). Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2002.
- Ketchum, B. H. (1983), Estuarine Characteristics. In: Ketchum, B. H. (Ed.) *Estuaries and enclosed seas*. Elsevier Scientific Publishing, Amsterdam. p. 1-14.
- Kromkamp, J. C. e Forster, R. M. (2006), Developments in microphytobenthos primary productivity studies. In: Kromkamp, J. C., Brouwer, J. F. C., Blanchard, G. F.,

- Forster, R. M. e Créach, V. (Eds.) *Functioning of microphytobenthos in estuaries*. Royal Netherlands Academy of Arts and Sciences, Amsterdam. p. 9-30.
- Laudares-Silva, R. e Cimardi, J. M. (1989), Nota sobre a utilização do “Trapping Method” no estudo das diatomáceas epipélicas do manguezal de Ratores – Florianópolis – SC. *Insula*, **19**, 299-304.
- Leça, E. E. (1974), *Composição e distribuição do microfitoplâncton na região do Canal de Santa Cruz (Pernambuco – Brasil)*. Tese apresentada ao Instituto de Biociências da U.F.Pe., para obtenção título de Livre Docente. Universidade Federal de Pernambuco, Recife. 1974. 129 p.
- Melo-Magalhães, E. M. Koenig, M. L. e Sant’Anna, C. L. (2004), Fitoplâncton e variáveis ambientais nos canais do sistema estuarino lagunar Mundaú/Manguaba, Alagoas, Brasil. *Hoehnea*, **31(1)**, 73-86.
- Moreira Filho, H., Valente Moreira, I. M. e Souza Mosimann, R. M. (1985), Catálogo das Diatomáceas (Chrysophyta-Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas do Estado de Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **15**, 33-87.
- Moreira Filho, H., Valente Moreira, I. M., Souza Mosimann, R. M. e Cunha, J. A. (1990), Avaliação florística e ecológica das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas nos Estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. *Estudos de Biologia*, **25**, 5-48.
- Odum, E. P. (1988), *Ecologia*. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan. 434p.
- Pagliosa, P. R. e Barbosa, F. A. R. (2006), Assessing the environment-benthic fauna coupling in protected and urban áreas of southern Brazil. *Biological Conservation* **1**, **29**, 408-417.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A. e Barbosa, F. A. (2006b), Evidence of Systemic Changes in Trace Metal Concentration in Subtropical Estuarine Sediments as a Result of Urbanization. *Journal of Coastal Research*, **SI**, **39**, 1078-1083.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A., Barbosa, F. A. e Braga, E. (2006a), Urbanization Impact on Subtropical Estuaries: a Comparative Study of Water Properties in Urban Áreas and Protected Áreas. *Journal of Coastal Research*, **SI**, **39**, 731-735.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A., Bosquilha, G. E., Braga, E. S. e Barbosa, F. A. R. (2005), Phosphorus dynamics in water and sediments in urbanized and non-urbanized rivers in Southern Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, **50**, 965-974.
- Pritchard, D. W. (1967), What is an estuary: physical viewpoint. In: Lauff, G. H. (Ed.) *Estuaries*. Washington, D.C: Amer. Assoc. Adv. Sci. Publ., no. 83. p. 3-5.
- Reynolds, C. S. (1984), *The ecology of freshwater phytoplankton*. Cambridge: Cambridge University Press. 384p.

- Reynolds, C. S., Descy, J. P. e Padisák, J. (1994), Are phytoplankton dynamics in rivers so different from those in shallow lakes? *Hydrobiologia*, **289**, 1-7.
- Round, F. E. (1971), Benthic marine diatoms. *Oceanography and Marine Biology: an annual review*, **9**, 83-139.
- Schwarzbald, A. (1990), Métodos ecológicos aplicados ao estudo do perifíton. *Acta Limnologica Brasiliensia*, **3**, 545-592.
- Smayda, T. J. (1983), The phytoplankton of estuaries. In: Ketchum, B. H. (Ed.) *Estuaries and enclosed sea*. Amsterdam: Elsevier Scientific Publishing. p. 65-102.
- Souza-Mosimann, R. M. (1984), Levantamento preliminar das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) na região de Anhatomirim – Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **14**, 2-46.
- Souza-Mosimann, R. M. (1985), Contribuição ao conhecimento das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) em algumas estações localizadas na Baía Norte – Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **15**, 3-33.
- Souza-Mosimann, R. M. (1988), Estudo preliminar das diatomáceas (Chrysophyta-Bacillariophyceae) da Baía Sul, Florianópolis, Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **18**, 23-74.
- Souza-Mosimann, R. M. e Laudares-Silva, R. (2005), Diatomáceas (Bacillariophyta) do Complexo Lagunar do Sul do Estado de Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **34**, 39-82.
- Souza-Mosimann, R. M., Felício-Fernandes, G. e Felício-Fernandes, L. (1989), Contribuição ao conhecimento das diatomáceas da Baía de Tijucas – Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **19**, 95-122.
- Souza-Mosimann, R. M., Laudares-Silva, R. e Roos-Oliveira, A. D. (2001), Diatomáceas (Bacillariophyta) da Baía Sul, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil, uma nova contribuição. *Insula*, **31**, 75-106.
- Sze, P. (1993), *A Biology of the Algae*. 2ª edição. Wm. C. Brown Publishers: Dubuque. 259 p.
- Vernberg, W. B. (1983), Responses to Estuarine Stress. In: KETCHUM, B. H. (Editor) *Estuaries and enclosed seas*. Elsevier Scientific Publishing, Amsterdam. p. 43-63.

Justificativa

Por serem ambientes com elevada produção biológica e criadouro de muitos organismos, os estuários se tornam importantes para o equilíbrio do ecossistema e atrativos economicamente. Entretanto, com a crescente degradação dos ambientes costeiros, o conhecimento do metabolismo e da dinâmica desses sistemas é de fundamental importância para servir como subsídio para programas de avaliação, monitoramento e preservação.

Para o estudo da biodiversidade do fitoplâncton e do ficoperifíton em estuários, o de Ratoles é, com certeza, o mais indicado dentre os estuários da Ilha de Santa Catarina e do continente adjacente dado as suas condições de preservação apontadas pela revisão bibliográfica e pelo fato de estar inserido numa área de preservação permanente.

No entanto, apesar do seu bom estado de conservação, esta condição vem sendo ameaçada pela crescente urbanização das áreas adjacentes, fazendo com que a realização destes estudos tenha maior urgência.

Com abordagem mais ampla do que os trabalhos focados apenas em diatomáceas, este trabalho ampliará o conhecimento ficológico no Estado de Santa Catarina.

Hipóteses

Com base na literatura e no conhecimento prévio sobre o ecossistema estudado foram elaboradas as seguintes hipóteses para este estudo:

1. a estrutura da comunidade é influenciada pela salinidade da água;

2. a estrutura da comunidade é influenciada pela temperatura da água;
3. a composição do fitoplâncton é fortemente influenciada pela comunidade perifítica;
4. Diatomácea é o grupo dominante no ambiente estudado.

Objetivos

- Identificar os componentes das comunidades fitoplanctônicas e ficoperifíticas no estuário do Rio Ratonas;
- Descrever a variação espacial e temporal na estrutura da comunidade fitoplanctônica e ficoperifítica, através dos atributos riqueza, densidade e dominância;
- Determinar a influência de alguns fatores abióticos sobre a estrutura da comunidade;
- Testar a eficiência de alguns métodos de coleta para a identificação e quantificação empregadas no estudo sobre a biodiversidade e distribuição espaço-temporal do ficoperifíton.

Avaliação dos métodos de coleta aplicados no estudo do ficoperifíton no estuário do Rio Ratonés, SC, Brasil

Resumo

O presente trabalho teve por objetivo de testar a eficiência de quatro métodos de coleta para a identificação e quantificação empregadas no estudo sobre a biodiversidade e distribuição espaço temporal do ficoperifíton no estuário do Rio Ratonés: Foden *et al.* 2005; Matsuoka e Fukuyo 2003; Eaton e Moss 1966; “in vivo”. As coletas foram realizadas em três estações de amostragem ao longo do Rio Ratonés em março (verão) e agosto (inverno) de 2008. A elevada quantidade de sedimento nas amostras constituiu o principal motivo para que a aplicação das metodologias de Matsuoka e Fukuyo (2003) e Foden *et al.* (2005) fossem inadequadas para o local de estudo. A opção pelo “trapping method” foi uma das alternativas para separar os espécimes vivos do sedimento das amostras e para tentar minimizar os problemas encontrados na metodologia anterior. No caso das microalgas epífitas, a melhor forma de contagem resultou dos métodos “in vivo”. Em síntese, os resultados aqui apresentados reiteram as dificuldades encontradas ao se estudar amostras ficoperifíticas em ambientes estuarinos que, por serem ambientes rasos e dinâmicos, sofrem a influência constante do sedimento na formação das comunidades presentes nestes locais.

Abstract

The present study aimed on testing the efficiency of four sampling methods for identification and quantification applied in studies on the biodiversity and spatial-temporal distribution of the phycoperiphyton in the Ratonés River estuary. The sampling were carried out in three sampling stations along the Ratonés River in March and August 2008. Matsuoka and Fukuyo (2003) and Foden *et al.* (2005) methodologies application were inappropriate for the study area due to the high amount of sediment in the samples. The option for the “trapping method” was the most appropriated method to separate the live specimens from the sediment and a trial to minimize the problems observed with the use of the previous methodology. In the case of the epiphytic microalgae the best counting technique resulted from the “in situ” method. In summary, the results presented here support the difficulties faced in studying phycoperiphytic samples in estuaries, which are shallow and dynamic environments, and for that reason the communities occurring in these areas are constantly influenced by the sediment.

1. Introdução

Estuários são ecossistemas de transição entre o rio e o mar e, segundo Pritchard (1967), podem ser definidos como um corpo de água costeiro semi-fechado que possui uma ligação com o oceano aberto e, dentro do qual, a água do mar se mistura com a água doce derivada da drenagem continental.

Devido às características hidrodinâmicas da circulação que retêm nutrientes, algas e plantas e estimulam a produtividade desses corpos d'água, os estuários são mais produtivos que os rios e oceanos adjacentes (Miranda *et al.*, 2002). Uma grande diferença observada entre ambientes estuarinos e os outros (marinhos e dulciaquícolas) é o seu maior dinamismo, que faz com que a composição dos organismos ali encontrados varie fortemente em resposta aos fatores físicos, geológicos, químicos e biológicos característicos de cada local (Sumich e Morrisey, 2004; Smayda, 1983). Os principais fatores que influenciam na dinâmica desses ambientes são a salinidade, transparência, concentração e disponibilidade de nutrientes inorgânicos (principalmente nitratos, fosfatos e silicatos), concentração de O₂ e CO₂ dissolvidos, luz, temperatura, pH e modificações na direção e velocidade das correntes (Sartori e Nogueira, 1998; Tundisi, 1970).

A Bacia Hidrográfica do Rio Ratonés, por ser uma bacia relativamente pequena, sofre uma grande influência marinha, principalmente no baixo e médio curso do Rio Ratonés, seu principal contribuinte. Nesta região encontram-se as maiores formações de manguezal da Ilha de Santa Catarina, onde parte encontra-se protegida desde a criação da Estação Ecológica de Carijós em 1986. Distribuindo-se ao longo do Rio Ratonés e circundando seu estuário, o manguezal situa-se em região de águas calmas, sujeita a

inundações periódicas, causadas por amplas variações no nível de marés (Souza Sobrinho *et al.*, 1969).

Ficoperifíton e fitoplâncton são os principais produtores primários em sistemas aquáticos e, sendo os organismos perifíticos constantemente lavados pelas correntes e pelos movimentos da água, estas comunidades acabam por refletir certas características do ambiente (Tai *et al.* 1975). A composição do fitoplâncton e sua dinâmica em estuários também é afetada pelas mudanças do meio, acompanhada da mistura da água doce e salgada, da turbidez, do material orgânico dissolvido e dos nutrientes (Smayda, 1983).

O uso do termo bentos foi defendido por Round (1971) para englobar as comunidades que vivem ou passam uma parte do seu ciclo de vida associadas ao sedimento (lama, areia) ou algum tipo de superfície (rochas, plantas ou substrato artificial). Sládecková (1962), no entanto, afirma que o sentido original do termo bentos se refere diretamente apenas aos organismos que vivem livremente no sedimento. Organismos que crescem aderidos a qualquer tipo de substrato são chamados “Aufwuchs”, sendo perifíton a sua tradução mais aceita (Schwarzbold, 1990). Wetzel (1983) define perifíton como uma complexa comunidade de microbiota (bactérias, fungos, algas, protozoários e animais), detritos orgânicos e inorgânicos aderidos a um substrato natural ou artificial, vivo ou morto. Dependendo do tipo de substrato que estes organismos estão associados, podem receber diferentes denominações, segundo Round (1971): epifíton (comunidade que cresce fixada ou associada a outras plantas); epipelon (comunidade que cresce na superfície de sedimento); epipsamon (comunidade que cresce fixada aos grãos de areia) e epiliton (comunidade que cresce sobre substrato rochoso). As comunidades que vivem livres na água e passam apenas períodos relativamente curtos do seu ciclo de vida no sedimento ou associado a ele seriam

classificados como plâncton ou nécton. Para Reynolds (1984), o termo plâncton refere-se às comunidades adaptadas à suspensão no mar ou em água doce, as quais são sujeitas a movimento passivo por vento e correntes.

A freqüente ressuspensão dos sedimentos nos estuários promove a remoção de cistos e algas perifíticas para a coluna d'água, passando a fazer parte da comunidade fitoplanctônica (Baillie e Welsh, 1980; Laudares-Silva e Cimardi, 1989), desempenhando um importante papel através da transferência de nutrientes, detritos e organismos para a coluna d'água (Shimeta e Sisson, 1999).

Diferentemente dos estudos com fitoplâncton, a literatura sobre ficoperifíton, especialmente a respeito da metodologia a ser aplicada no estudo desses organismos, ainda é muito escassa (Bicudo, 1990a; Bicudo, 1990b).

As técnicas e metodologias para identificação e contagem de ficoperifíton (epifíton, epipelon, epipsamon, epilíton) têm sido abordadas por alguns autores no Brasil e no mundo (Round, 1960; Sládecková, 1962; Wetzel, 1964; Round e Palmer, 1966; Eaton e Moss, 1966; Round, 1971; Riznyck, 1973; Main e McIntire, 1974; Tai e Hodgkiss, 1975; Wetzel, 1983; Laudares-Silva e Cimardi, 1989; Schwarzbald, 1990; Bicudo, 1990a; Bicudo, 1990b; Stevenson, 1996; Moschini-Carlos, 1999; Pompêo e Moschini-Carlos, 2002; Ribeiro *et al.*, 2003; Matsuoka e Fukuyo, 2003; Foden *et al.*, 2005; Poulíčková *et al.*, 2008). Alguns destes trabalhos apontam as dificuldades ainda encontradas em estabelecer a maneira mais precisa de se realizar a contagem de algas perifíticas (Sládecková, 1962; Tai e Hodgkiss, 1975; Wetzel, 1983; Ribeiro *et al.*, 2003).

O presente trabalho teve por objetivo testar a eficiência de quatro métodos de coleta para a identificação e quantificação empregadas no estudo sobre a biodiversidade e distribuição espaço-temporal do ficoperifíton no estuário do Rio Ratonés.

Neste estudo adotou-se a palavra ficoperifíton para descrever a coleção de todos os grupos de microalgas bentônicas. Os termos epipélicas e epifíticas foram aplicados para identificar os grupos de microalgas de acordo com a sua localização física.

2. Material e Métodos

As coletas do ficoperifíton e fitoplâncton foram realizadas em três estações de amostragem ao longo do Rio Ratonés em março (verão) e agosto (inverno) de 2008. Em cada período e estação de amostragem, as coletas foram feitas durante a maré vazante e na enchente.

Para o estudo qualitativo do fitoplâncton foram obtidas amostras com rede de abertura de malha de 20 µm e, para o quantitativo utilizou-se passagem de frasco de 150 mL na água de subsuperfície (30 cm). As amostras qualitativas foram analisadas vivas, sendo uma parte fixada com formaldeído 4% e outra separada para oxidação do material de diatomáceas. As amostras quantitativas foram fixadas com lugol acético a 1%.

Para o estudo das algas epipélicas foram coletadas amostras superficiais de sedimento, com o auxílio de um core (10 centímetros de diâmetro por 2 cm de altura) e, para as epifitas, foi feita remoção manual e/ou com espátula de macroalgas que atuam como substratos para distintas microalgas. As amostras do sedimento e de macroalgas foram armazenadas em sacos plásticos, juntamente com a água do local onde foram coletadas.

Para a separação dos organismos epífitos nas macroalgas adotou-se o procedimento descrito em Foden *et al.* (2005). As macroalgas coletadas foram colocadas em sacos plásticos junto com um volume variável de água filtrada (filtro fibra de vidro de 47 mm diâmetro) oriunda do mesmo local e coletada simultaneamente com

as macroalgas. Cada saco foi agitado manualmente por 2 minutos para separar as microalgas epífitas. Deste procedimento foi obtida uma subamostra da suspensão de microalgas epífitas a qual foi fixada com lugol ácido a 1% para posterior contagem e identificação dos organismos em microscópio. Uma parte da amostra de macroalgas não foi processada para que se pudesse observar ao microscópio quais microalgas estavam realmente epifitando-as. Apenas foram consideradas epifíticas verdadeiras aquelas que realmente estivessem fixadas ao substrato, tanto das macroalgas como de outras microalgas. O método “in vivo”, descrito em Bicudo (1990b), no qual as epífitas são observadas diretamente ao microscópio óptico sobre o substrato onde estão associadas, foi utilizado apenas para a análise qualitativa do material.

A análise do material de sedimento, inicialmente, foi seguida pela metodologia descrita por Matsuoka e Fukuyo (2003). Um volume de 1 ml do sedimento superficial foi colocado em um Becker, diluído em água do mar filtrada, homogeneizado, e, em seguida, filtrado utilizando-se duas peneiras, a primeira de 80 μm de abertura de malha e a outra, de 20 μm , da qual se obteve a suspensão resultante. O volume final de 10 ml foi completado com água do mar filtrada. Este volume final serviu tanto para a quantificação como para a identificação dos organismos.

Como segunda metodologia para a obtenção dos organismos presentes no sedimento, aplicou-se o “trapping method” (Eaton e Moss, 1966). O volume de sedimento superficial obtido de cada estação de coleta foi colocado em Becker e deixado no escuro por pelo menos 7 horas. Posteriormente, o sobrenadante foi retirado e cada amostra homogeneizada e colocada em placas de Petri. O procedimento no qual o sedimento foi mantido no escuro foi realizado para que os microorganismos que possuem fototaxia positiva não fossem descartados juntamente com o sobrenadante, quando este fosse retirado. Após a transferência do sedimento para placas de Petri,

foram colocados sobre ele quadrados duplos de 2cm x 2cm de tecido de celulose da marca Whatman 105. As placas, então, foram cobertas com a tampa e deixadas sob iluminação vertical natural, em um local que não recebesse luz artificial durante a noite. Os quadrados foram removidos na manhã seguinte entre 9 e 10 horas e desmanchados em solução de 3ml de lugol acético e glicerol 4% para liberação dos organismos que ficaram retidos no tecido. Este volume final foi usado tanto para a quantificação como para a identificação dos organismos. Foram consideradas como diatomáceas epipélicas apenas aquelas capturadas pelo tecido de celulose e que apresentassem plastídios.

A quantificação dos organismos em microscópio invertido foi realizada segundo método de Utermöhl (1958).

As células foram quantificadas em 100 transectos aleatórios em microscópio invertido LEITZ DIAVERT. Contagens complementares foram realizadas em câmaras de Sedwick-Rafter em 100 campos aleatórios, apenas para o fitoplâncton, quando o material apresentava flagelados muito pequenos, difíceis de serem diferenciados dos outros organismos, através de Utermöhl.

Subamostras de todo o material coletado foram mantidas sem fixação, sob refrigeração, para observação de estruturas frágeis, movimentação, pigmentação e outras características que, muitas vezes, são essenciais para a identificação. Para estudo das diatomáceas, subamostras foram preparadas segundo a técnica de Simonsen (1974) e a montagem de lâminas permanentes com Naphrax, para auxiliar na identificação dos táxons.

3. Resultados e Discussão

Por se tratar de um ambiente estuarino, raso e dinâmico, e por apresentar solo lodoso e de granulometria muito fina, todas as amostras apresentaram muito sedimento, principalmente partículas de silte e sal que dificultaram a preparação das câmaras de contagem e, às vezes, a observação ao microscópio, exigindo muitas vezes uma diluição elevada das amostras.

A elevada quantidade de sedimento nas amostras constituiu o principal motivo para que a aplicação da metodologia de Matsuoka e Fukuyo (2003) fosse inadequada para o local de estudo. O excesso de sedimento presente nas amostras acabou por mascarar as células no momento das contagens. Eram necessárias, no mínimo, duas diluições para que as células pudessem ser observadas ainda com dificuldade. Isto acarretava em perda de material, contagem exaustiva, pois a visualização e conseqüente identificação das espécies era comprometida, além de uma menor confiabilidade dos resultados, já que a extrapolação das contagens passava a ser bem maior.

Outro problema foi a presença de muitas algas sem cloroplastos, o que deixava em dúvida se elas realmente faziam parte do substrato analisado ou apenas haviam sido transportadas. Round (1971) já discutia sobre o problema da contaminação a partir de outras associações algais e, em particular, por frústulas de diatomáceas mortas. Ribeiro *et al.* (2003) também aponta as dificuldades na separação do sedimento das microalgas em seu trabalho.

A opção pelo “trapping method” foi uma das alternativas para separar os espécimes vivos do sedimento das amostras e para tentar minimizar os problemas encontrados na metodologia anterior. Outro motivo foi o fato de este método ser muito eficaz na identificação dos organismos verdadeiramente epipélicos, já que ele se baseia

na captura de organismos com fototaxia positiva, que se movimentam na coluna de sedimento quando expostos à luz. Dessa forma, são excluídos os organismos não epipélicos ou os que estão mortos e apenas depositados no sedimento. Este método foi muito eficiente, capturando não só diatomáceas, mas outros grupos como cianobactérias, dinoflagelados, crisófitas e euglenófitas. Além disso, proporcionou uma das amostras mais limpas para contagem em microscópio invertido. Uma deficiência desse método, segundo Laudaes-Silva e Cimardi (1989) está no não conhecimento do ritmo de migração das comunidades estudadas, o que poderia fazer com que, na hora da retirada do tecido de celulose, responsável pela retenção dos organismos, alguns deles não fossem capturados. Round (1960), Round e Palmer (1966), Poulíčková *et al.* (2008), Ribeiro *et al.* (2003) já haviam aplicado a metodologia do “trapping method” para todos os grupos de algas, sempre chamando a atenção para o problema dos diferentes ritmos de migração das espécies.

A metodologia para epífitas descrito em Foden *et al.* (2005) mostrou-se totalmente ineficiente para o ambiente estudado. As microalgas não foram completamente desprendidas do substrato, já que muitas possuem mucilagens firmes ou estão incrustadas no substrato, como no caso de *Xenococcus schousbei* Thuret, presente em todos exemplares de macroalgas coletados, entretanto, ausente nas contagens. Outro problema foi o excesso de sedimento presente sobre as macroalgas. Ao fazer a separação das epífitas, o sedimento acabava fazendo parte da suspensão final. Por possuir granulometria praticamente igual das microalgas, não foi possível separar o sedimento das epífitas. Nas contagens, ficou muito clara a predominância de algas epipélicas, provenientes do sedimento sobre as macroalgas, do que propriamente as epifíticas.

A Tabela 1 (anexo) mostra a ineficiência da metodologia de Foden *et al.* (2005) para a quantificação das microalgas epifíticas, na qual se pode observar a grande semelhança (69%) entre as espécies encontradas no sedimento e aquelas obtidas a partir da suspensão das macroalgas; e destas com o fitoplâncton (58%). Apenas as espécies de *Melosira*, *Terpsinoe*, *Nitzschia brevissima* Grunow, *Komvophoron sp.*, *Luticola ventricosa* (Kützing) Mann e *Achnantes sp.*, foram as realmente epifíticas identificadas nas contagens e, mesmo assim, em baixa quantidade. Algumas espécies de cianobactérias que apareceram em quase todas amostras de macroalgas quando vistas “in vivo” como, por exemplo, espécies de *Xenococcus*, foram subestimadas uma vez que não foram encontradas em nenhuma amostra das contagens. No caso da cianobactéria filamentosa *Coleofasciculus chthonoplastes* (Thur ex Gomont) Siegesmund *et al.*, o resultado foi inverso. Esta espécie apresenta-se no interior de um denso tubo de mucilagem fixo por uma extremidade no substrato e com a outra livre e aberta. Como resultado do agito do saco plástico com o material para soltar as microalgas, os tricomas saem da mucilagem, tornam-se isolados, podendo facilmente serem confundidos com algumas espécies de *Phormidium*.

Além disso, muitas espécies reconhecidas como não epifíticas também foram encontradas nas contagens, como *Euglena spp.*, *Trachelomonas spp.*, *Kephyrion ovale* (Lackey) Huber-Pestalozzi, *Bacillaria paxillifera* (O. F. Müller) Hendey e *Gyrosigma balticum* (Ehrenberg) Rabenhorst. Estes resultados indicam uma grande possibilidade de que a maior parte das contagens obtidas a partir das amostras das algas epifíticas corresponda àquelas das epifíticas presentes no sedimento e que cobriam boa parte das macroalgas.

Em trabalho recente, Poulíčková *et al.* (2008), separa claramente os tipos de perifíton, em especial as epifíticas, além de apontar a importância de se observar a

contaminação pelo fitoplâncton através de cistos e células colonizadoras. Nosso estudo corrobora esta observação, considerando a semelhança entre as espécies presentes no sedimento e no fitoplâncton em função da influência da ressuspensão do sedimento para a coluna d'água (Tab. 1).

No caso das microalgas epífitas, a melhor forma de contagem parece ser a do método “in vivo”, descrito em Bicudo (1990b) e sugerido nos trabalhos relacionados ao assunto (Wetzel, 1983; Sládecková, 1962). Apesar desse método só ter sido usado para a análise qualitativa neste trabalho, acreditamos que este tipo de observação permitiria uma fácil estimativa do número de indivíduos por cm², contrariamente a metodologia de Foden *et al.* (2005) aplicada neste estudo. Um dos motivos pelo qual a metodologia de Foden *et al.* (2005) não se apresenta eficiente reside no fato de que o substrato estava representado por macroalgas das espécies *Caloglossa cf. ogasawaraensis* Okamura, *Gayralia oxysperma* (Kütz.) K. L. Vinogr. ex Scagel *et al.*, *Rhizoclonium tortuosum* (Dillwyn) Kütz e *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans f. moniliforme* Post. Esses indivíduos são muito pequenos e delicados, sendo muito difícil a raspagem de suas epífitas. Além disso, por possuírem muitas ramificações ou reentrâncias, o cálculo da sua área ficaria super ou subestimado. No caso de medir pelo peso úmido ou seco, também a metodologia de Foden *et al.* (2005) não seria adequada devido ao excesso de sedimento presente sobre as macroalgas. Dessa forma, o método “in vivo” descreveria a área mais precisamente.

Por fim, vale ressaltar a dificuldade e muitas vezes a impossibilidade de se fazer identificações no nível específico em contagens, principalmente no caso das diatomáceas, cujas identidades taxonômicas genéricas e específicas só são possíveis através de microscopia eletrônica. No caso das diatomáceas e dos dinoflagelados,

frequentemente a presença de cloroplastos impede a visualização das estruturas das frústulas e na tabulação das placas, respectivamente, o que impede a identificação do material para contagem. Em ambientes muito diversos e com ausência de dominância de alguma espécie, como é o caso deste trabalho, torna-se muito difícil também diferenciar cianobactérias filamentosas, por exemplo, quando sabemos que na mesma amostra podem estar presentes duas espécies muito semelhantes.

Em síntese, os resultados aqui apresentados reiteram as dificuldades encontradas ao se estudar amostras ficoperifíticas em ambientes estuarinos que, por serem ambientes rasos e dinâmicos, sofrem a influência constante do sedimento na formação das comunidades presentes nestes locais. Medidas como a busca por métodos que eliminem a maior parte do sedimento, sem que haja perda do material, e um conhecimento prévio das algas presentes no ambiente de estudo são essenciais para garantir uma identificação e quantificação mais confiável dos organismos ficoperifíticos.

4. Conclusões

A elevada quantidade de sedimento nas amostras constituiu o principal motivo para que a aplicação das metodologias de Matsuoka e Fukuyo (2003) e Foden *et al.* (2005) fossem inadequadas para o local de estudo.

O “trapping method” proporcionou uma das amostras mais limpas para contagem em microscópio invertido e selecionou apenas organismos vivos. A metodologia para epífitas descrito em Foden *et al.* (2005) mostrou-se totalmente ineficiente para o ambiente estudado, devido ao excesso de sedimento na amostra e ao não desprendimento das epífitas do substrato.

Tabela 1. Distribuição dos táxons de microalgas de acordo com o substrato onde foram encontradas e a metodologia utilizada para sua obtenção.

Taxa	Fitoplanctônica	Epipélica (Eaton e Moss, 1966)	Epifítica (Foden <i>et al.</i> , 2005)	Epifítica ("in vivo")
Cyanophyceae	-	-	-	-
<i>Anabaena</i> sp.	-	x	-	-
<i>Chroococcus turgidus</i> (Kützing) Nägeli	x	x	-	-
<i>Coleofasciculus chtonoplastes</i> Zanardini ex Gomont	x	x	x	x
<i>Geitlerinema acutissimum</i> (Kuffer.) Anag.	x	-	-	x
<i>Geitlerinema amphibium</i> (Agardh ex Gomont) Anagnostidis	-	-	-	x
<i>Geitlerinema</i> spp.	x	x	-	x
<i>Komvophoron constrictum</i> (Szafer) Anag. et Komárek	x	x	x	-
<i>Komvophoron</i> sp. 1	x	x	-	x
<i>Lyngbya aestuarii</i> Liebman ex Gomont	-	-	-	x
<i>Lyngbya</i> sp.	-	-	x	x
<i>Merismopedia convoluta</i> Brébisson	x	x	x	-
<i>Myxohyella</i> sp.	-	-	-	x
Outras Chroococcales	x	x	-	-
Outras Oscillatoriales	x	x	x	-
<i>Phormidium retzii</i> (Agardh) Gomont ex Gomont	-	-	-	x
<i>Phormidium</i> spp.	x	x	x	-
<i>Planktolingbya</i> sp.	x	-	-	-
<i>Pseudanabaena</i> sp.	x	x	-	-
<i>Spirulina major</i> Kützing ex Gomont	-	x	-	-
<i>Spirulina nordstedtii</i> Gomont	x	x	-	-
<i>Xenococcus schousboei</i> Thuret	-	-	-	x
<i>Xenococcus pyriformis</i> Setchell et Gardner	-	-	-	x
<i>Xenotholos</i> cf. <i>starmachii</i> (Geitler) Gold-Morgan et al.	-	-	-	x
Euglenophyceae	-	-	-	-
<i>Euglena</i> sp. 1	x	-	-	-
<i>Euglena</i> spp.	x	x	x	-
<i>Eutreptiella eupharyngea</i> Moestrup et Norris	x	-	-	-
<i>Lepocinclis acus</i> (O. F. Müller) Marin et Melkonian	x	-	-	-
<i>Lepocinclis ovum</i> (Ehrnberg) Lemmermann	x	-	-	-
<i>Lepocinclis oxyuris</i> (Schmarda) Marin et Melkonian	x	-	-	-
<i>Monomorphina pyrum</i> (Ehr.) Mereschkowsky	x	-	-	-
<i>Phacus</i> cf. <i>anomalous</i> Fritsch et Rich	x	-	-	-
<i>Phacus longicauda</i> (Ehr.) DuJ	x	-	-	-
<i>Phacus</i> spp.	x	x	-	-
<i>Trachelomonas</i> cf. <i>abrupta</i> Swirenko emend. Deflandre	x	-	-	-
<i>Trachelomonas volvocinopsis</i> Swirenko	x	x	-	-
<i>Trachelomonas</i> spp.	x	-	x	-
Dinophyceae	-	-	-	-
Peridinales 1	x	x	x	-
Peridinales 2	x	-	-	-
<i>Prorocentrum</i> sp.	x	-	-	-
Chlorophyceae	-	-	-	-
<i>Chlamydomonas</i> spp.	x	-	-	-
<i>Desmodesmus maximus</i> (W. et. G. S. West) Hegewald	x	-	-	-
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	x	-	-	-
<i>Scenedesmus</i> cf. <i>acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat	-	-	-	-
<i>Scenedesmus</i> spp.	x	-	-	-
Cryptophyceae	-	-	-	-
<i>Cryptomonas</i> sp.	x	x	-	-
Chrysophyceae	-	-	-	-
<i>Kephyrion ovale</i> (Lackey) Huber-Pestalozzi	x	x	x	-
Coccinodiscophyceae	-	-	-	-
<i>Thalassiosira eccentrica</i> (Ehrenberg) Cleve	x	-	x	-
<i>Thalassiosira simonseni</i> Hasle et Fryxell	-	x	-	-
<i>Thalassiosira</i> spp.	-	x	x	-
<i>Cyclotella</i> spp.	x	-	x	-
<i>Melosira moniliformis</i> (Müll.) Agardh	-	-	x	x
<i>Melosira nummuloides</i> (Dillw.) C. A. Agardh	-	-	x	x
<i>Paralia sulcata</i> (Ehrenberg) Cleve	x	x	x	-
<i>Aulacoseira ambigua</i> (Grunow) Simonsen	x	-	-	-
<i>Actinoptychus</i> sp.	-	x	-	-
<i>Plagiogramma</i> spp.	-	x	x	-
<i>Terpsinoe americana</i> (Bailey) Ralfs	-	-	-	-
<i>Terpsinoe brebissoni</i> (Kützing) Van Heurck	-	x	x	x
<i>Terpsinoe musica</i> Ehrenberg	-	-	-	x
<i>Terpsinoe</i> sp. 1	-	-	x	-
<i>Eucampia</i> sp.	x	-	-	-
<i>Eunotogramma</i> sp.	x	-	-	-
<i>Dactyliosolen</i> sp.	x	-	-	-
<i>Leptocylindrus minimus</i> Gran	x	-	-	-

(continuação) Tabela 1. Distribuição dos táxons de microalgas de acordo com o substrato onde foram encontradas e a metodologia utilizada para sua obtenção.

Taxa	Fitoplanctônica	Epipélica (Eaton e Moss, 1966)	Epifítica (Foden <i>et al.</i> , 2005)	Epifítica ("in vivo")
Fragilariophyceae	-	-	-	-
<i>Raphoneis castracanei</i> Grunow	-	X	-	-
<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff	X	-	X	-
<i>Thalassionema nitzschioides</i> (Grunow) Van Heurck	X	-	-	-
<i>Thalassionema</i> sp.	-	X	-	-
Bacillariophyceae	-	-	-	-
<i>Eunotia incisa</i> Gregory	X	-	X	-
<i>Lyrella</i> sp.	-	X	-	-
<i>Petronéis granulata</i> (Bailey) Mann	-	X	-	-
<i>Achnantes brevipes</i> Agardh	-	-	-	X
<i>Achnantes longipes</i> Agardh	-	-	-	X
<i>Achnantes</i> sp.	-	-	X	-
<i>Cosmionéis grossepunctata</i> (Hustedt) Mann	-	X	X	-
<i>Luticola inserata</i> var. <i>ondulata</i> (Hustedt) Moser	-	X	X	-
<i>Luticola ventricosa</i> (Kützing) Mann	-	-	X	X
<i>Fallacia</i> sp.	-	X	-	-
<i>Pinnularia</i> spp.	-	X	-	-
<i>Pinnularia yarrensensis</i> (Grunow) Juriej	X	X	-	-
<i>Caloneis westii</i> (Wm. Smith) Hendey	-	X	-	-
<i>Diploneis</i> cf. <i>gruendleri</i> (A. Schmidt) Cleve	-	X	X	-
<i>Diploneis smithii</i> (Brébisson) Cleve	X	-	-	-
<i>Diploneis</i> spp.	X	X	X	-
<i>Diploneis weissflogii</i> (A. Schmidt) Cleve	X	X	X	-
<i>Navicula crucicula</i> (Wm. Smith) Donkin	-	X	-	-
<i>Navicula cryptocephala</i> Kützing	X	X	X	-
<i>Capartograma crucicula</i> (Grunow ex Cleve) Ross	-	X	-	-
<i>Navicula</i> spp.	X	X	X	-
Outras Naviculaceae	X	X	X	-
<i>Pleurosigma angulatum</i> (Quekett) Wm. Smith	-	X	X	-
<i>Pleurosigma</i> spp	X	X	-	-
<i>Gyrosigma acuminatum</i> (Kützing) Rabenhorst	X	X	-	-
<i>Gyrosigma balticum</i> (Ehrenberg) Rabenhorst	-	X	X	-
<i>Gyrosigma distortum</i> (W. Smith) Griffith et Henfrey	-	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> cf. <i>spectabile</i> (Grunow ex Peragallo) Cleve	X	-	X	-
<i>Gyrosigma fasciola</i> (Ehrenberg) Griffith et Henfrey	X	X	-	-
<i>Gyrosigma sinense</i> (Ehrenberg) Desikachary	-	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> sp. 1	X	X	X	-
<i>Craticula riparia</i> (Hustedt) Lange-Bertalot	-	X	-	-
<i>Amphora ovalis</i> (Kützing) Kützing	X	X	X	-
<i>Amphora</i> spp.	-	X	X	-
<i>Bacillaria paxillifera</i> (O. F. Müller) Hendey	X	X	X	-
<i>Tryblionella</i> cf. <i>acuminata</i> W. Smith	X	X	X	-
<i>Tryblionella debilis</i> Amott	-	X	X	-
<i>Tryblionella granulata</i> (Grunow) Mann	-	X	-	-
<i>Tryblionella punctata</i> Wm. Smith	-	X	-	-
<i>Tryblionella</i> sp. 1	-	-	X	-
<i>Psammodictyon panduriforme</i> (Gregory) Mann	X	X	-	-
<i>Nitzschia brevissima</i> Grunow	-	X	X	-
<i>Nitzschia brittoni</i> Hagelstein	-	X	X	-
<i>Nitzschia obtusa</i> var. <i>scallpeliformis</i> Grunow	-	X	X	-
<i>Nitzschia pellucida</i> Grunow	-	X	-	-
<i>Nitzschia reversa</i> Wm. Smith	X	X	X	-
<i>Nitzschia sigma</i> (Kützing) Wm. Smith	X	X	X	X
<i>Nitzschia</i> spp.	X	X	X	-
<i>Nitzschia terrestris</i> (Petersen) Hustedt	X	X	X	X
<i>Giffenia cocconeiformis</i> (Grun.) Round	-	X	-	-
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann et Lewin	X	X	-	-
<i>Cylindrotheca fusiformis</i> Reimann et Lewin	X	X	-	-
<i>Rhopalodia</i> sp.	-	X	-	-
<i>Entomoneis alata</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	X	X	-	-
<i>Entomoneis paludosa</i> (W. Smith) Reimer	X	X	-	-
<i>Surirella</i> sp.	X	-	-	-
Outras diatomáceas cêntricas	X	X	X	-
Outras diatomáceas penadas	X	X	X	-
Outros fitoflagelados	X	-	-	-

4. Referências Bibliográficas

- Baillie, P. M. e Welsh, P. (1980), The effect of tidal resuspension on the distribution of intertidal epipellic algae in a estuary. *Estuarine and Coastal Marine Science*, **10**, 165-180.
- Bicudo, C. E. M. (1990a), Metodologia para o estudo qualitativo das algas do perifíton. *Acta Limnologica Brasiliensia*, **3**, 477-491.
- Bicudo, D. C. (1990b), Considerações sobre metodologias de contagem de algas do perifíton. *Acta Limnologica Brasiliensia*, **3**, 459-475.
- Eaton, J. W. e Moss, B. (1966), The estimation of number and pigment content in epipellic algal populations. *Limnology and Oceanography*, **11**, 584–596.
- Foden, J., Purdie, D. A., Morris, S. e Nascimento, S. M. (2005), Epiphytic abundance and toxicity of *Prorocentrum lima* populations in the Fleet lagoon, UK. *Harmful Algae*, **4**, 1063-1074.
- Laudares-Silva, R. e Cimardi, J. M. (1989), Nota sobre a utilização do “Trapping Method” no estudo das diatomáceas epipéllicas do manguezal de Ratonés – Florianópolis – SC. *Insula*, **19**, 299-304.
- Main, S. P. e McIntire, C. D. (1974), The distribution of epiphytic diatoms in Yaquina Estuary, Oregon (U.S.A). *Botanica Marina*, **17**, 88-99.
- Matsuoka, K. e Fukuyo, Y. (2003), Taxonomy of cysts. In: Hallegraeff, G. M., Anderson, D. M. e Cembella, A. D. (Eds.) *Manual on Harmful Marine Microalgae*. Paris: UNESCO. p. 563–592.
- Miranda, L. B., Castro, B. M. e Kjerfve, B. (2002), *Princípios de oceanografia física de estuários*. São Paulo: Edusp. 414p.
- Moschini-Carlos, V. (1999), Importância, estrutura e dinâmica da comunidade perifítica nos ecossistemas aquáticos continentais. In: Pompêo, M. L. M. (Ed.) *Perspectivas na Limnologia do Brasil*. São Luís: Gráfica e editora União. 198p.
- Pompêo, M. L. M. e Moschini- Carlos, V. (2003), *Macrófitas aquáticas e perifíton: aspectos ecológicos e metodológicos*. São Carlos: Editora Rima-FAPESP. 130p.
- Pouličková, A., Hašler, P., Lysáková, M. e Spears, B. (2008), The ecology of freshwater epipellic algae: an update. *Phycologia*, **47(5)**, 437-450.
- Pritchard, D. W. (1967), What is an estuary: physical viewpoint. In: Lauff, G. H. (Ed.) *Estuaries*. Washington, D.C: Amer. Assoc. Adv. Sci. Publ., no. 83. p. 3-5.
- Reynolds, C. S. (1984), *The ecology of freshwater phytoplankton*. Cambridge: Cambridge University Press. 384p.

- Ribeiro, L., Brotas, V., Mascarell, G. e Couté, A. (2003), Taxonomic survey of the microphytobenthic communities of two Tagus estuary mudflats. *Acta Oecologica*, **24**, 117-123.
- Riznyk, R. Z. (1973), Interstitial diatoms from two tidal flats in Yaquina Estuary, Oregon, USA. *Botanica Marina*, **16**, 113-138.
- Round, F. E. (1960), The diatom flora of salt marsh on the River Dee. *New Phytologist*, **59**, 332-348.
- Round, F. E. (1971), Benthic marine diatoms. *Oceanography and Marine Biology: an annual review*, **9**, 83-139.
- Round, F. E. e Palmer, J. D. (1966), Persistent, vertical-migration rhythms in benthic microflora II. Field and laboratory studies on diatoms from the banks of the river avon. *Journal of the Marine Biological Association of the UK*, **46**, 191-214.
- Sartori, L. P. e Nogueira, M. G. (1998), Estudo limnológico na região estuarina dos rios Fazenda e Picinguaba, Parque Estadual da Serra do Mar (Ubatuba, SP), com ênfase na dinâmica dos nutrientes químicos. *Anais do IV Simpósio de Ecossistemas Brasileiros*, **1**, 296-310.
- Schwarzbald, A. (1990), Métodos ecológicos aplicados ao estudo do perifíton. *Acta Limnologica Brasiliensia*, **3**, 545-592.
- Shimeta, J. e Sisson, J. D. (1999), Taxon-specific tidal resuspension of protists into the subtidal benthic boundary layer of a coastal embayment. *Marine Ecology Progress Series*, **177**, 51-62.
- Simonsen, R. (1974), The diatom plankton of the Indian Ocean Expedition of R/V "Meteor" 1964-1965. *"Meteor" Forsch.-Ergebnisse*, **19**, 1-107.
- Sládecková, A. (1962), Limnological investigation methods for the periphyton ("Aufwuchs") community. *Botanical Review*, **28**, 286-350.
- Smayda, T. J. (1983), The phytoplankton of estuaries. In: Ketchum, B. H. (Ed.) *Estuaries and enclosed sea*. Amsterdam: Elsevier Scientific Publishing. p. 65-102.
- Souza Sobrinho, R. J., Bresolin, A. e Klein, R. M. (1969), Os manguezais na Ilha de Santa Catarina. *Insula*, **2**, 1-21.
- Stevenson, R. J. (1996), An introduction to algal ecology in freshwater benthic habitats. In: Stevenson, J. R., Bothwell, M. L., Lowe, R. L. (Eds) *Algal Ecology freshwater benthic ecosystems*. Boston: Academic Press. Aquatic Ecology Series. 753 p.
- Sumich, J. L. e Morrissey, J. F. (2004), *Introduction to the Biology of Marine Life*. Jones and Bartlett Publishers, 8th ed. 449p.

- Tai, Y. C. e Hodgkiss, I. J. (1975) Studies on Plover Cove Reservoir, Hong Kong II. Seasonal changes in naturally occurring periphytic communities. *Freshwater Biology*, **5**, 85-103.
- Tundisi, J. G. (1970), O plâncton estuarino. *Contribuições Inst. Oceanográfico da Universidade de São Paulo*, **19**, 1-22.
- Utermöhl, H. (1958), Zur Vervollkommung der quantitativen phytoplankton-methodik. *Mitteilung Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, **9**, 1-38.
- Wetzel, R. G. (1964), A comparative study of the primary productivity of higher aquatic plants, periphyton, and phytoplankton in a large, shallow lake. *International Revue ges. Hydrobiologie*, **49(1)**, 1-61.
- Wetzel, R. G. (1983), Recommendations for future research on periphyton,. In: Wetzel, R. G. (Ed.) *Periphyton of freshwater ecosystems*. The Hague: Dr. W. Junk Publishers. p. 339-346.

Microalgas fitoplanctônicas e ficoperifíticas no estuário do Rio Ratonés, SC, Brasil

Resumo

Este trabalho apresenta o levantamento da flora fitoplanctônica e ficoperifítica no estuário do Rio Ratonés. Foram realizadas duas coletas, uma em março e outra em agosto de 2008, em maré alta e baixa, em três estações de coleta. A análise qualitativa das amostras permitiu a identificação de 185 táxons específicos e infra-específicos, distribuídos entre os grupos Cyanophyceae (20), Euglenophyceae (23), Dinophyceae (2), Chlorophyceae (22), Xantophyceae (2), Chrysophyceae (2), Coscinodiscophyceae (34), Fragilariophyceae (7) e Bacillariophyceae (73). Entre as microalgas epipéllicas, o grupo mais freqüente foram as diatomáceas. Cianobactérias e diatomáceas foram os únicos grupos de epífíticas encontrados no material analisado.

Abstract

This work presents the survey of phytoplanktonic and phycoperiphytic flora in the Ratonés River Estuary. Two collections were made, in March and August 2008, in high and low tide conditions and in three different sites. Qualitative analysis of samples identified 185 specific and infra-specific taxa, distributed in the following groups: Cyanophyceae (20), Euglenophyceae (23), Dinophyceae (2), Chlorophyceae (22), Xantophyceae (2), Chrysophyceae (2), Coscinodiscophyceae (34), Fragilariophyceae (7) and Bacillariophyceae (73). Diatoms were the more frequent group among epipellic microalgae. Cyanobacteria and Diatoms were the only epiphytic group found in the analyzed material.

1. Introdução

O conhecimento sobre a diversidade de fitoplâncton e microfítobentos existente em ambientes estuarinos no estado de Santa Catarina é ainda muito escasso. No Estado, a ilha de Santa Catarina se destaca como local mais estudado, sendo as diatomáceas o grupo mais conhecido (Moreira-Filho, 1985; Souza-Mosimann, 1985; Souza-Mosimann, 1988; Araújo *et al.*, 1989; Souza-Mosimann, 1989; Moreira-Filho *et al.*, 1990; Felício-Fernandes *et al.*, 1994; Felício-Fernandes e Souza-Mosimann, 1994; Souza-Mosimann *et al.*, 2001; Souza-Mosimann e Laudares-Silva, 2005). Para outros grupos, e não somente em estuários, temos os trabalhos de Casagrande *et al.* (2000), Antunes *et al.* (2007) e Alves-da-Silva e Tamanaha (2008). Especificamente sobre as diatomáceas do estuário do Rio Ratonés, citam-se os trabalhos de Laudares-Silva e Cimardi (1989) e Fernandes *et al.* (1990).

A Bacia Hidrogáfica do Rio Ratonés, por ser uma bacia relativamente pequena, sofre uma grande influência marinha, principalmente no baixo e médio curso do Rio Ratonés, seu principal contribuinte. Nesta região encontram-se as maiores formações de manguezal da Ilha de Santa Catarina, onde parte apresenta-se protegida desde a criação da Estação Ecológica de Carijós em 1986. Distribuindo-se ao longo do Rio Ratonés e circundando seu estuário, o manguezal situa-se em região de águas calmas, sujeita a inundações periódicas, causadas por amplas variações no nível de marés (Souza Sobrinho *et al.*, 1969).

Em 1949, através de obras de drenagem realizadas pelo Departamento de Obras e Saneamento (DNOS), o Rio Ratonés teve o seu curso retilinizado e suas dimensões alteradas ocasionando uma redução da área do manguezal adjacente. Apesar disso, Pagliosa e Barbosa (2006) e Pagliosa *et al.* (2005, 2006a, 2006b), ao compararem áreas

urbanizadas e não urbanizadas em estuários da Ilha de Santa Catarina e do continente adjacentes em relação à qualidade da água e sua interferência nas comunidades bentônicas e epipélicas, mostraram que o estuário do Rio Ratonés é ainda o mais preservado da região.

Com abordagem mais ampla do que os trabalhos focados apenas em diatomáceas, este trabalho tem como objetivo ampliar o conhecimento ficológico no Estado de Santa Catarina.

2. Material e Métodos

A Bacia Hidrográfica do Rio Ratonés (27°26'04'' e 27°32'35'' latitude sul e 48°25'04'' e 48°31'49'' longitude oeste) situa-se na porção norte da Ilha de Santa Catarina e abrange 61 quilômetros quadrados de área.

As coletas foram realizadas em três estações de amostragem ao longo do Rio Ratonés (Fig. 1), em período de maré alta e baixa: estação 1 (P1) (27°28'01.43''S; 48°30'49.63''O), localizada na foz do Rio Ratonés na Baía Norte, com influência direta das marés. O solo é lodoso próximo das margens e arenoso no centro do rio.

As margens são formadas por marismas e árvores de manguezal. Nesta região observa-se uma grande quantidade de pneumatóforos onde macroalgas das espécies *Caloglossa cf. ogasawaraensis* Okamura, *Gayralia oxysperma* (Kütz.) K. L. Vinogr. ex Scagel *et al.*, *Rhizoclonium tortuosum* (Dillwyn) Kütz e *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne foram as epífitas encontradas. Esta estação se encontra dentro da Estação Ecológica de Carijós, sendo a área mais preservada dentre as três estações; estação 2 (P2) (27°28'48.80''S; 48°29'15.70''O), localizada na ponte sobre o Canal DNOS na SC-401. O solo é lodoso e suas margens são cobertas por árvores de

manguezal. Também possui grande influência das marés. Nesta estação as principais macroalgas epífitas encontradas sobre os pneumatóforos foram *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post. Esta área sofre forte interferência da ocupação urbana à montante; estação 3 (P3) (27°30'02.90"S; 48°28'03.14"O), localizada no bairro de Ratoões, próximo a uma área urbana e rural. Neste local as margens do rio apresentam pequenas manchas de vegetação de manguezal. O restante é composto por pastagens e vegetação de restinga. Há poucas macroalgas sendo *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne a única espécie epífita encontrada sobre as casca das árvores de manguezal e alguns pneumatóforos.

As coletas de fitoplâncton e do ficoperifíton (epifíton e epipélton) foram realizadas em cada uma das três estações (P1, P2, P3) no verão (março de 2008) e inverno (agosto de 2008).

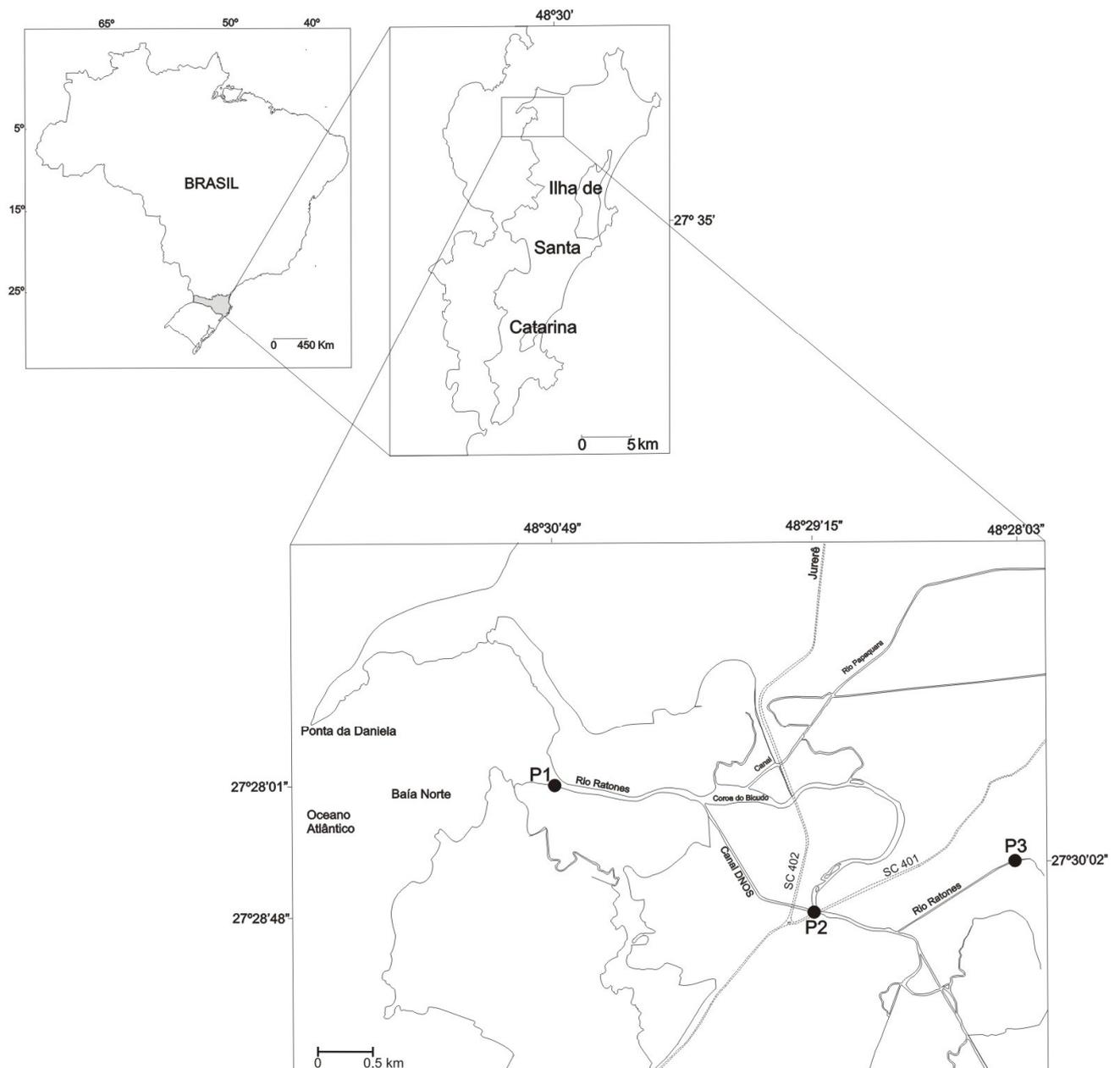


Figura 1. Bacia Hidrográfica do Rio Ratoles com as estações de coleta.

As amostras do fitoplâncton foram obtidas com rede de abertura de malha de 20 μm , as epipélicas através de amostras superficiais do sedimento, com auxílio de um core (10 cm diâmetro por 2 cm de altura), e as epifíticas através das remoção manual de

pneumatóforos ou de macroalgas presentes em cada estação de amostragem. As amostras de fitoplâncton coletadas com rede foram analisadas vivas, tendo sido uma parte fixada com formaldeído 4%.

Subamostras para estudo das diatomáceas foram oxidadas segundo a técnica de Simonsen (1974). Lâminas permanentes foram montadas com Naphrax, para auxiliar na identificação dos táxons. Para a obtenção dos organismos presentes no sedimento aplicou-se o “trapping method” (Eaton e Moss, 1966).

As algas epifíticas foram observadas no próprio substrato ao microscópio óptico e, posteriormente, raspadas para que se pudesse melhor analisar as características necessárias para identificação. Para a identificação das populações, amostras com material vivo e fixado foram analisadas sob fotomicroscópio Olympus BX-50.

Para a análise em microscopia eletrônica de varredura (MEV, marca JEOL 6390 LV e Phillips XL30, operando em 10 kV), parte do material oxidado foi depositado em lamínulas fixadas a suportes de alumínio com fita de carbono, posteriormente secos em temperatura ambiente e recobertos com ouro (~300 Angstroms) utilizando-se metalizador Baltec, modelo CED030.

Para o cálculo da quantidade de fultopórtulas em 10 μm foi utilizada a fórmula $(n \cdot 10 / \pi \cdot d)$ apresentada por Hasle (1983), onde “n” é o número de fultopórtulas da valva e “d” o diâmetro.

Para as categorias taxonômicas infra-classes e identificação dos táxons foram utilizadas obras especializadas para cada grupo, principalmente: Desikachary (1959), Komárek e Anagnostidis (1986, 1999, 2005), Sant’anna *et al.* (1995) para Cyanophyceae; Fensome *et al.* (1993) para Dinophyceae; Huber-Pestalozzi (1955), Marin *et al.* (2003), Kosmala *et al.* (2007), Tell e Conforti (1986) para Euglenophyceae; Huber-Pestalozzi (1961), Komárek (1983), Komárek e Fott (1983),

Sant'anna (1988) para Chlorophyceae; Förster (1969) para Zygnematophyceae; Ettl (1978) para Xantophyceae; Huber-Pestalozzi (1962) para Chrysophyceae; Patrick e Reimer (1966), Hendey (1964), Hustedt (1955, 1927-30, 1961-66, 1985), Peragallo e Peragallo (1965), Krammer e Lange-Bertalot (1986, 1988, 1991), Metzeltin e Lange-Bertalot (1998) para Coscinodiscophyceae, Fragilariophyceae e Bacillariophyceae.

As amostras do fitoplâncton, do perifíton e das lâminas permanentes foram depositadas no Herbário FLOR do Departamento de Botânica da UFSC.

3. Resultados e Discussão

A análise qualitativa das amostras, a partir do fitoplâncton de rede, permitiu a identificação de 185 táxons específicos e infra-específicos, distribuídos entre os grupos Cyanophyceae (20), Euglenophyceae (23), Dinophyceae (2), Chlorophyceae (22), Xantophyceae (2), Chrysophyceae (2), Coscinodiscophyceae (34), Fragilariophyceae (7) Bacillariophyceae (73).

Cyanophyceae

Chroococcales

Synechococcaceae

Aphanothecoideae

Aphanothece stagnina (Sprengel) A. Braun, In Rabenhorst, Flora Eur. Algar. 157 & 158, 1572. 1863.

Basônimo: *Coccochloris stagnina* Sprengel, Fl. Halens., v. 1, p. 14. 1807.

(Pr. I, fig. 1)

Colônias 360 x 120 µm; células 2,5-5 µm compr., 2,5-3,6 µm larg.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 86, fig. 75; Werner (1988), p. 40, fig. 14.

Merismopediaceae

Merismopedioideae

Merismopedia convoluta Brébisson, In Kützing, Spec. Algar., p. 472. 1849.
(Pr. I, fig. 2)

Diam. colônia ca. 500 µm; 3,75-7,5 µm compr., 2,5-5 µm larg.
Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 180, fig. 226; Werner (1988), p. 35, fig. 2-3.

Chroococcaceae

Chroococcus turgidus (Kützing) Nägeli, Gatt. Einz. Algen. p. 46. 1849.
Basônimo: *Protococcus turgidus* Kützing, Tab. Phycol. v. 1, p. 5. 1846.
(Pr. I, fig. 3)

Colônias ca. 30 µm; células 12,5-30 µm compr., 7,5-17,5 µm larg.
Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 306, fig. 407.

Hydrococcaceae

Myxohyella sp.

(Pr. II, fig. 1)

Talo pseudoparenquimatoso; células terminais alongadas, com ca. 7-14 µm compr., 7,5-10 µm diam.; células internas mais curtas, irregulares, ca. 3-8 µm diam. Apresentam de 1 a 2 grânulos em seu conteúdo celular; epífita em *Caloglossa* cf. *ogasawaraensis* Okamura; a morfologia dos exemplares se aproxima da espécie citada em Sant'Anna et al. (1995) como *Myxohyella* sp2, com medidas das células internas 2-2,5 diâmetro, células terminais 2,5-5 µm diam. e 10-17 µm compr.; no entanto, não sendo citada a presença de grânulos para *M. sp2*. *M. papuana* apresentou medidas maiores no comprimento das células terminais (8-30 µm) e com menor diâmetro (2-3 µm) que a encontrada no presente estudo, e *M. sp1* não apresentava pseudoparênquima. Em Branco et al. (2003), o diâmetro das células terminais da espécie de *Myxohyella* encontrada por estes autores é bem menor (1,8-3,2 µm) que a espécie do presente estudo.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 355; Branco et al. (2003), p. 588, fig. 2-3; Sant'Anna et al. (1995), p. 394, fig. 37, 40, 41.

Xenococcaceae

Xenococcus schousboei Thuret, Notes Algol. 2: 73. 1880.

(Pr. II, fig. 2, 3)

Células arredondadas, 4-6 µm diam., inicialmente isoladas, depois reunidas em pequenos agregados dentro de uma colônia poligonal; colônias encrustrantes, achatadas, fixas no substrato; presença de baeócitos; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 430, fig. 562; Branco et al. (2003), p. 589, fig. 5-6. Sant'Anna et al. (1995), p. 398, fig. 42-49, 90.

Xenococcus pyriformis Setchell et Gardner, In Gardner, University of California Publications in Botany, 6:436. 1918.

(Pr. II, fig. 4)

Células 10-25 µm compr., 10-15 µm larg.; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 430, fig. 563; Nogueira e Ferreira-Correia (2001), p. 350, fig. 7 e 9.

Xenotholos cf. *starmachii* (Geitler) Gold-Morgan Gold-Morgan, Montejano et Komárek, Arch. Protistenk. 144: 391. 1994.

Basônimo: *Xenococcus minimus* var. *starmachii* Geitler, In Rabenhorst's Krypt.-Fl. 14: 1-1196, Akad. Verlagsges., Leipzig. 1932.

(Pr. II, fig. 5)

Células ovóides, 2,5 µm compr., 1,75 µm larg., solitárias ou em grupos isolados, colônias adultas com células alinhadas paralelamente, formando uma ou duas camadas de células; colônia 27,5-42,5 x 17,5-27,5 µm; células um pouco maiores do que as descritas por Komárek e Anagnostidis (1999); não foram encontradas outras descrições para o gênero; epífita em *Rhizoclonium tortuosum* (Dillwyn) Kütz. Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 440, fig. 581.

Oscillatoriales

Pseudanabaenaceae

Pseudanabaenoideae

Geitlerinema acutissimum (Kuffer.) Anag., Pl. Syst. Evol., 164:38. 1989.

Basônimo: *Oscillatoria acutissimum* Kuffer., Annales de Biologia Lacustre 7: 264. 1914.

(Pr. II, fig. 6, 7)

Células 4-5-7,5 µm compr., 2,08-3 µm larg.; células 1,3-2,5 vezes mais longas que largas; epífita em *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 126, fig. 133; Anagnostidis (1989), p. 36 e 38, fig. 4 f.

Geitlerinema amphibium (Agardh ex Gomont) Anagnostidis, Pl. Syst. Evol. 164, p. 35, 37. 1989.

Basônimo: *Oscillatoria amphibia* Agardh ex Gomont, Ann. Sci. Nat. Sér. 7, v. 16, p. 221. 1892.

(Pr. I, fig. 4)

Células 7-10 µm compr., 3 µm larg.; células 2,3-3 vezes mais longas que largas.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 127, fig. 136.

Spirulinoideae

Spirulina nordstedtii Gomont, Ann. Sci. Nat., Sér. 7, 15: 263-368, 16: 91-264. 1892.

(Pr. II, fig. 8)

Tricomas 1,25-5 µm diam.; espiras 2,5-5 µm distantes uma das outras, 2,5-5 µm altura; epífita em *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 148, fig. 175.

Spirulina major Kützing ex Gomont, Ann. Sci. Nat. Bot. Sér. 7, 15:263-368, 16:91-264. 1892.

(Pr. I, fig. 5)

Tricoma 2,5 µm diam.; espiras 3,75 µm distantes uma das outras, 7,5 µm altura.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 148, fig. 173. Branco et al. (2003), p. 591, fig. 20.

Borziaceae

Komvophoron anabaenoides (Jao et Lee) Anagnostidis et Komárek, Arch. Hydrobiol. Suppl. 80: 373. 1988.

Basônimo: *Phormidium anabaenoides* Jao et Lee, Rep. Sci. Res. Exped. Qomolangma Feng Reg., 1966-1968, p. 123. 1974.

(Pr. I, fig. 7)

Células 2,5 µm compr., 2,5-3 µm larg.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 336, fig. 464.

Komvophoron constrictum (Szafer) Anagnostidis et Komárek, Arch. Hydrobiol. Suppl. 80: 373. 1988.

Basônimo: *Oscillatoria constricta* Szafer, Bull. Int. Acad. Sci. Lett. Cracovie, sér. B, 1910: 164. 1911.

(Pr. I, fig. 6)

Células 2-7,5 µm compr., 2,5-4 µm larg.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 333, fig. 462.

Phormidiaceae

Phormidioideae

Phormidium retzii Gomont, Ann. Sci. Nat. Bot., Sér. 7, 16: 175. 1892.

(Pr. II, fig. 9)

Células 2,5-5 µm compr., 5-7,5 µm larg.; células 1,5-2 vezes mais largas que longas; epífita em *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 454, fig. 666; Branco et al. (1999), p. 78, fig. 39-40.

Phormidium simplicissimum (Gomont) Anagnostidis et Komárek, Arch. Hydrobiol. Suppl. v. 80, n. 1-4, Algol. Studies, v. 50-53, p. 406. 1988.

Basônimo: *Oscillatoria simplicissima* Gomont, Ann. Sci. Nat., Ser. 7 (16): 219. 1892.
(Pr. I, fig. 8)

Células 2,5-5 µm compr., 5-7,5 µm larg.; células 1-3 vezes mais largas do que longas.
Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 449, f. 654. Mirande e Tracanna (2004), p. 38, fig. 14.

Microcoleoideae

Coleofasciculus chthonoplastes (Thuret ex Gomont) Siegesmund, J. R. Johansen et Friedl, Journal of Phycology 44: 1575. 2008.

Basônimo: *Microcoleus chthonoplastes* Thuret ex Gomont, Ann. Sci. Nat. Bot. 15: 353, pl. 14, figs. 5, 8. 1892.

(Pr. II, fig. 10, 11)

Filamentos 20-52 µm diam.; células 4-5 µm compr., 2,5-5 µm larg.; células 1,5-2 vezes mais longas que largas; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.
Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 536; Desikachary (1959), p. 343, pr. 60, fig. 7-9.

Oscillatoriaceae

Oscillatorioideae

Lyngbya aestuarii Liebman ex Gomont, Ann. Sci. Nat. Bot. 16: 127. 1892.

(Pr. II, fig. 12)

Células 2,5 µm compr., 7,5-15 µm larg.; células 3-6 vezes mais largas que longas; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.
Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 621, fig. 947-948; Crispino e Sant'Anna (2006), p. 645, fig. 13-14.

Oscillatoria curviceps Agardh ex Gomont, Monogr. Oscillariées, 213, pl. 6, fig. 14. 1892.

(Pr. I, fig. 9)

Células 2,5-7,5 µm compr., 10-12,5 µm larg.; células 1,3-5 vezes mais largas que longas; semelhante à *Oscillatoria meslinii* Frémy, porém, com dimensões maiores.
Obra consultada: Komárek e Anagnostidis (1999), p. 589, fig. 879; Desikachary (1959), p. 209, pl. 38, fig. 2.

Oscillatoria sp.

(Pr. I, fig. 10, 11)

Tricomas geralmente isolados, verde-amarelados, não atenuados, não constrictos, conteúdo celular homogêneo, paredes celulares granuladas, célula apical capitada com espessamento da parede, células 2-2,5 µm compr., 15-20 µm larg., células 7-10 vezes mais largas que longas; exemplares com características muito semelhantes à

Oscillatoria gracile Azevedo e Sant'Anna (1993), entretanto as medidas da largura das células dessa espécie (7,6-8,6 μm) são muito menores que as encontradas para os espécimes de *Oscillatoria* do presente estudo.

Obra consultada: Azevedo e Sant'Anna (1993), p. 21, fig. 19-26.

Nostocales

Nostocaceae

Anabaenoideae

***Anabaena* sp.**

(Pr. I, fig. 12)

Células 2,5 μm compr., 5 μm larg.; heterocitos intercalares, equidistantes, arredondados, 5 μm compr., 7,5 μm diâmetro; não foram observados acinetos e, portanto a espécie não pode ser identificada.

Euglenophyceae

Euglenales

Euglenaceae

Euglena agilis Carter, Annls Mag. nat. Hist., 18(105): 240, pl. 6, fig. 62. 1856.

(Pr. III, fig. 1)

Célula 25 μm compr.; flagelo 50 μm .

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 51, fig. 66: a, b; Menezes (1989), p. 59, fig. 30-32.

Eutreptiella eupharyngea Moestrup et Norris, Phycologia 25(1): 109-126. 1986.

(Pr. III, fig. 3)

Células 40-47 x 10 μm .

Obra consultada: Walne et al. (1986), p. 110.

Lepocinclis acus (O. F. Müller) Marin et Melkonian, Protist 154: 104. 2003.

Basônimo: *Vibrio acus* O. F. Müller, Animalc. Infus. P. 59, tab. 8, fig 9, 10. 1786.

(Pr. III, fig. 4)

Células 70-72,5 μm compr., 5-7,5 μm larg.; Rc/l: ca. 12 ; apêndice caudal: 12,5-25 μm .

Obra consultada: Marin et al. (2003), p. 104.

Lepocinclis ovum (Ehrnberg) Lemmermann var. ***dimidio-minor*** Deflandre, Bull. Soc. Bot. France 24(4): 1121, fig. 25-28. 1924.

(Pr. III, fig. 5)

Células 17,5-20 μm compr., 10 μm larg; Rc/l: ca. 1,8.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 64, fig. 100 a-b; Menezes e Fernandes (1987), p. 60, fig. 13.

Lepocinclis oxyuris (Schmarda) Marin et Melkonian **f. minima** Bourrelly
Basônimo: *Euglena oxyuris* Schmarda f. *minima* Bourrelly, Bull. Mus. Hist. Nat., ser. 2, 21(5): 612-616. 1949.

(Pr. III, fig. 2)

Indivíduo livre-natante, metabólico, célula alongada-cilíndrica e levemente torcida, 75 µm compr., 12,5-17,5 µm larg., Rc/l: ca. 5,15; pólo anterior da célula arredondado a levemente truncado, apêndice caudal cônico 7,5-10 µm, periplasto estriado, grãos de paramilo cilíndricos, um anterior e outro posterior, 12,5-15 x 2,5-5 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 45, fig. 49: a-c; Albuquerque e Menezes (1997), p. 3, fig. 4., Marin et al. (2003), p. 104.

Lepocinclis salina Fritsch **var. salina**, New Phytologist 13: 351, fig. 3a-b, e. 1914.

(Pr. III, fig. 6)

Célula 37,5-40 µm compr., 35 µm larg.; Rc/l: ca. 1,1; flagelo aprox. 50 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 60, fig. 89: a-f; Menezes e Fernandes (1987), p. 60, fig. 9.

Lepocinclis spirogyroides Marin et Melkonian, Protist 154: 99-145. 2003.

(Pr. III, fig. 7)

Célula 62,5 µm compr., 15 larg.; Rc/l: ca. 4,16; flagelo 50 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 42, fig. 39: a-d; Alves-da-Silva e Fortuna (2006), p. 417, fig. 18; Marin et al. (2003), p. 104.

Monomorphina pyrum (Ehrenberg) Mereschkowsky emend. Kosmala et Zakryś, J. Phycol. 43: 177. 2007.

Basônimo: *Euglena pyrum* Ehrenberg, Phys. Abh. Akad. Wiss. Berlin 1831: 72, pl. 7, fig. 11. 1832.

(Pr. III, fig. 8)

Célula piriforme 22,5-27,5 µm compr., 7,5-10 µm larg.; Rc/l: ca. 2,8; apêndice caudal 10-12,5 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 99, fig. 197: a-c.; Alves-da Silva e Fortuna (2008), p. 695, f. 72-74 (como *Phacus pyrum*); Kosmala et al. (2007), p. 177.

Phacus anomalus Fritsch et Rich, Trans. R. Soc. S. Afr. 18(1): 73, f. 24 h-n. 1929.

(Pr. III, fig. 9)

Célula torcida, com duas partes desiguais, 27,5 µm de compr., 22,5-27,5 µm de larg., 12,5 µm espessura; Rc/l: ca. 1,0; apêndice caudal 2,5 µm; corte óptico cuneado; não foi possível fazer medidas dos grãos de paramido, devido ao número insuficiente de indivíduos. Exemplares muito semelhantes a *P. curvicauda*.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 91, fig. 173: a-g; Menezes (1986), p. 90, fig. 22-24; 27-29.

Phacus curvicauda Swirenko, Arch. Hydrobiol. Plank., 10: 333, pl. 2, fig. 13-16. 1915.

(Pr. III, fig. 10)

Célula 25-30 µm compr., 17,5-20 µm larg.; Rc/l: ca. 1,5; apêndice caudal 2,5 µm; flagelo 12,5-25 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 91, fig. 171: a-g; Albuquerque e Menezes (1997), p. 4, fig. 17-19.

Phacus hamatus Pochmann, Arch. Protistenk., 95(2): 182, fig. 86 a-f. 1942.

(Pr. III, fig. 11)

Célula 37,5-45 µm compr., 30 µm larg.; Rc/l: ca. 1,2; apêndice caudal 10-12,5 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 84, fig. 148: a-e; Alves-da-Silva e Torres (1994), p. 53, fig. 69-72.

Phacus longicauda var. *longicauda* (Ehrenberg) Dujardin, Hist. Nat. Zooph. Infus. 337, pl. 5, fig. 6. 1841.

Basônimo: *Euglena longicauda* Ehrenberg, Phys. Abh. Akad. Wiss. Berlin 183:83. 1830.

(Pr. III, fig. 12)

Células 87,5-120 µm compr., 37,5 µm larg.; Rc/l: ca. 2,75; apêndice caudal 62,5 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 95, fig. 183: a,b; Menezes e Fernandes (1987), p. 61, fig. 18.

Phacus longicauda (Ehr.) Duj. var. *tortus* Lemm., Kryptogamenfl. Mark Brandenburg, 3: 511. 1910.

(Pr. III, fig. 13)

Célula 62,5 µm compr., 32,5 µm larg.; Rc/l: ca. 1,9; apêndice caudal 25 µm.

Obra consultada: Albuquerque e Menezes (1997), p. 5, fig. 29; Alves-da-Silva e Fortuna (2008), p. 691, fig. 47-48.

Phacus suecicus Lemmermann var. *suecicus*, In Pascher, Süßwasserfl. Deutsch. 2(2):139, fig. 49. 1913.

(Pr. III, fig. 14)

Células 32,5-35 µm compr., 20-22,5 µm larg.; Rc/l: ca. 1,5; apêndice caudal 5-7,5 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 100, fig. 200; Alves-da-Silva e Fortuna (2008), p. 697, fig. 90.

Trachelomonas abrupta Swirenko emend. Deflandre, Revue gén. Bot. 38: 695, fig. 344-346, 352, 354-361, 365. 1926.

(Pr. III, fig. 15)

Lórica 37,5 µm compr., 25 µm larg.; Rc/l: 1,5; poro 2,5 µm diâmetro.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 127, fig. 263: a-h.

Trachelomonas armata (Ehrenberg) Stein var. *steinii* Lemmermann emend. Deflandre, Révue gén. Bot. 38:690, pl. 6, fig. 314, 316, 322-324, 326-327. 1926.

(Pr. III, fig. 16)

Lórica 35 µm compr., 30 µm larg.; Rc/l: 1,16 ; espinhos posteriores 7,5 µm.
Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 131, fig. 276: a-h; Menezes e Fernandes (1987), p.65, fig. 42.

Trachelomonas hispida (Perty) Stein emend. Deflandre **var. coronata** Lemmermann, In Pascher, Süßwasserfl. Deutsch. 2(2):150. 1913.

(Pr. III, fig. 17)

Lórica 37,5 µm compr., 22,5 µm larg.; Rc/l: 1,6 ; colo 2,5 x 2,5 µm.
Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 133, fig. 281: a-b; Alves-da-Silva e Ávila (1994), p. 37, fig. 28, 29.

Trachelomonas hispida (Perty) Stein emend. Deflandre **var. duplex** Deflandre, Rêvue gén. Bot., 38: 652, pl. 3, fig. 224-226. 1926.

(Pr. III, fig. 18)

Lórica 27,5 µm compr., 20 µm larg.; Rc/l: ca. 1,4; colo 2,5 x 3 µm.
Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 134, fig. 284: a,b; Alves-da-Silva e Tamanaha (2008), p. 157, fig.51.

Trachelomonas hispida (Perty) Stein emend. Deflandre **var. hispida**, Rêvue gén. Bot., 38: 650, pl. 3, fig. 203, 207-208. 1926.

Basônimo: *Chonemonas hispida* Perty, Mitt. naturf. ges. Bern., 1849:33. 1849.

(Pr. III, fig. 19)

Lóricas 22,5-25 µm compr., 17,5 µm larg.; Rc/l: ca. 1,35; espinhos até 2,5 µm compr.; flagelo 30 µm.
Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 133, fig. 278(a-g)-279; Albuquerque e Menezes (1997), p. 7, fig. 50.

Trachelomonas lemmermannii Woloszynska emend. Deflandre **var. lemmermannii**, Rêvue gén. Bot., 38: 396, pl. 7, fig. 379-380, 396, 398, 405-406. 1926.

(Pr. III, fig. 20)

Lórica 30 µm compr., 15 µm larg.; Rc/l: 2.
Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 127, fig. 261.

Trachelomonas planctonica Swir. **var. flexicollis** Balech, An. Mus. Argent. Cienc. Nat., 41: 279, fig. 103, 211. 1944.

(Pr. III, fig. 21)

Lóricas 20-25 µm compr., 15-20 µm larg.; Rc/l: ca. 1,3; colo 5 x 5 µm; flagelo 50 µm.
Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 151, fig. 342: a-e; Alves-da-Silva e Tamanaha (2008), p. 159, fig. 55.

Trachelomonas volvocinopsis Swirenko **var. volvocinopsis**, Arch. Hidrobiol. Plankt. 9: 633, pl. 9, fig. 1-3. 1914.

(Pr. III, fig. 22)

Lórica 12,5-30 µm diâmetro; poro 2,5 µm; flagelo 25 µm.

Obra consultada: Albuquerque e Menezes (1997), p. 9, fig. 64; Tell e Conforti (1986), p. 114, fig. 215: a-d.

Strombomonas fluviatilis (Lemmermann) Defl. **var. levis** (Lemmermann) Skvortzov, Arb. Biolog. Sungari-Station, 1(2): 78, pl. 6, fig. 33. 1925.

Basônimo: *Trachelomonas fluviatilis* var. *levis* (Lemmermann) Skvortzov, J. North-China Branch Roy. Asiat. Soc., ser. 2, 53:193. 1922.

(Pr. III, fig. 23)

Lórica 65 µm compr., 30 µm largura; Rc/l: 2,16 ; apêndice caudal 12,5-15 µm; colo 7,5 x 7,5 µm.

Obra consultada: Tell e Conforti (1986), p. 175, fig. 411: a-c; Alves-da-Silva e Tamanaha (2008), p. 155, fig. 40.

Dinophyceae

Peridinales 1

Célula 23-26 µm compr., 27 µm larg.; não foi possível observar as placas tecais.

Peridinales 2

Célula 32 µm compr., 25 µm larg.; não foi possível observar as placas tecais.

Chlorophyceae

Volvocales

Chlamydomonadineae

Chlamydomonadaceae

Chlamydomonas cf. *pertyi* Goroschankin, Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou, N. S.:1, pl. 1, fig. 13-22. 1891.

(Pr. IV, fig. 1)

Célula arredondada, 37,5 µm diam., papila anterior semiesférica, um cloroplasto urceolado, um pirenóide basal, dois flagelos apicais de tamanhos iguais ca. 25 µm; poucos exemplares para que fosse possível a confirmação da espécie.

Obra consultada: Huber-Pestalozzi (1961), p. 155, pr. 38, fig. 129.

Chlorococcales

Hydrodictyon

Pediastrum duplex var. *gracillimum* West et G. S. West, J. Roy. Microsc. Soc., London, 14: 1-17. 1894.

Cenóbio 31,3-46,9 µm diam.; células externas 9,4-46,9 x 6,3-12,5 µm; células internas 6,3-9,4 x 9,4 µm.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 300, taf. 89, fig. 3.

Monactinus simplex (Meyen) Corda var. *sturmii* (Reinsch), Acta Bot. Croat. 68 (1). 2009.

Basônimo: *Pediastrum sturmii* Reinsch, Die Alg. Fl. mittl. Theil. Frank., p. 90, Tab. 7: 1. 1867.

Cenóbio 100 µm diam.; células externas 27,5-35 x 15 µm; células internas 20 x 15 µm.
Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 288, taf. 84, fig. 2.

Botryococcaceae

Dictyosphaerioideae

Dictyosphaerium ehrenbergianum Nägeli, Gatt. Einz. Algen. 72, pl. 2, fig. Ea-E1. 1849.

Células 5 x 2,5 µm.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 356, taf. 107, fig. 3; Picelli-Vicentini (1987), p. 67, fig. 3.

Dictyosphaerium pulchellum Wood, Smithson. Contr. Knowledge 19(241): 84, pl. 10, fig. 4. 1872.

(Pr. IV, fig. 2)

Cenóbio 37,5-50 µm; células 5-7,5 µm diâmetro.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 354, taf. 105, fig. 2; Komárek e Perman (1978), p. 254, fig. 7, 16-30.

Oocystaceae

Oocystoideae

Oocystis marssonii Lemmermann, Hedwigia 37: 303-312. 1898.

(Pr. IV, fig. 3)

Células 15-20 µm compr., 12,5-15 µm larg.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 510, taf. 149, fig. 5.

Chlorellaceae

Ankistrodesmoideae

Ankistrodesmus fusiformis Corda, Alm. Carlsbad, v. 8, p. 197. 1838.

(Pr. IV, fig. 4)

Células 60-100 µm compr., 2,5-5 µm larg.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 686, taf. 192, fig. 1; Mirande e Tracanna (2004), p. 40, fig. 24.

Kirchneriella aperta Teiling, Svensk bot. Tidsskr. 6(2): 276. fig. 9. 1912.

(Pr. IV, fig. 5)

Cenóbio 87,5 µm; células 5-10 µm compr., 2,5-5 µm altura; distância entre os ápices 2,5-5 µm.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 670, taf. 187, fig. 5.

Kirchneriella lunaris (Kirchner) Möbius, Abh. Senckenb. Naturforsch. Ges. 18: 331. 1894

Basônimo: *Raphidium convolutum* (Corda) Rabenhorst var. *lunare* Kirchner, Kriptogamenfl. Schlesien, 2(1): 114. 1878.

(Pr. IV, fig. 6)

Cenóbio 37,5-42,5 µm; células 12,5-15 x 2,5-5 µm.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 669, taf. 187, fig. 3; Sant'Anna et al. (1989), p. 93, fig. 22.

Coelastraceae

Coelastrum proboscideum Bohlin, In Wittrock, Nordstedt et Lagerheim, Algae Aquae dulc. Exsicc. 26: 1240. 1896.

(Pr. IV, fig. 7)

Cenóbio 20 µm; diam. 7,5-10 µm.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 726, taf. 203, fig. 1.

Scenedesmaceae

Scenedesmoideae

Scenedesmus acuminatus (Lagerheim) Chodat var. *acuminatus*, Beitr. Krypt. Fl. Sch. 1(3): 211, fig. 88. 1902.

Basônimo: *Selenastrum acuminatum* Lagerheim, Öfvers. K. Vet. Akad. Förh. 39(2):71, pl.3, figura 27-30. 1882.

(Pr. IV, fig. 8)

Células 12,5-20 µm compr., 2,5-5 µm larg.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 842, taf. 229, fig. 1.

Desmodesmus armatus (Chodat) Hegewald, Algal. Studies 96: 2. 2000.

Basônimo: *Scenedesmus hystrix* var. *armatus* Chodat, Alg. Vert. Suisse: 215, fig. 140. 1902.

Células 10 x 3,75-5µm; espinhos 7,5 µm.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 896, taf. 241, fig. 9.

Desmodesmus communis (Hegewald) Hegewald, Algal. Studies 96: 8. 2000.

Basônimo: *Scenedesmus communis* Hegewald, Arch. Hydrobiol./Suppl. 51, Algal. Studies 19:151, fig. 12-13. 1977.

(Pr. IV, fig. 9)

Células 12,5-22,5 µm compr., 2,5-10 µm larg.; espinhos 10-15 µm.

Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 928, taf. 249, fig. 2.

Desmodesmus maximus (W. et G. S. West) Hegewald, Algol. Studies 96: 13. 2000.
Basônimo: *Scenedesmus quadricauda* var. *maximus* W. et G. S. West, Trans. Linn. Soc. London, Bot. 5:83, pl. 5, fig. 9,10. 1895.

(Pr. IV, fig. 10)

Cenóbio 27,5-45 x 20-27,5 µm; células 17,5-27,5 x 5- 12,5 µm; espinhos 10-15 µm.
Obra consultada: Hegewald (2000), p. 13.

Desmodesmus opoliensis Richter var. *mononensis* (Chodat) Hegewald, Algol. Studies 96: 15. 2000.

Basônimo: *Scenedesmus opoliensis* var. *mononensis* Chodat, Z. Hydrol. 3:210, fig. 112. 1926.

(Pr. IV, fig. 11)

Células 15-20 µm compr.; 5 µm larg.; espinhos 12,5-17,5 µm.
Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 908, taf. 244, fig. 7.

Desmodesmus spinosus (Chodat) Hegewald, Algol. Studies 96: 17. 2000.

Basônimo: *Scenedesmus spinosus* Chodat, Monogr. Alg. Cult. Pure 4(2): 74, figs. 70-74; pl. 2, fig. 7. 1913.

(Pr. IV, fig. 12)

Células 7,5 x 2,5 µm; espinhos: 7,5-10 µm (polares) e 2,5 µm (centrais).
Obra consultada: Komárek e Fott (1983), p. 926, taf. 248, fig. 11.

Zygnematophyceae

Desmidiales

Desmidiaceae

Euastrum sp.

(Pr. IV, fig. 13)

Célula 20 µm compr.; 15-18 µm larg.; istmo 5 µm; um único indivíduo observado, não sendo possível a observação de todas as características necessárias para a identificação adequada da espécie.

Staurastrum iotantum Wolle, Bull. Torrey Bot. Club 11(2): 13, pl. 44, fig. 5-7. 1884.

(Pr. IV, fig. 14)

Células 7,5-11 x 5-7 µm (sem processo); istmo 5 µm; processos 7,5-10 µm
Obra consultada: Förster (1969), p. 85, taf. 40:4; Prescott (1966), p. 35, pl. 9, fig. 13-16.

Staurastrum leave Ralfs, Brit. Desm. 131. 1848.

(Pr. IV, fig. 15)

Células 15-20 x 12,5-15 µm (sem processo); istmo 10-12,5 µm; processos 2,5-4 µm.
Obra consultada: Soares et al. (2007), p. 446, fig. 30-31.

Staurastrum trifidum Nordstedt **var. inflexum** West et G. S. West, Transactions of the Linnean Society of London, Botany, ser. 2, 5(5): 258, pl. 16, fig. 22. 1896.

(Pr. IV, fig. 16)

Células 27,5-35 x 23-25 μm (sem processos); istmo 10-12,5 μm ; 33-35 μm (com processos).

Obra consultada: Förster (1969), p. 97, taf. 32, fig. 18-20; Soares et al. (2007), p. 448, fig. 33-34.

Zygnematales

Zygnemataceae

Spirogyra sp.

(Pr. IV, fig. 17)

Células 150-187,5 μm compr., 12,5-5 μm larg.; indivíduos estéreis.

Mougeotia sp.

Célula 30-132,5 μm compr., 15-17,5 μm larg., 8-10 pirenóides por cloroplasto; indivíduos estéreis.

Xantophyceae

Mischococcales

Pleurochloridaceae

Gonyochloris sp.

(Pr. V, fig. 1)

Células 20-25 μm ; material degenerado, não sendo possível uma identificação adequada para espécie.

Tetraëdriella spinigera Skuja, Sym. Bot. Upsal., 9(3):332, pl. 36, f. 6. 1948.

(Pr. V, fig. 2)

Distância entre pontas: 16-20 μm (sem espinhos); espinhos 5-7,5 μm .

Obra consultada: Ettl (1978), p. 218, fig. 261.

Chrysophyceae

Isochrysidales

Synuraceae

Synura sp.

(Pr. V, fig. 3)

Colônia 30-32,5 µm diâmetro; 7,5-12,5 µm compr.; 5-7,5 µm larg.; para identificação da espécie é necessário observação das escamas em microscopia eletrônica de varredura.

Chromulinales

Chromulinaceae

Kephyrion ovale (Lackey) Huber-Pestalozzi, *Lloydia* 2(2):128-143. 1939.

Basônimo: *Chrysococcus ovale* Lackey, *Amer. Midl. Nat.* 20: 622, fig. 6,7. 1938.

(Pr. V, fig. 4)

Lórica 15-17,5 µm compr., 12,5 µm larg.; poro 2-3 µm diâmetro; flagelo 37,5 µm.

Obra consultada: Huber-Pestalozzi (1941), p. 71, fig. 86D; Menezes e Domingos (1994), p. 281, fig. 5.9 e 5.10.

Coscinodiscophyceae

Thalassiosirophycidae

Thalassiosirales

Thalassiosiraceae

Thalassiosira eccentrica (Ehrenberg) Cleve, *Bull. Cons. Int. Explor. Mer* 1903-1904, Part D: 216. 1904.

Basônimo: *Coscinodiscus eccentricus* Ehrenberg, *Abh. K. Akad. Wiss. Berlin* 1839:146. 1840; p. 371, pl. 3, fig. 5. 1841(1843).

(Pr. VI, fig. 1)

Valvas 24,9 µm diâmetro; 5-6 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Mahood et al. (1986), p. 137, fig. 30-35.

Thalassiosira endoseriata Fryxell et Hasle, p. 78, figs. 45-49. 1977.

(Pr. VI, fig. 2)

Valvas 56 µm diâmetro; 22 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Mahood et al. (1986), p. 146, fig. 91.

Thalassiosira leptopus (Grunow) Hasle et Fryxell, *Nova Hedwigia* 54: 20, pl. 1, fig. 1-4, pl. 2, fig. 5-9, pl. 3, fig. 10-12, pl. 4, fig. 13-14, pl. 18, fig. 94-96. 1976.

Basônimo: *Coscinodiscus lineatus* Ehrenberg var. *leptopus* Grunow in Van Heurck, *Syn. Diat. Belg.*, pl. 131, fig. 5-6. 1883.

(Pr. VI, fig. 3)

Valvas 53 µm diâmetro; 6 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Hasle e Fryxell (1977), p. 20, fig. 1-14, 94-96.

Thalassiosira nanolineata (Mann) Fryxell et Hasle, *Nova Hedwigia* 54: 32, fig. 74-80. 1977.

Basônimo: *Coscinodiscus nanolineatus* Mann, p. 68, pl. 14, fig. 4. 1925.

(Pr. XIV, fig. 1)

Valvas 20,5 diâmetro, 8 aréolas em 10 µm; 3,3 fultopórtulas em 10 µm.
Obra consultada: Hasle e Fryxell (1977), p. 32, fig. 74-80; Fernandes et al. (1990), p. 79, fig. 116-117.

Thalassiosira oestrupii (Ostenfeld) Hasle var. *oestrupii*, Nors. Vid. Akad. Osl., p. 8, pl. 1, fig. 5-7. 1960.

Basônimo: *Coscinosira oestrupii* Ostenfeld, Iagt. Over. Temp. Salth. Plank. Skibs., p. 52. (1899) 1900.

(Pr. VI, fig. 4)

Valvas 12-16,6 µm diâmetro; 4-6 aréolas em 10 µm.
Obra consultada: Fryxell e Hasle (1980), p. 805, fig. 1-5 e 6-10.

Thalassiosira punctigera (Castracane) Hasle, Nord. J. Bot. Phycol. 022, 3: 593-608. 1983.

Basônimo: *Ethmodiscus punctiger* Castracane, Her. Maj. Stat. Off. Lond. 2: 167, pl. 7, fig. 1. 1886.

(Pr. VI, fig. 5)

Valva 58 µm diâmetro; 18 aréolas em 10 µm; 6,3 fultopórtulas marginais em 10 µm.
Obra consultada: Mahood et al. (1986), p. 137, fig. 42-48, 92.

Thalassiosira simonsenii Hasle et Fryxell, Nova Hedwigia, 54: 23, pl. 7, f. 26-34, pl. 18, f. 97. 1977.

(Pr. VI, fig. 6)

Valvas 40 µm diâmetro; 6 aréolas em 10 µm.
Obra consultada: Hallegraeff (1984), p. 507, fig. 22 a-d.

Thalassiosira weissflogii (Grunow) Fryxell et Hasle, Nova Hedwigia 54: 68, f. 1-15. 1977.

Basônimo: *Micropodiscus weissfloggi* Grunow, In Van Heurck (1880-1885), p. 210; p. 493 fig. 231. 1896.

(Pr. XIV, fig. 2)

Valvas 15 µm diâmetro; 6 fultopórtulas subcentrais; 8,7 fultopórtulas marginais em 10 µm. 30 aréolas.

Obra consultada: Torgan et Santos (2006).

Stephanodiscaceae

Cyclotella litoralis Lange et Syvertsen, Nova Hedwigia 48(3-4): 341-356. 1989.

(Pr. VI, fig. 7; Pr. XIV, fig. 3)

Valvas 17-20 µm diâmetro; 12-14 estrias marginais em 10 µm.

Obra consultada: Beltrones e Fuerte (2006), p. 294, fig. 23, p. 295, fig. 3-4; Lange e Syvertsen (1989).

Cyclotella meneghiniana Kützing, Bacill., p. 50, pl. 30, fig. 68. 1844.

(Pr. XIV, fig. 4)

Valva 19 µm diâmetro; 10 estrias marginais em 10 µm.

Obra consultada: Hustedt (1930), p. 341, fig. 174. Krammer e Lange-Bertalot (1991), p. 44, fig. 44:1-10.

Discotella stelligera (Cleve et Grunow) Houk et Klee, Diatom Research 19(2): 208. 2004.

Basônimo: *Cyclotella meneghiniana* var. *stelligera* Cleve et Grunow in Cleve, K. Svenska Vet. Akad. Handl., ser. 4, 18(5): 22, pl. 5, fig. 63a. 1881.

(Pr. VI, fig. 8)

Valva 11 µm diâmetro; 10 estrias marginais em 10 µm.

Obra consultada: Houk e Klee (2004), p. 208. fig. 12,13,15,23-30, 31-36, 37-45,46-51,52-57-99.

Coscinodiscophycidae

Melosirales

Melosiraceae

Melosira moniliformis (Müll.) Agardh, Syst. Alg.: 8. 1824.

Basônimo: *Conferva moniliformis* Müller, Nov. Act. Holm., s. 80, taf. 3, fig. 1-5. 1783.

(Pr. XII, fig. 1-3, 5)

Diâmetro 16,3-20; eixo perivalvar 3,6-10 µm; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Hustedt (1930), p. 236, fig. 98.

Melosira nummuloides (Dillw.) C. A. Agardh, Syst. Alg.: 8. 1824.

Basônimo: *Conferva nummuloides* Dillwyn, British Confervae, s. 43, taf. B. 1809.

(Pr. XII, fig. 1 e 4)

Diâmetro 12-40 µm; eixo perivalvar 15-30 µm; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Hustedt (1930), p. 231, fig. 95; Hendey (1964), p. 72, pr. I, fig. 1.

Hyalodiscaceae

Hyalodiscus cf. *laevis* Ehrenberg, Ber. K. Akad. Wiss. Berlin 1845: 78, Mikrogeol, taf. 33, f. 15, 17. 1854.

(Pr. VI, fig. 9)

Valvas circulares 20 µm diam., com área central hialina 10 µm diam., delimitada por uma linha irregular, quando vista ao MO, resultado do encurtamento das estrias da face valvar, sem estriação, ou pelo menos, não visível ao MO; as medidas são um pouco menores que as descritas por Hustedt (1930) e não foi possível a observação de aréolas

e estrias. Optou-se pela espécie *H. laevis* e não pela *H. radiatus* (O'Meara) Grunow pelo fato desta última, de acordo com a descrição de Husted (1930), apresentar estriação mais evidente do que *H. laevis*.

Obra consultada: Husted (1930), p. 294, f. 134.

Paraliales

Paraliaceae

Paralia sulcata (Ehrenberg) Cleve, Bih. K. Svenska Vet. Akad. Handl. 1(11), fasc. 2, p. 7, pl. 1, fig. 13. 1873.

Basônimo: *Gallionella sulcata* Ehrenberg, Infus., p. 170, pl. 21, fig. 5. 1839.

(Pr. VI, fig. 10)

Diâmetro 18-20 µm; eixo perivalvar 10-12 µm.

Obra consultada: Hasle e Syvertsen (1997), p. 91, pl. 14:a-c.

Aulacoseirales

Aulacoseiraceae

Aulacoseira ambigua (Grunow) Simonsen, Bacill. 2: 56. 1979.

Basônimo: *Melosira crenulata* var. *ambigua* Grunow, In Van Heurck, Syn. Diat. Belg. pl. 88, fig. 12-15. 1882.

(Pr. VI, fig. 11; Pr. XIV, fig. 5)

Diâmetro 5,25 µm; 20-22 estrias em 10 µm (medidas no manto); 20 estrias em 10 µm; 20 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1991), p. 25, fig. 1: 5; 2: 3; 21: 1-16; Siver e Kling (1997), p. 1808, fig. 1-6; 7-12.

Coscinodiscales

Coscinodiscaceae

Coscinodiscus oculus-iridis Ehrenberg, Abh. K. Akad. Wiss. Berlin 1839:147. 1840.

(Pr. VI, fig. 12)

Diâmetro 140-187,5 µm; 3-4 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Peragallo et Peragallo (1965), p. 429, pr. 118, fig. 2.

Coscinodiscus radiatus Ehrenberg, Abh. K. Akad. Wiss. Berlin 1839:148, pl. 3: fig. 1a-c. 1840.

(Pr. VI, fig. 13)

Diâmetro 52 µm; 4-5 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Hendey (1964), p. 76, pl. 22, fig. 7.

Coscinodiscus wailesii Gran et Angst, Publ. Puget Sound Biol. Stat. 7: 448, fig. 26. 1931.

(Pr. VI, fig. 14-15)

Diâmetro 48,5 µm; 23 aréolas em 10 µm.
Obra consultada: Hasle e Lange (1992), p. 55, fig. 49-62.

Hemidiscaceae

Actinocyclus octonarius Ehrenberg var. *tenellus* (Brébisson) Hendeby, J. Mar. Biol. Ass. U.K. 33: 557. 1954.

Basônimo: *Eupodiscus tenellus* Brébisson, Mem. Soc. Imp. Sc. Nat. Cherbourg 2: 257, pl. 1, fig. 9. 1854.

(Pr. VI, fig. 16)

Diâmetro 19-20 µm; 22 estrias em 10 µm; 10 aréolas em 10 µm.
Obra consultada: Hendeby (1964), p. 84; Hustedt (1930), p. 530, fig. 302.

Heliopeltaceae

Actinoptychus campanulifer A. Schmidt, Atl. Diatom., pl. 29, fig. 13-15. 1875.

(Pr. VI, fig. 17)

Diâmetro: 26-33,2 µm; 3 aréolas em 10 µm.
Obra consultada: Schmidt (1875), taf. 29, fig. 13-15; Souza-Mosimann (1984), p. 6, pl. I, fig. 6.

Actinoptychus senarius (Ehrenberg) Ehrenberg, Abh. Königl. Akad. Wiss. Berlin 1841: 298, 301, 322, 328, 437, 438, 443, pl. 1, fig. 27. 1843.

Basônimo: *Actinocyclus senarius* Ehrenberg, Infus.: 172, pl. 21, fig. 6. 1838.

(Pr. VI, fig. 18)

Diâmetro 30-62 µm; 3-5 aréolas em 10 µm.
Obra consultada: Navarro (1981), p. 429, fig. 30.

Asterolamprales

Asteromphalus flabelattus (Brébisson) Greville, Quart. Journ. Micr. Sc. Bd. VII, s. 160, taf. VII, f. 4, 5. 1859.

Basônimo: *Spantangidium flabellatum* Brébisson, Bull. Soc. Linn. Normandie, Bd. II, s. 297, taf. III, f. 3. 1857.

(Pr. VI, fig. 20)

Diâmetro 50 µm; 13 aréolas em 10 µm; 7 raios hialinos.
Obra consultada: Hustedt (1930), p. 498, fig. 279. Peragallo et Peragallo (1965), p. 406, pl. 110, fig. 4-5.

Biddulphiophycidae

Triceratiales

Triceratiaceae

Triceratium favus Ehrenberg, Ber. K. Akad. Wiss. Berlin 1839: 159, pl. 4, fig. 10. 1841.

(Pr. VI, fig. 21)

Lado 41 μm ; base 81,57 μm ; 2 aréolas em 10 μm .

Obra consultada: Hustedt (1930), p. 798. fig. 462-463 ; Hendeby (1964), p. 108, pl. 25, fig. 4.

Eupodiscus radiatus Bailey, Smith. Contr. Knowl. 2(8): 39. 1851.

(Pr. VI, fig. 19)

Diâmetro 45,65-50 μm ; 4 aréolas em 10 μm ; 4 ocelos; o diâmetro é menor que o citado por Navarro (100-102 μm).

Obra consultada: Navarro (1982), p. 17, pl. 9, fig. 2; Hendeby (1964), p. 97, pl. 23, fig. 3.

Plagiogrammaceae

Plagiogramma interruptum (Gregory) Ralfs, In Pritchard, p. 774. 1861.

Basônimo: *Denticula interrupta* Gregory, Trans. Royal Society Edinb. 21: 473-542, pl. 9-14. 1857.

(Pr. VII, fig. 1)

Eixo apical 25-27 μm ; eixo transapical 8,7-9,6 μm ; 17 aréolas em 10 μm .

Obra consultada: Peragallo e Peragallo (1965), p. 339, pl. 82, fig. 4, 5.

Plagiogramma cf. staurophorum (Gregory) Heiberg, Consp. Crit. Diat. Dan.: 55. 1863.

Basônimo: *Denticula staurophora* Gregory, Trans. Roy. Soc. Edinb. 21: 24, pl. 2, fig. 37. 1857.

(Pr. VII, fig. 2)

Valvas alongadas, lanceoladas, extremidades arredondadas, pseudosepto evidente e delimitando a área central hialina, campo de poros apicais visíveis, estrias levemente curvadas da extremidade para o centro, aréolas grosseiras; eixo apical 26 μm ; eixo transapical 8 μm ; 15-16 aréolas em 10 μm ; de acordo com Hustedt (1959), a espécie apresenta de 8-11 aréolas em 10 μm , estando bem abaixo do número de aréolas encontradas nos espécimes identificados no presente estudo.

Obra consultada: Hendeby (1964), p. 166, pl. 36, fig. 1; Hustedt (1959), p. 110. fig. 635.

Biddulphiales

Biddulphiaceae

Terpsinoe americana (Bailey) Ralfs, In Pritchard, Infus., p. 859. 1861.

Basônimo: *Tetragramma americana* Bailey, Smiths. Contr. Knowl., 7 (3): 7, fig. 1. 1854.

(Pr. VII, fig. 3)

Eixo apical 44 μm ; eixo transapical 28,9 μm ; 13-14 aréolas em 10 μm ; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Hustedt (1930), p. 900, fig. 541.

Terpsinoe brebissonii (Kutzing) Van Heurck, Diat.: 453.

Basônimo: *Pleurodesmium brebissonii* Kutzing, Bot. Zeit. 4 (14): 248, 1846.

(Pr. XII, fig. 5-7; Pr. XIII, fig. 1)

Eixo perivalvar 50-60 μm ; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Schmidt (1875), taf. 200, fig. 15-19.

Terpsinoe musica Ehrenberg, Abh. K. Akad. Wiss. Berlin 1841: 402, pl. 3 (4), fig. 1, pl. 3 (7), fig. 30. 1843.

(Pr. XII, fig. 8)

Eixo apical 55-57,5 μm ; eixo transapical 25-27,5 μm ; aréolas em 10 μm ; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Hustedt (1930), p. 898, fig. 540.

Rhizosoleniophycidae

Rhizosoleniales

Rhizosoleniaceae

Rhizosolenia sp.

(Pr. VII, fig. 4)

Diâmetro 3,7-4,2 μm ; não foram observadas as bandas em MO, não sendo possível assim, identificar a espécie.

Dactyliosolen sp.

(Pr. XIII, fig. 4)

Diâmetro 3,2-3,8 μm ; eixo perivalvar 13,8-18 μm ; não foram observadas as bandas em MO, não sendo possível assim, identificar a espécie.

Chaetocerotophycidae

Chaetocerotoales

Chaetocerotaceae

Bacteriastrum hyalinum Lauder, Trans. Micr. Soc. Lond., 12: 8, pl. 3, fig. 7. 1854.

(Pr. VII, fig. 5)

Valva 16 μm diâmetro; 3 setas em 10 μm ; setas de 3-4 vezes o diâmetro da valva.

Obra consultada: Hustedt (1930), p. 615, fig. 354; Hendey (1964), p. 139, pl. 6, fig. 1;

Hasle e Syvertsen (1997), p. 188-189, pl. 37.

Leptocylindrales

Leptocylindraceae

Leptocylindrus minimus Gran, Bull. Plankt. 1912 : 72, fig. 5. 1915.
(Pr. XIII, fig. 5)

Diâmetro 1,5-4,5 µm.

Obra consultada: Hasle e Syvertsen (1997), p. 95, pl. 14; Hendeby (1964), p. 140, pl. 5, fig. 3.

Fragilariophyceae
Fragilariophycidae
Fragilariales
Fragilariaceae

Fragilaria javanica Hustedt, Arch. Hydrobiol. 15:154, pl. 10, fig. 59-60. 1938.
(Pr. VII, fig. 6)

Eixo apical 37,35 µm; eixo transapical 6,64 µm; 14-16 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Metzeltin e Lange-Bertalot (1998), taf. 1, fig. 1-6.

Ulnaria ulna (Nitzsch) Compère, In Jahn et al., Stud. Diat., p. 100. 2001.
Basônimo: *Bacillaria ulna* Nitzsch, Neue Schr. Naturf. Ges. Halle.,3(1):. 99, pl.5. 1817.
(Pr. VII, fig. 7)

Eixo apical 228 µm; eixo transapical 5,8-6,5 µm; 11 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1991), p. 143, taf. 122, fig. 1-8.

Rhaphoneidales

Rhaphoneis castracanei Grunow, In Van Heurck, Diat. Belg., p. 36, pl. 28. 1881.
(Pr. VII, fig. 8)

Eixo apical 36,52 µm; eixo transapical: 23,24-28,22; 8 estrias em 10 µm; 10-11 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Navarro (1982), p. 24, pl. 13, fig. 10.

Delphineis surirella (Ehrenberg) Andrews, Proc. 6th Symp., p. 83, pl. 1-2, fig. 1-7. 1981.
Basônimo: *Zygoceros surirella* Ehrenberg, Abh. K. Akad. Ges. Wiss. Berl., 1839: 160, pl. 4, fig. 12. 1840.
(Pr. VII, fig. 9)

Eixo apical 39 µm; eixo transapical 14 µm; 10 estrias em 10 µm; 12 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Navarro (1982), p. 93, fig. 1-3.

Neodelphineis pelagica Takano, Bull. Tokai Reg. Fish. Res. Lab., 106: 45, fig. 1-34. 1982.

(Pr. XIV, fig. 6-7)

Eixo apical 19-27,05 µm; eixo transapical 3,5-4 µm; estrias; ca. 16 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Round et al. (1990), p.412; Takano (1982), p. 45, figs. 1-34.

Thalassionematales
Thalassionemataceae

Thalassionema frauenfeldii (Grunow) Hallegraeff, Diat. Res. 1:62, fig. 6-14. 1986.
Basônimo: *Asterionella frauenfeldii* Grunow, p. 140, pl. 14, f. 18. 1863.

(Pr. VII, fig. 10, Pr. XIII, fig. 6)

Eixo apical 45 µm; eixo transapical 3 µm; 12 fíbulas em 10 µm.
Obra consultada: Hasle (2001), p. 22, fig. 54-67.

Thalassionema nitzschioides (Grunow) Van Heurck, Treat. Diat., : 319, fig. 75. 1896.
Basônimo: *Synedra nitzschioides* Grunow, Verh. Kais. Kon. Zoo. Bot., : 403, pl. 5, fig. 18. 1862.

(Pr. VII, fig. 11)

Eixo apical 20 µm; eixo transapical 4 µm; 12 fíbulas em 10 µm.
Obra consultada: Hustedt (1959), p. 244, fig. 725; Hendey (1964), p. 165; Hasle (2001), p. 9, fig. 1-27.

Bacillariophyceae
Eunotiophycidae
Eunotiales
Eunotiaceae

Eunotia camelus Ehrenberg, Abh. Akad. Wiss. Berlin, :413(2/1), fig. 1. 1841(1843).

(Pr. VII, fig. 12)

Eixo apical 28,22 µm; eixo transapical 7,47 µm; 8-9 estrias em 10 µm.
Material examinado:
Obra consultada: Schmidt (1875), taf. 273, fig. 8-9; Metzeltin et Lange-Bertalot (1998), p. 294, taf. 30, fig. 1-7.

Eunotia incisa Gregory, Quart. Jour. Micr. Sci. 2: 96, pl. 4, fig. 4. 1854.

(Pr. VII, fig. 13; Pr. XIV, fig. 8)

Eixo apical 34,86-45 µm; eixo transapical 5,81-7 µm; 12-13 estrias em 10 µm.
Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1991), p. 221, fig. 161: 8-19, fig. 162:1,2, fig. 163:1-7; Patrick e Reimer (1966), p. 208, pl.13, fig. 4.

Eunotia didyma Hustedt ex Zimmermann, In Schimdt, taf. 285, fig. 19-22. 1874-1959.

(Pr. VII, fig. 14)

Eixo apical 32-38 µm; eixo transapical 10,4-14 µm; 12-13 estrias em 10 µm.
Obra consultada: Metzeltin e Lange-Bertalot (1998), p. 294, taf. 18, fig. 1-9.

Eunotia maior (Wm. Smith) Rabenhorst, Eur. Alg., sect. 1, p. 72. 1864.
Basônimo: *Himantidium majus* Wm. Smith, British. Diat. 2 : 14, pl. 33, fig. 286. 1856.

(Pr. VII, fig. 15)

Eixo apical 102 μm ; eixo transapical 8 μm ; 12-14 estrias em 10 μm .
Obra consultada: Patrick e Reimer (1996), p. 196, pl.11, fig. 5.

Eunotia transfuga Metzeltin et Lange-Bertalot, Iconogr. Diatomol. 5: 84, pl. 8, fig. 5, pl. 9, fig. 1-3. 1998.

(Pr. VII, fig. 16)

Eixo apical 145 μm ; eixo transapical 5 μm ; 16-18 estrias em 10 μm .
Obra consultada: Meltzin e Lange-Bertalot (1998), p. 84, pl. 9, fig. 1-3.

Bacillariophycidae

Lyrellales

Lyrellaceae

Lyrella lyra (Ehrenberg) Karajeva, Botanicheskii Zhurnal 63(11):1593-1596. 1978.
Basônimo: *Navicula lyra* Abh. Akad. Wiss. Berlin, Ehrenberg, 413(2/1), fig. 1. 1841(1843).

(Pr. VIII, fig. 1)

Eixo apical 68,89 μm ; eixo transapical 33,2 μm ; 10 estrias em 10 μm .
Obra consultada: Hustedt (1961-66), p. 500, fig. 1548.

Petroneis granulata (Bailey) Mann, In Round, Crawford et Mann, Diatoms, p. 675. 1990.

Basônimo: *Navicula granulata* Bailey, Smithson. Contr. Knowl., 7: 10, fig. 16. 1854.

(Pr. VIII, fig. 2)

Eixo apical 75 μm ; eixo transapical 33 μm ; 12 estrias em 10 μm ; 11 aréolas em 10 μm .
Obra consultada: Hendeby (1964), p. 208, pl. 31, fig. 6.

Achnanthes

Achnanthaceae

Achnanthes brevipes Agardh, Syst. Alg.: 1. 1824.

(Pr. XII, fig. 9-10)

Eixo apical 28,22 μm ; eixo transapical 5,81 μm ; 9 estrias em 10 μm ; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post

Obra consultada: Hendeby (1964), p. 174, pl. 28, fig. 7, 8; Navarro (1982), p. 26, pr. 15, fig. 1-6.

Achnanthes curvirostrum Brun, Diatomiste: 2, pl. 16, fig. 84-85. 1895.

(Pr. VIII, fig. 3)

Eixo apical 35-39 μm ; eixo transapical 13-17 μm ; 14 estrias em 10 μm .
Obra consultada: Hustedt (1955), p. 18, fig. 20, 21.

Achnanthes longipes Agardh, Syst. Alg.: 1. 1824.

(Pr. XII, fig. 11)

Eixo apical 33,78 μm ; 12 estrias em 10 μm ; epífita em *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne, *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Hendeby (1964), p. 174, pl. 28, fig. 1-6; Hustedt (1959), p. 427, fig. 878.

Naviculales

Neidiinea

Berckelyaceae

Parlibellus hagelsteinii (Hustedt) Cox, Diatom Research 3(1): 24, pl. 8, fig. 102. 1988.

Basônimo: *Navicula hagelsteinii* Hustedt, p. 301, fig. 1421. 1962.

(Pr. VIII, fig. 4)

Eixo apical 45,3 μm ; eixo transapical 15,9 μm .

Obra consultada: Hustedt (1961-66), p. 301, fig. 1421 (como *Navicula hagelsteinii*).

Cosmionidaceae

Cosmioneis grossepunctata (Hustedt) Mann, In Round, Crawford et Mann, Diatoms, p. 666. 1990.

Basônimo: *Navicula grossepunctata* Hustedt, Ber. Bot. Ges. 61: 271, tab. 8, fig. 1. 1944.

(Pr. VIII, fig. 5; Pr. XIV, fig. 9-10)

Eixo apical 53,12 μm ; eixo transapical 20,75 μm ; 8-9 estrias em 10 μm no centro; 10-12 estrias em 10 μm nas extremidades; 10-12 aréolas em 10 μm .

Obra consultada: Hustedt (1961-66), p. 765, fig. 1738 (a-c).

Diadesmidaceae

Luticola inserata var. *undulata* (Hustedt) Moser, Lange-Bertalot et Metzeltin, Biblioth. Diatomol. v. 38, pl. 89, fig. 16-17. 1998.

Basônimo: *Navicula inserata* Hustedt var. *undulata* Hustedt, Ber. Deuts. Bot. Ges., 68: 125, fig. 16-17. 1955.

(Pr. VIII, fig. 6)

Eixo apical 18-19 μm ; eixo transapical 10 μm ; 14-16 estrias em 10 μm .

Obra consultada: Hustedt (1961-66), p. 627, fig. 1624: b-d.

Luticola mutica (Kützing) Mann, In Round, Crawford et Mann, Diatoms: 670. 1990.

Basônimo: *Navicula mutica* Kützing, Bacill.: 93, pl. 3, figura 32. 1844.

(Pr. XIV, fig. 11)

Eixo apical 24,5 μm ; eixo transapical 9,14 μm ; 20 estrias em 10 μm .

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 149, fig. 61:1-8.

Luticola ventricosa (Kützing) Mann, In Round, Crawford et Mann, Diatoms : 671. 1990.

Basônimo: *Stauroneis ventricosa* Kützing, Bacill.:105, pl. 30, fig. 27. 1844.

(Pr. VIII, fig. 7; Pr. XIV, fig. 12)

Eixo apical 18,72-26 µm; eixo transapical 10,4-12 µm; 12-20 estrias em 10 µm; epífita em *Terpsinoe brebissonii*.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 150, fig. 61: 9-11.

Sellaphorinea

Pinnulariaceae

Pinnularia divergens Wm. Smith var. *mesoleptiformis* Krammer et Metzeltin, In Metzeltin et Lange-Bertalot, Iconogr. Diatomol. 5: 170, pl. 173, fig. 1-4. 1998.

(Pr. VIII, fig. 8)

Eixo apical 45-78,85 µm; eixo transapical 7-13,28 µm; 9-12 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Metzeltin e Lange-Bertalot (1998), p. 170, fig. 173:1-4.

Pinnularia neomajor Krammer, Biblioth. Diatomol. 26: 174, pl. 62, fig. 2. 1992.

Eixo apical 164,32 µm; eixo transapical 22,88 µm; 6-8 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Metzeltin e Lange-Bertalot (1998), taf. 196. fig. 1-4.

Pinnularia yarrensii (Grunow) Jurilj, Acta Biol. 28:114. 1957.

Basônimo: *Navicula yarrensii* Grunow, In A. S., Atlas Diat., :46, fig. 1-6. 1876.

(Pr. VIII, fig. 9)

Eixo apical 53,95 µm; eixo transapical 16,6 µm; 5-6 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Navarro (1983), p. 124, fig. 108-110.

Caloneis westii (Wm. Smith) Hendeby, Fish. Invest. sér., 5: 230, pl. 44, fig. 5-10, pl. 45, fig. 1-13. 1964.

Basônimo: *Navicula westii* Wm. Smith, Syn. British. Diat., :49, pl. 16, figura 135. 1853.

(Pr. VIII, fig. 10)

Eixo apical 65,57-77,19 µm; eixo transapical 16,6 µm; 12-13 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Hendeby (1964), p. 230, pr. 44, fig. 5-10, pr. 45, fig. 1-13.

Diploneidinea

Diploneidaceae

Diploneis bombus (Ehrenberg) Ehrenberg ex Cleve, Bih. K. Sv. Vet. Akad. Handl. 26: 90. 1894.

Basônimo: *Pinnularia bombus* Ehrenberg, Ber. Berl. Akad.: 84. 1844.

(Pr. VIII, fig. 11)

Eixo apical 41,5 µm; eixo transapical 14,94-19,92; 8 estrias em 10 µm; 6 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Hustedt (1985), p. 589, fig. 1086 (a-c).

Diploneis caffra (Giffen) Witkowski, Lange-Bertalot et Metzeltin, Iconogr. Diatomol. 7: 183. 2000.

Basônimo: *Diploneis interrupta* var. *caffra* Giffen, Nova Hedwigia, 31:273, fig. 29-30. 1970.

Eixo apical 15 µm; eixo transapical 3-7; 14 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Navarro (1982), p. 34, pl. 22, fig. 6-8.

Diploneis gruendleri (A. Schmidt) Cleve, K. Sven. Vet. Akad. Handl. 26(2): 89. 1894.

Basônimo: *Navicula gruendleri* A. Schmidt, Zeitschr. Natursw. 41: 407, pl. 6, fig. 5-6. 1873.

(Pr. VIII, fig. 12)

Eixo apical 35-50 µm; eixo transapical 10-23 µm; 8-9 estrias em 10 µm; 7 aréolas em 10 µm.

Material examinado:

Obra consultada: Navarro (1982), p. 34, pr. 22, fig. 5.

Diploneis smithii (Brébisson) Cleve, K. Svenska Vet. Akad. Handl., ser 4, 26(2):. 96. 1894.

Basônimo: *Navicula smithii* Brébisson, In Wm. Smith, Syn. Brit. Diat. 2: 92. 1956.

(Pr. VIII, fig. 13)

Eixo apical 17,43-20,75 µm; eixo transapical 11,62-12 µm; 8-12 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Hustedt (1985), p. 543, fig. 1051.

Diploneis subovalis Cleve, Syn. Navic. Dist. Kong.: 96, pl. 1, fig. 7. 1894.

(Pr. VIII, fig. 14)

Eixo apical 24 µm; eixo transapical 14 µm; 8 estrias em 10 µm; 2 fileiras de aréolas.

Obra consultada: Hustedt (1985), p. 560, fig. 1063(a-b).

Diploneis weissflogii (A. Schmidt) Cleve, K. Svenska Vet. Akad. Handl. ser 4,26: 91. 1894.

Basônimo: *Navicula weissflogii* A. Schmidt, Zeit. Ges. Naturw. 41: 403-409. 1873.

(Pr. VIII, fig. 15)

Eixo apical 27-41,5 µm; eixo transapical 7-19,92; 8-10 estrias em 10 µm; 6 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Navarro (1982), p. 35, pr. 22, fig. 11.

Naviculineae

Naviculaceae

Navicula crucicula (Wm. Smith) Donkin, Brit. Diat.: 44, pl. 6, fig. 14. 1872.

Basônimo: *Stauroneis crucicula* W. Smith, Brit. Diat. 1: 60, pl. 19, fig. 192. 1853.

(Pr. IX, fig. 1)

Eixo apical 14-20,75-71 μm ; eixo transapical 4,98-6,64-15 μm ; 16-20 estrias em 10 μm ; as medidas são menores que as descritas para a espécie, porém, Husted (1961-66), cita uma possível espécie com eixo apical de 20 μm .

Obra consultada: Hustedt (1961-66), p. 318, fig. 1436: a-c.

Navicula cryptocephala Kützing, Bacill.: 95, pl. 3, fig. 20-26. 1844.

(Pr. XIV, fig. 14)

Eixo apical 24,9-39 μm ; eixo transapical 4,98-8 μm ; 13-14 estrias em 10 μm .

Obra consultada: Peragallo e Peragallo (1965), p. 93. pl. 12, fig. 34.

Navicula cryptocephala var. *exilis* (Kützing) Grunow in Van Heurck, p. 85, 8/2, 4. 1880.

Basônimo: *Navicula exilis* Kützing, Bacill.: 95, pl. 4, fig. 6. 1844.

(Pr. XIV, fig. 15)

Eixo apical 26,4 μm ; eixo transapical 6,5 μm ; 16-17 estrias em 10 μm ; de acordo com Cox (1995), a variedade *exilis* possui estrias mais densas que a variedade tipo.

Obra consultada: Cox (1995), p. 10, f. 30-34.

Navicula erifuga Lange-Bertalot, In Krammer et Lange-Bertalot, Bibl. Diatomol. 9: 69, fig. 17: 10-12. 1985.

(Pr. IX, fig. 2)

Eixo apical 16,75 μm ; eixo transapical 4 μm ; 20 estrias em 10 μm .

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 116, fig. 38: 5-9.

Navicula gregaria Donkin, Quart. J. Microsc. Sci. 1: 10, pl. 1, fig. 10. 1861.

(Pr. IX, fig. 3; Pr. XIV, fig. 16)

Eixo apical 19- 36 μm ; eixo transapical 5-10 μm ; 12-18 estrias em 10 μm ; ca. 40 aréolas em 10 μm .

Obra consultada: Cox (1995), p. 109, fig. 37-42, 68-72.

Navicula viridula (Kützing) Ehrenberg var. *rostellata* (Kützing) Cleve, K. Svenska Vet. Akad. Handl. ser 4, 27(3):15. 1895.

Basônimo: *Navicula rostellata* Kützing, Bacillarien: 95, pl. 3, fig. 65. 1844.

(Pr. IX, fig. 4)

Eixo apical 45 μm ; eixo transapical 11 μm ; 14 estrias em 10 μm .

Obra consultada: Peragallo et Peragallo (1965), p. 95. pl. 12, fig. 17; Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 115, fig. 37:5-9.

Capartograma crucicula (Grunow ex Cleve) Ross, Bull. British. Mus. v. 3(2):. 59-64, pl. 1B, fig. 1a, 8-11. 1963.

Basônimo: *Schizostauron crucicula* Grunow ex Cleve, K. Svenska Vet. Akad. Handl., 18(5):. 16, pl. 3, fig. 44. 1881.

(Pr. IX, fig. 5; Pr. XIV, fig. 13)

Eixo apical 11-31,54 μm ; eixo transapical 9,13-10 μm ; 18-20 estrias em 10 μm .

Obra consultada: Patrick e Reimer (1966), p. 372. pl. 30, fig. 16.

Pleurosygmataceae

Pleurosigma affine Grunow, In Cleve et Grunow, Arct. Diat. p. 51. 1880.

(Pr. IX, fig. 6-8)

Eixo apical 155 µm; eixo transapical 27 µm; 20-22 estrias oblíquas em 10 µm; 18 estrias transversais em 10 µm.

Obra consultada: Peragallo e Peragallo (1965), pl. 32, p. 162, fig. 3.

Pleurosigma angulatum (Quekett) Wm. Smith, Ann. Mag. Nat. Hist., ser. 2, 9:7, pl. 1, fig. 7-9. 1852.

Basônimo: *Navicula angulata* Quekett, Pract. Treat. Micr., :438, pl. 8, fig. 4-7. 1848.

(Pr. IX, fig. 9)

Eixo apical 128,65 µm; eixo transapical 24,9 µm; 16-18 estrias oblíquas em 10 µm; ângulo da rafe: 13°.

Obra consultada: Sterrenburg (1991), p. 371, 379, f. 14.

Pleurosigma diverse-striatum Meister, Ber. Schweiz. Bot. Ges. 44: 102, fig. 83. 1934.

Eixo apical 125 µm; eixo transapical 25 µm.

Obra consultada: Foged (1978), p. 119, pl. 22, fig. 6.

Gyrosigma acuminatum (Kützing) Rabenhorst, Sussw.-Diatom.: 47, pl. 5, fig. 5a. 1853.

Basônimo: *Frustulia acuminata* Kützing, Linnaea, 8(5): 555, pl. 14, fig. 36. 1833.

(Pr. IX, fig. 10)

Eixo apical 90-157,5 µm; eixo transapical 15-17,5 µm; 14-16 estrias transversais em 10 µm; 10-12 estrias longitudinais em 10 µm; ângulo da rafe: 10°; as medidas de *G. acuminatum* e *G. spencerii* se sobrepõem e as duas espécies são morfológicamente muito semelhantes. Como as medidas dos exemplares encontrados coincidiram com o limite de *G. acuminatum*, optou-se por manter esta espécie.

Obra consultada: Peragallo e Peragallo (1965), p. 168, pr. 34, fig. 13; Sterrenburg (1995), p. 469, fig. 7-16, 20-21, 23, 25, 27, 29.

Gyrosigma balticum (Ehrenberg) Rabenhorst var. *balticum*, Süsw. Diat.: 47, pl. 5, fig. 6. 1853.

Basônimo: *Navicula baltica* Ehrenberg, Abh. Königl. Akad. Wiss. Berlin 1833: 258. 1834.

(Pr. IX, fig. 11)

Eixo apical 265,6 µm; eixo transapical 21,58 µm; 12 estrias longitudinais em 10 µm; 12 estrias transversais em 10 µm.

Obra consultada: Patrick e Reimer (1966), p. 324, pl. 25, fig. 1.

Gyrosigma distortum (W. Smith) Griffith et Henfrey, Microg. Dict.: 303; pl. 11, fig. 20. 1856.

Basônimo: *Pleurosigma distortum* W. Smith, Ann. Mag. Nat. Hist., ser 2, 9: 7; pl. 1, fig. 10. 1852.

(Pr. XIII, fig. 7)

Eixo apical 64,7 µm; eixo transapical 15,2 µm.
Obra consultada: Ribeiro et al. (2003), p. 119, fig. 3.

Gyrosigma exoticum Cholnoky, Nova Hedwigia 2 (1/2): 47, pl. 4, fig. 145-146. 1960.

(Pr. IX, fig. 12)

Eixo apical 178,45 µm; eixo transapical 20,75 µm; 14-16 estrias longitudinais em 10 µm; 12-13 estrias transversais em 10 µm.
Obra consultada: Cholnoky (1960), taf. 1-9.

Gyrosigma fasciola (Ehrenberg) Griffith et Henfrey, Microgr. Dict.: 303, pl. 11, fig. 21. 1856.

Basônimo: *Ceratoneis fasciola* Ehrenberg, Abh. Akad. Wiss Berlin 1839: 144, pl. 4, fig. 6. 1840.

(Pr. XIII, fig. 8)

Eixo apical 127-160 µm; eixo transapical 12,5-15 µm.
Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 300, fig. 116:6.

Gyrosigma sinense (Ehrenberg) Desikachary, Atl. Diat. 5: 11, pl. 592, fig. 1-11. 1988.

Basônimo: *Navicula sinensis* Ehrenberg, Ber. Königl. Akad. Wiss. Berlin 1847: 485. 1847.

Eixo apical 249 µm; eixo transapical 19,09 µm; 14-15 estrias transversais em 10 µm; 16-17 estrias longitudinais em 10 µm; ângulo da rafe: +2 a +6°.
Obra consultada: Jahn e Sterrenburg (2003), p. 66, fig. 6-10.

Gyrosigma spectabile (Grunow ex Peragallo) Cleve, K. Svenska Vet. Akad. Handl. ser 4, 26(2):118. 1894.

Basônimo: *Pleurosigma spectabile* Grunow ex Peragallo, In Peragallo Diatomist 1: 21, pl. 7, fig.1. 1891.

(Pr. IX, fig. 13)

Eixo apical 72-99 µm; eixo transapical 9-16,5 µm; 16-18 estrias transversais em 10 µm; 10-12 estrias longitudinais em 10 µm.
Obra consultada: Sterrenburg et al. (2002), p. 180, fig. 1-8.

Stauroneidaceae

Stauroneis phoenicenteron (Nitzsch) Ehrenberg var. *phoenicenteron*, Abh. K. Akad. Wiss. Berl. 1841: 311, pl. 2, fig. 1. 1843.

Basônimo: *Bacillaria phoenicenteron* Nitzsch, Neue Schr. Nat. Ger. Halle 3(3): 92, pl. 4, fig. 12, 14. 1816.

(Pr. IX, fig. 14)

Eixo apical 124,5 µm; eixo transapical 23,24 µm; 12 estrias em 10 µm; 14-15 aréolas em 10 µm; as medidas são menores que as de Lange-Bertalot e Metzeltin (1998), mas estão de acordo com as de Patrick e Reimer (1966).

Obra consultada: Lange-Bertalot e Metzeltin (1998), p. 218, tab. 97, fig. 1-2.; Patrick e Reimer (1966), p. 359, pr. 29, fig. 1-2.

Craticula riparia (Hustedt) Lange-Bertalot, Bibl. Diatomol. 27(1-4): 14, fig. 70:1-8, 71:1-5. 1993.

Basônimo: *Navicula riparia* Hustedt, Int. Rev. Ges. Hydrobiol. 42: 52, fig. 77, 78. 1942.
(Pr. XIV, fig. 17)

Eixo apical 33,6 µm; eixo transapical 8,9 µm; 15 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Lange-Bertalot (1986), p. 127, fig. 44: 12, 13 (como *N. riparia*).

Thalassiosphaerales

Catenulaceae

Amphora cf. acuta Gregory, Trans. Roy. Soc. Edinb. 21: 524, pl. 14, f. 93. 1857.

(Pr. X, fig. 1)

Valvas arqueadas, extremidades atenuadas, lado ventral reto, levemente cavado próximo das extremidades, rafe delicadamente arqueada acompanhando a valva, estrias evidentes radiadas do centro para as extremidades e interrompidas na região central, originando uma faixa hialina, aréolas grosseiras; eixo apical 44 µm; eixo transapical 10 µm; 13 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Schoeman e Archibald (1986), p. 116, pl. I(1-8) e II(9-12); Hendey (1964), p. 267.

Amphora cymbifera Gregory, Trans. Roy. Soc. Edinb. 21: 526, pl. 14, f. 97. 1857.

(Pr. XV, fig. 1)

Eixo apical 46 µm; eixo transapical 8,42; 15 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Peragallo e Peragallo (1965), p. 228, pl. L, fig. 15-16

Amphora ovalis (Kützing) Kützing, Bacillarien: 107, pl. 5. f. 35, 39. 1844.

Basônimo: *Frustulia ovalis* Kützing, Linnaea 8:539, pl. 13, f. 5. 1833.

(Pr. XV, fig. 2)

Eixo apical 25 µm; eixo transapical 6 µm; 15 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Hustedt (1985), p. 794, fig. 628.

Bacillariales

Bacillariaceae

Bacillaria paxillifera (O. F. Müller) Hendey, J. Roy. Microscop. Soc., ser. 3, 71: 74. 1951.

Basônimo: *Vibrio paxillifer* O. F. Muller, Anim. Infus.: 54, pl. 7, figs. 3-7. 1786.

(Pr. X, fig. 2; Pr. XIII, fig. 9)

Eixo apical 60-75 µm; eixo transapical 4-6 µm; 8-9 fíbulas em 10 µm.

Obra consultada: Hendey (1964), p. 274. pl. 21, fig. 5.

Tryblionella acuminata W. Smith, Syn. British. Diat. 1: 36, pl. 10, fig. 77. 1853.

(Pr. X, fig. 3; Pr. XV, fig. 3-4)

Eixo apical 45-57,5 μm ; eixo transapical 10-10,5 μm ; 15-16 estrias em 10 μm ; 8-12 fíbulas em 10 μm ; *T. hungarica*, de acordo com Hustedt (1930), apresenta eixo transapical de no máximo 9 μm . *T. acuminata* teria largura entre 13-17 μm . Krammer e Lange-Bertalot (1988) também concordam com essas medidas. Entretanto, o número de fíbulas e estrias estando mais próximos das de *T. acuminata*, esta espécie parece estar mais de acordo com os espécimes identificados.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 44, fig. 34: 4-6; Jensen (1985), p. 854, fig. 764.

Tryblionella debilis Arnott, In O'Meara, Quart. Journ. Micr. Sci. 13: 310. 1873.

(Pr. X, fig. 4; Pr. XV, fig. 5)

Eixo apical 19-30 μm ; eixo transapical 10-17,5 μm ; 16-20 estrias em 10 μm ; ca. 10 fíbulas em 10 μm ; uma das principais diferenças entre *T. perversa* (*Nitzschia perversa* em Hendey, 1958) e *T. debilis*, comparando-se os trabalhos de Krammer e Lange-Bertalot (1988) e Hendey (1958), estão nas medidas, sendo as da *T. perversa* maiores que as da *T. debilis*.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 39, fig. 27: 9-11; Hendey (1958), p. 77, pl. 3, fig. 9; pl. 12, fig. 6.

Tryblionella granulata (Grunow) Mann, In Round, Crawford et Mann, Diatoms: 678. 1990.

Basônimo: *Nitzschia granulata* Grunow, in Cleve et Muller, Diatoms (exciccata), n. 204. 1880.

(Pr. X, fig. 5)

Eixo apical 22,41 μm ; eixo transapical 10,79 μm ; 6-8 estrias em 10 μm ; 6-8 aréolas em 10 μm ; 7-8 fíbulas em 10 μm .

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 45, fig. 35:9-13 (como *N. granulata*).

Tryblionella lanceola Grunow ex Cleve, In Cleve, Bih. K. Svenska Vet. Akad. Handl. 5(8): 14, pl. 4, fig. 25. 1878.

(Pr. X, fig. 6)

Eixo apical 21,58-32 μm ; eixo transapical 3,32-8 μm ; 8-10 estrias em 10 μm ; 12 aréolas em 10 μm .

Obra consultada: Round e Basson (1997), p. 354, fig. 13-20.

Tryblionella punctata Wm. Smith, Syn. Brit. Diat. 1:36, pl. 10, fig. 76, pl. 30, fig. 261. 1853.

(Pr. XV, fig. 6)

Eixo apical 24-30 μm ; eixo transapical 8-12 μm ; 10-12 estrias em 10 μm .

Obra consultada: Foged (1978), p. 109, pl. 45, fig. 7.

Psammodictyon panduriforme (Gregory) Mann, In Round, Crawford et Mann, Diatoms: 612, 675. 1990.

Basônimo: *Nitzschia panduriformis* Gregory, Trans. Roy. Soc. Edinb. 21:529. 1857.

(Pr. XV, fig. 7)

Eixo apical 10-22,5 µm; eixo transapical 6,6-7,5 µm; 15-27 estrias em 10 µm; 12-14 fíbulas em 10 µm; 14 aréolas em 10 µm.

Obra consultada: Peragallo e Peragallo (1965), p. 268, pl. 70, fig. 3-5; Round, Crawford e Mann (1990), p. 612, 675.

Nitzschia brevissima Grunow, In Van Heurck, Syn. Diat. Belg., pl. 67, fig. 4. 1881.

(Pr. X, fig. 7; Pr. XIII, fig. 2; Pr. XV, fig. 8)

Eixo apical 27-3 µm; eixo transapical: 5 µm; 6 fíbulas em 10 µm; epífita de *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 30, fig. 22:1-6.

Nitzschia brittoni Hagelstein, New York. Acad. Sci. 8(3): 393, pl. 7, fig. 14. 1939.

(Pr. X, fig. 8)

Eixo apical 33-58,1 µm; eixo transapical 9-11 µm; 20-30 estrias em 10 µm; 8-10 fíbulas em 10 µm.

Obra consultada: Navarro (1982), p. 52, pl. 34, fig. 7.

Nitzschia obtusa W. Smith, Syn. Brit. Diat. 1: 39, pl. 13, fig. 109. 1853.

(Pr. X, fig. 9-10)

Eixo apical 208; eixo transapical 12; 6-7 fíbulas em 10 µm.

Obra consultada: Hustedt (1985), p. 876, f. 817 a-c. Schmidt (1875), taf. 352, f. 6-7.

Nitzschia obtusa var. *scalpelliformis* Grunow, In Cleve et Muller. 1879.

(Pr. X, fig. 11)

Eixo apical 37-42 µm; eixo transapical 5 µm; 10-12 fíbulas em 10 µm.

Material examinado:

Obra consultada: Hustedt (1985), p. 876, f. 817d.

Nitzschia pellucida Grunow, In Cleve et Grunow, K. Svenska Vet. Akad. Handl., ser. 4, 17(2): 80, pl. 5, fig. 96. 1880.

(Pr. X, fig. 12; Pr. XIII, fig. 10)

Eixo apical 43,8-44 µm; eixo transapical 7,4-11 µm; 10-13 fíbulas em 10 µm.

Referência: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 63, taf. 47, fig. 4, taf. 48, fig. 1-9.

Nitzschia reversa Wm. Smith, Syn. Brit. Diat. 1: 43, pl. 15, fig. 121. 1853.

(Pr. X, fig. 13; Pr. XIII, fig. 11; Pr. XV, fig. 9)

Eixo apical 80-107,5 µm; eixo transapical 5 µm; 14-16 fíbulas em 10 µm.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 124, fig. 85: 7-10.

Nitzschia sigma (Kützing) Wm. Smith, Syn. Brit. Diat. 1: 39, pl. 13, fig. 108. 1853.
Basônimo: *Synedra sigma* Kützing, Bacillarien: 67, pl. 30, fig. 14. 1844.

(Pr. X, fig. 14; Pr. XI, fig. 1; Pr. XIII, fig. 3)

Eixo apical: 33-84-100 µm; eixo transapical: 3-5-8 µm; seguiu-se aqui os critérios de Krammer e Lange-Bertalot (1988) que consideram uma ampla variação de medidas como sendo da mesma espécie. Nas populações examinadas foram registrados dois grupos de morfotipos: um com no máximo 100 µm de eixo apical, 8 µm de eixo transapical, 7-9 fíbulas 10 µm, estrias e aréolas não observadas; e outro com dimensões entre 381,8-464,8 µm de eixo apical e 8,3-12,5 de eixo transapical, 4-5 fíbulas em 10 µm, 16-18 estrias em 10 µm e 14-16 aréolas em 10 µm; as espécies com no máximo 100 µm de eixo apical são epífitas em *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 32, taf 23:1-9, taf. 24:1; Hustedt (1985), p. 873, fig. 813.

Nitzschia terrestris (Petersen) Hustedt, Abh. Vortr. Bremer Wiss. Ges. 8(9): 386. 1934
Basônimo: *Nitzschia vermicularis* var. *terrestris* Petersen, Bot. Iceland 2(2): 418, fig. 31. 1928.

(Pr. XI, fig. 2; Pr. XV, fig. 10)

Eixo apical 33 µm; eixo transapical 5 µm; 7 fíbulas em 10 µm; epífita em *Bostrychia radicans* (Montagne) Montagne e *Bostrychia radicans* f. *moniliforme* Post.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 30, fig. 22: 7-11.

Giffenia cocconeiformis (Grunow) Round et Basson, P. W., Diat. Res. 12: 348, f. 1-12. 1997.

Basônimo: *Nitzschia cocconeiformis* Grunow, K. Svenska Vet.-Akad. Handl., ser. 4, 17(2): 68. 1880.

(Pr. XI, fig. 3)

Eixo apical 36 µm; eixo transapical 21 µm; 8 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Round e Basson (1997), p. 348, fig.1-12.

Cylindrotheca closterium (Ehrenberg) Reimann et Lewin, J. Roy. Micr. Soc. ser. 3, 83: 289, pl. 124, f. 1-4, pl. 125, f.1-4. 1964.

Basônimo: *Ceratoneis closterium* Ehrenberg, Ber. Königl. Akad. Wiss. Berlin 1839: 144.pl. 4, fig.7. 1840.

(Pr. XIII, fig. 12)

Eixo apical 55 µm; eixo transapical 2,3 µm.

Obra consultada: Garcia-Baptista (1993), p. 67. fig. 195-196.

Cylindrotheca fusiformis Reimann et Lewin, J. Roy. Micr. Soc. ser 3, 83: 288, pl. 121, fig. 1-6, pl. 122, fig. 1-4. 1964.

(Pr. XIII, fig. 13-14)

Eixo apical 79-155 µm; eixo transapical 3-5 µm.

Obra consultada: Garcia-Baptista (1993), p. 68. fig. 185-186.

Rhopalodiales

Rhopalodiaceae

Rhopalodia gibberula (Ehrenberg) O. Muller, Hedwigia 38: 292, pl. 10, fig. 10, pl. 11, fig. 6-7. 1900.

Basônimo: *Eunotia gibberula* Ehrenberg, Abh. K. Akad. Wiss. Berlin, 1841: 414, pl. 3, fig. 4. 1843.

(Pr. XI, fig. 4; Pr. XV, fig. 11)

Eixo apical 31-40 µm; eixo transapical 9-10 µm; 14-17 estrias em 10 µm;
15-20 aréolas em 10 µm; 5-6 costelas em 10 µm.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1988), p. 160, fig. 110:2; 112:1-6; 113:4-6.

Surirellales

Entomoneidaceae

Entomoneis alata (Ehrenberg) Ehrenberg, Ber. K. Akad. Wiss. Berlin 1845: 154. 1845.

Basônimo: *Navicula alata* Ehrenberg, Ber. K. Akad. Wiss. Berlin: 212. 1840.

(Pr. XV, fig. 12-13)

Eixo apical 37,5-66,4 µm; eixo transapical 27,5-35 µm; 14-18 estrias em 10 µm; 3-4 fíbulas em 10 µm.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 438, fig. 203: 1-4; 2: 19-21; Hendeby (1964), p. 253, pl. 39, fig. 14-16.

Entomoneis ornata (Bailey) Reimer var. *ornata*, In Patrick et Reimer, Monogr. Acad. Nat. Sci. Phil. 13: 4. 1975.

Basônimo: *Amphiprora ornata* Bailey, Smith. Contr. Knowl. 2 (8):38, pl. 2, fig. 15, 23. 1851.

(Pr. XI, fig. 5)

Eixo apical 40-42 µm; 20 estrias em 10 µm.

Obra consultada: Cleve-Euler (1951-52), p. 146, fig. 1403; Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 440, fig. 205: 1-3.

Entomoneis paludosa (W. Smith) Reimer, In Patrick et Reimer, Monogr. Acad. Nat. Sci. Phil. 2 (1): 4, pl. 1, fig. 1. 1975.

Basônimo: *Amphiprora paludosa* W. Smith, Syn. British Diat., v. 1, p. 44, suppl. pl. 31, f. 269. 1853.

(Pr. XIII, fig. 15-16)

Eixo apical 60-70 µm; eixo transapical 27,5-30 µm.

Obra consultada: Krammer e Lange-Bertalot (1986), p. 439, fig. 204:2-4, 205: 9.

Surirellaceae

Surirella nervosa (A. Schimdt) Mayer, Ber. Naturw. Ver. Reg.:341, pl. 23, fig. 5, pl. 28, fig. 8-9. 1913.

Basônimo: *Surirella tenera* Gregory var. *nervosa* A. Schmidt, Atl. Diatom, pl. 23, fig. 15-17. 1875.

(Pr. XV, fig. 14-15)

Eixo apical 97-116,2 µm; eixo transapical 30,71-31 µm; 2 projeções aliformes em 10 µm.

Obra consultada: Huber-Pestalozzi (1942), p. 511, fig. 623 b, c.

Surirella cf. ovata Kützing, Bacillarien: 62, pl. 7, fig. 1-4. 1844.

(Pr. XI, fig. 6)

Valvas lanceoladas e heteropolares, extremidades acuminadas, esterno reduzido e inconspícuo, projeções aliformes evidentes e levemente radiadas nas extremidades, estrias pouco visíveis, eixo apical 52,29-66,4 µm, eixo transapical 22,41-29,05 µm, 2 projeções aliformes por 10 µm, 16-18 estrias por 10 µm; os espécimes analisados possuem eixo transapical maior que os descritos por Hustedt (1985), que encontrou ET máximo de 23 µm. Entretanto, poucos indivíduos foram encontrados neste estudo para que se possa afirmar a espécie. As demais características estão de acordo com as descritas por Hustedt (1985) e Peragallo e Peragallo (1965).

Obra consultada: Hustedt (1985), p. 895, fig. 863-864; Peragallo e Peragallo (1965), p. 258, pl. 67, fig. 14-15.

Surirella rorata Frenguelli, Not. Mus. La Plata 1(5): 131, fig. 3,4. 1935.

(Pr. XI, fig. 7)

Eixo apical 78 µm; eixo transapical 44 µm; 2 projeções aliformes em 10 µm; estrias inconspícuas.

Obra consultada: Huber-Pestalozzi (1942), p. 513, Abb. 624.

Campylodiscus birostratus Deby, pl. 1, fig. 1, 1891.

(Pr. XI, fig. 8)

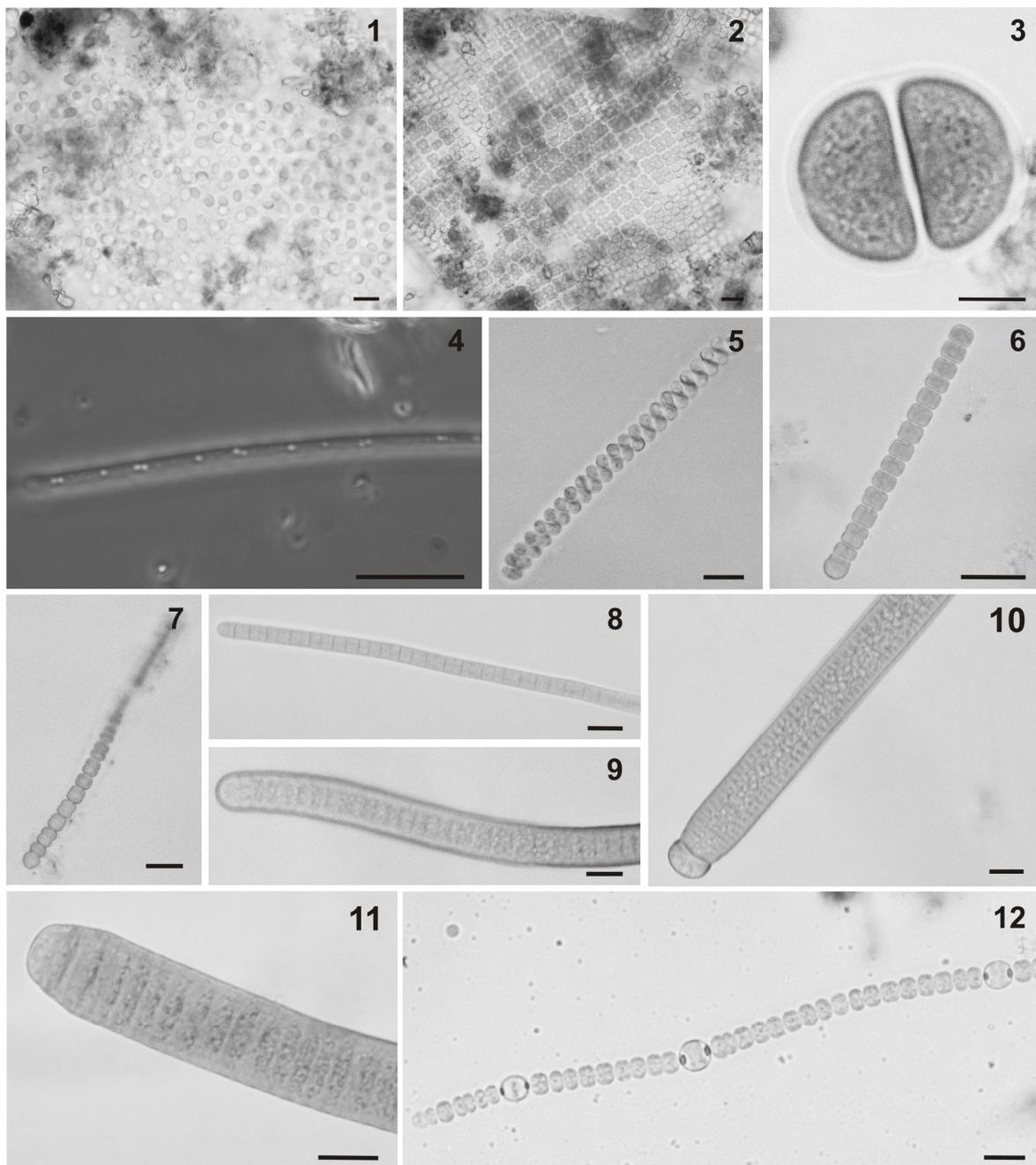
Valva 36 µm diâmetro; 6 costelas marginais em 10 µm; 10 costelas centrais em 10 µm.

Material examinado:

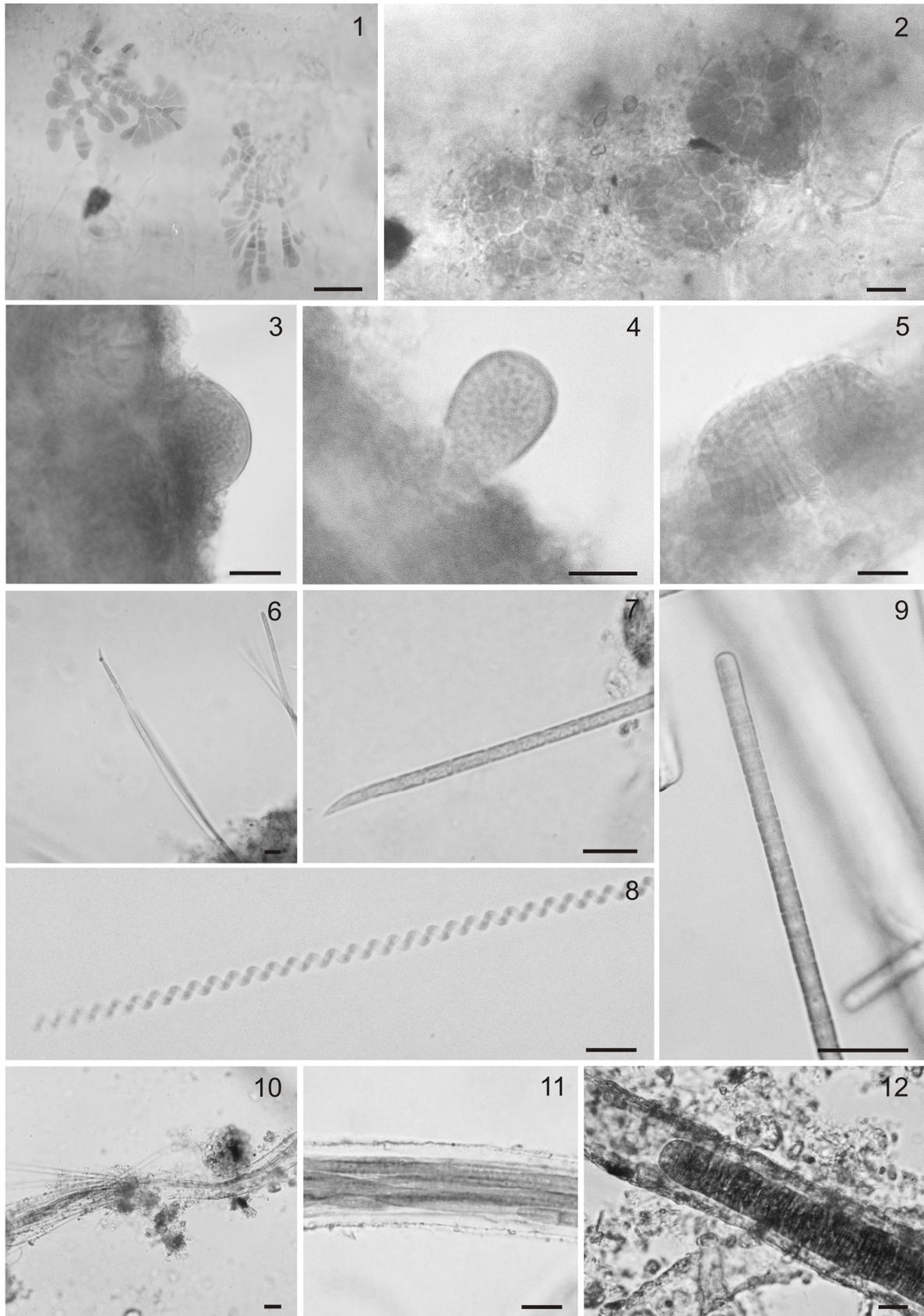
Obra consultada: Peragallo e Peragallo (1965), p. 243, pl. 55, fig. 10 (como *C. impressus* Grunow).

4. CONCLUSÕES

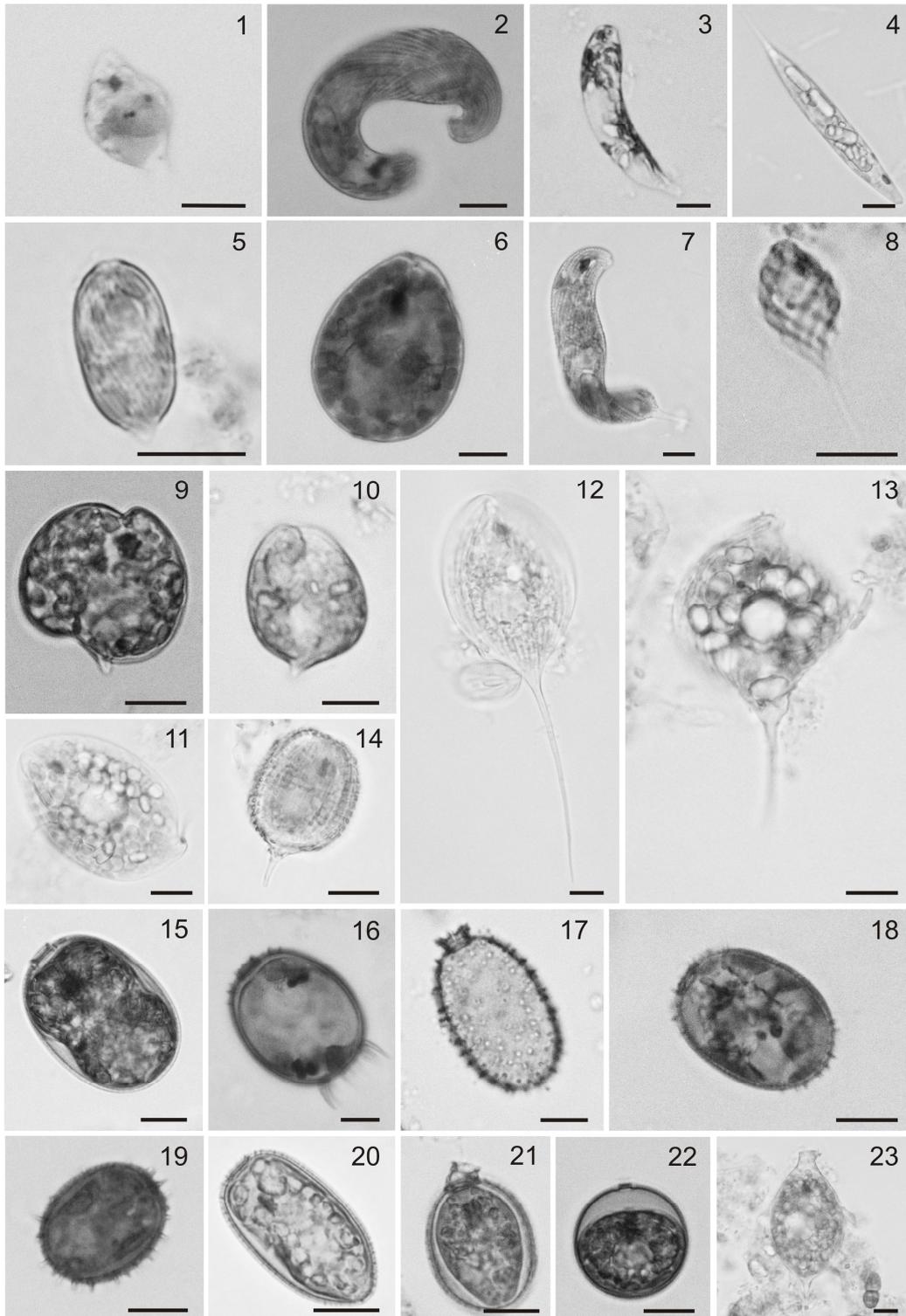
O grupo mais representativo na análise qualitativa do material foram as diatomáceas, onde a classe Bacillariophyceae foi a que apresentou maior número de espécies identificadas. Apenas cianobactérias e diatomáceas foram observadas epifitando as macroalgas. A maior presença de epífitas foi observada nas macroalgas do gênero *Bostrychia*, que também foram as mais frequentes nas coletas. As cianobactérias encontradas eram, na sua maioria, epifíticas ou epipélicas. A facilidade de preservação das frústulas das diatomáceas, com certeza, contribuiu para o maior número de identificações desse grupo. O mesmo não ocorreu para os outros grupos, como por exemplo, euglenófitas, cianobactérias, clorófitas e criptófitas que, na maioria das vezes, necessitam ser observados vivos para uma identificação completa. O uso da microscopia eletrônica contribuiu para o aumento de táxons de diatomáceas identificados. Entretanto, a maior dificuldade no preparo das amostras para grupos como crisófitas, criptófitas e dinoflagelados, quando comparados com as diatomáceas, impossibilitou uma identificação mais ampla destes organismos, no presente trabalho



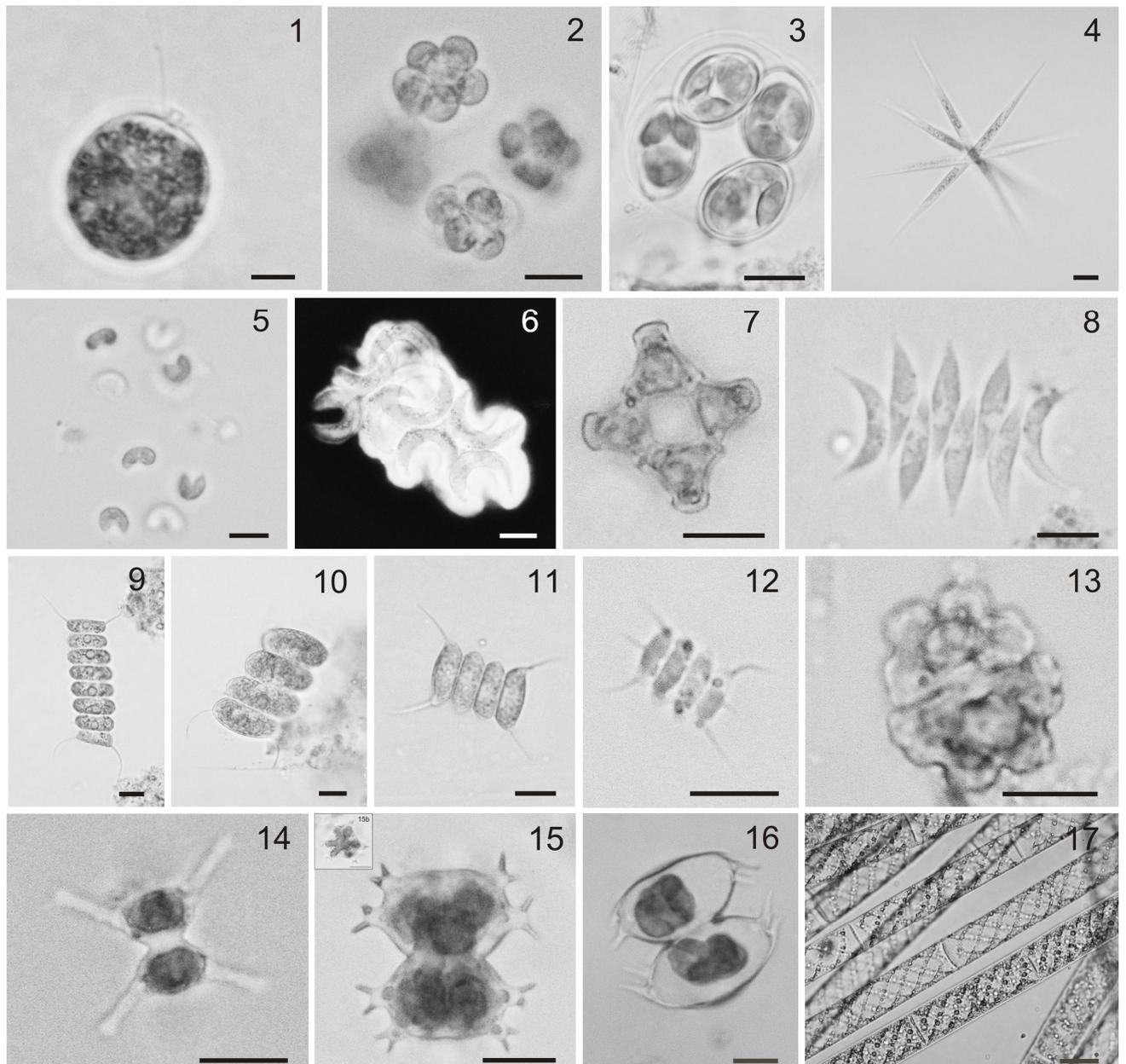
Prancha I. Microscopía Óptica de Luz. **Figs 1-12.** 1. *Aphanothece stagnina*; 2. *Merismopedia convoluta*; 3. *Chroococcus turgidus*; 4. *Geitlerinema amphibium* (Microscopia Óptica com Contraste de Fase); 5. *Spirulina major*; 6. *Komvophoron constrictum*; 7. *Komvophoron anabaenoides*; 8. *Phormidium simplicissimum*; 9. *Oscillatoria curviceps*; 10-11. *Oscillatoria* sp.; 12. *Anabaena* sp. Escala = 10 μ m.



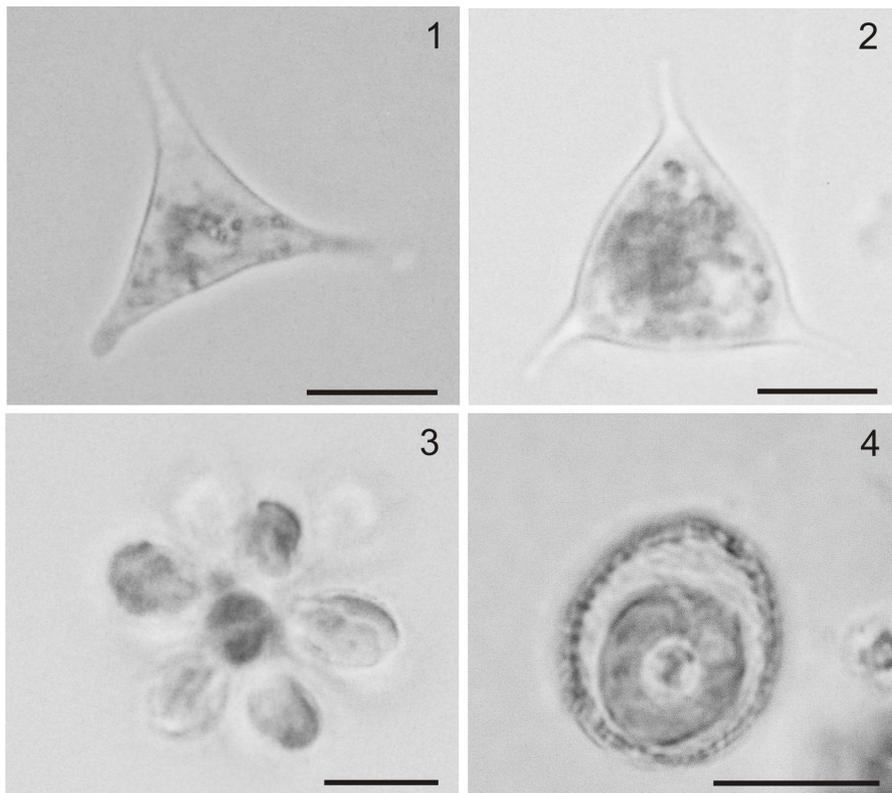
Prancha II. Microscopía Óptica de Luz – Epífitas sobre substrato. **Figs. 1-12.** 1. *Myxohyella* sp.; 2-3. *Xenococcus schousboei*; 4. *Xenococcus pyriformis*; 5. *Xenotholos* cf. *starmachii*; 6-7. *Geitlerinema acutissimum*; 8. *Spirulina nordstedtii*; 9. *Phormidium retzii*; 10-11. *Coleofasciculus chthonoplastes*; 12. *Lyngbya aestuarii*. Escala = 10 µm.



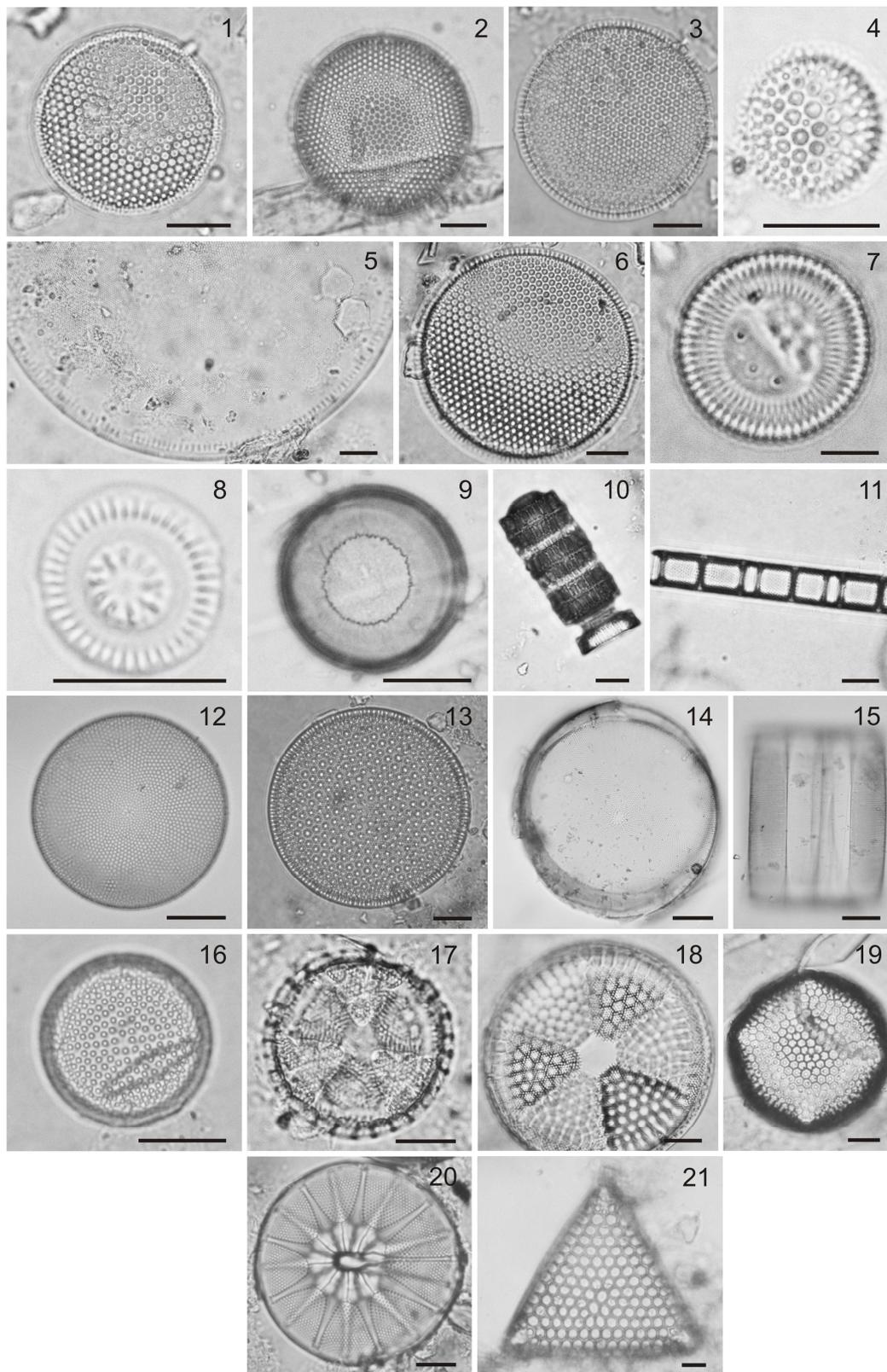
Prancha III. Microscopía Óptica de Luz. **Figs. 1-23.** 1. *Euglena agilis*; 2. *Lepocinclis oxyuris* f. *minima*; 3. *Eutreptiella eupharyngea*; 4. *Lepocinclis acus*; 5. *Lepocinclis ovum* var. *dimidio-minor*; 6. *Lepocinclis salina* var. *salina*; 7. *Lepocinclis spirogyroides*; 8. *Monomorphina pyrum*; 9. *Phacus anomalus*; 10. *Phacus curvicauda*; 11. *Phacus hamatus*; 12. *Phacus longicauda* var. *longicauda*; 13. *Phacus longicauda* var. *tortus*; 14. *Phacus suecicus* var. *suecicus*; 15. *Trachelomonas abrupta*; 16. *Trachelomonas armata* var. *steinii*; 17. *Trachelomonas hispida* var. *coronata*; 18. *Trachelomonas hispida* var. *duplex*; 19. *Trachelomonas hispida* var. *hispida*; 20. *Trachelomonas lemmermannii* var. *lemmermannii*; 21. *Trachelomonas planctonica* var. *flexicollis*; 22. *Trachelomonas volvocinopsis* var. *volvocinopsis*; 23. *Strombomonas fluviatilis* var. *levis*. Escala = 10 μ m.



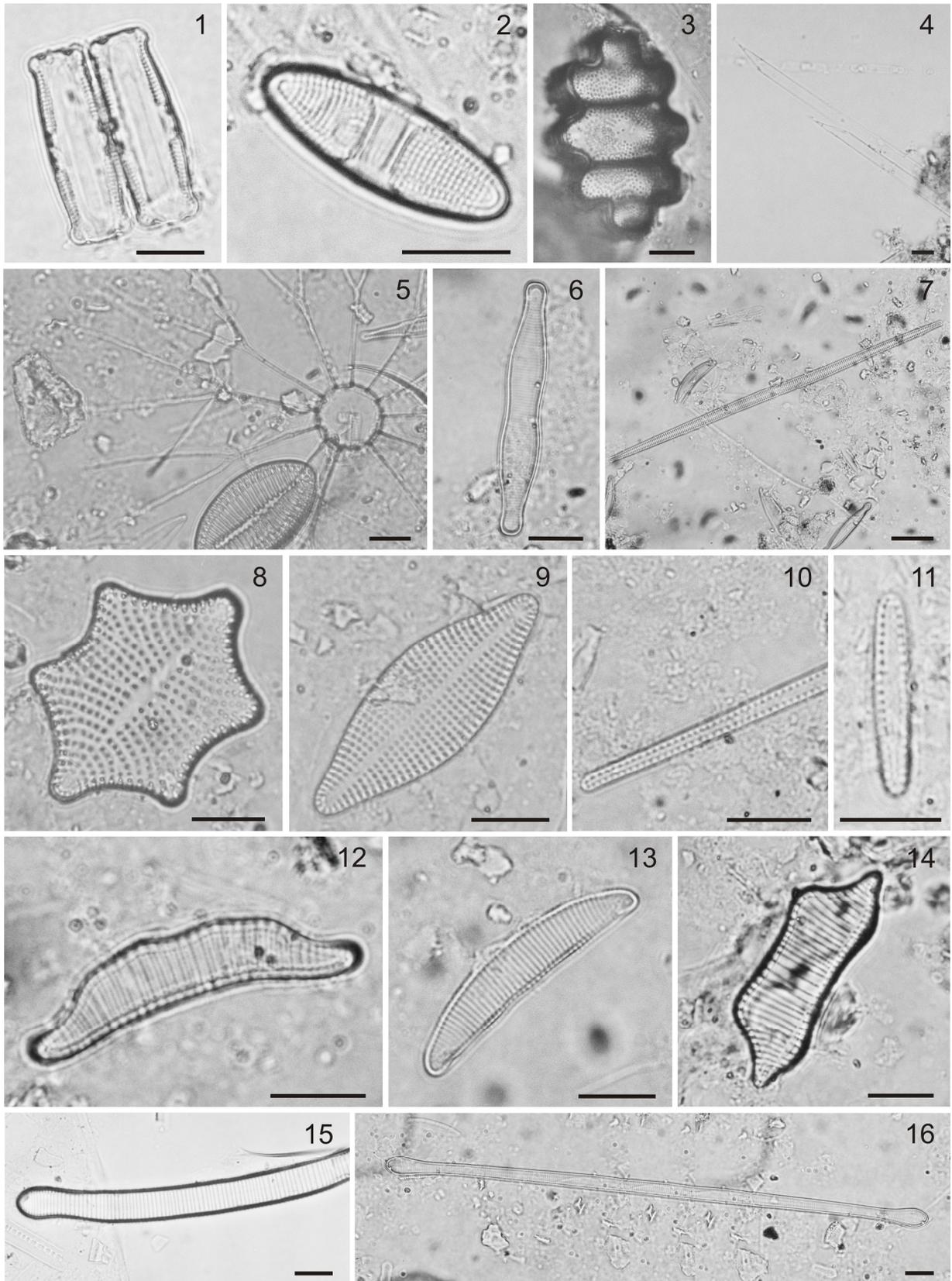
Prancha IV. Microscopía Óptica de Luz. **Figs. 1-17.** 1. *Chlamydomonas* cf. *pertyi*; 2. *Dictyosphaerium pulchellum*; 3. *Oocystis marssonii*; 4. *Ankistrodesmus fusiformis*; 5. *Kirchneriella aperta*; 6. *Kirchneriella lunaris* (com nanquim para evidenciar a mucilagem); 7. *Coelastrum proboscideum*; 8. *Scenedesmus acuminatus* var. *acuminatus*; 9. *Desmodesmus communis*; 10. *Desmodesmus maximus*; 11. *Desmodesmus opoliensis* var. *mononensis*; 12. *Desmodesmus spinosus*; 13. *Euastrum* sp.; 14. *Staurastrum iotatum*; 15. *Staurastrum leave*; 16. *Staurastrum trifidum* var. *inflexum.*; 17. *Spirogyra* sp. Escala = 10 µm.



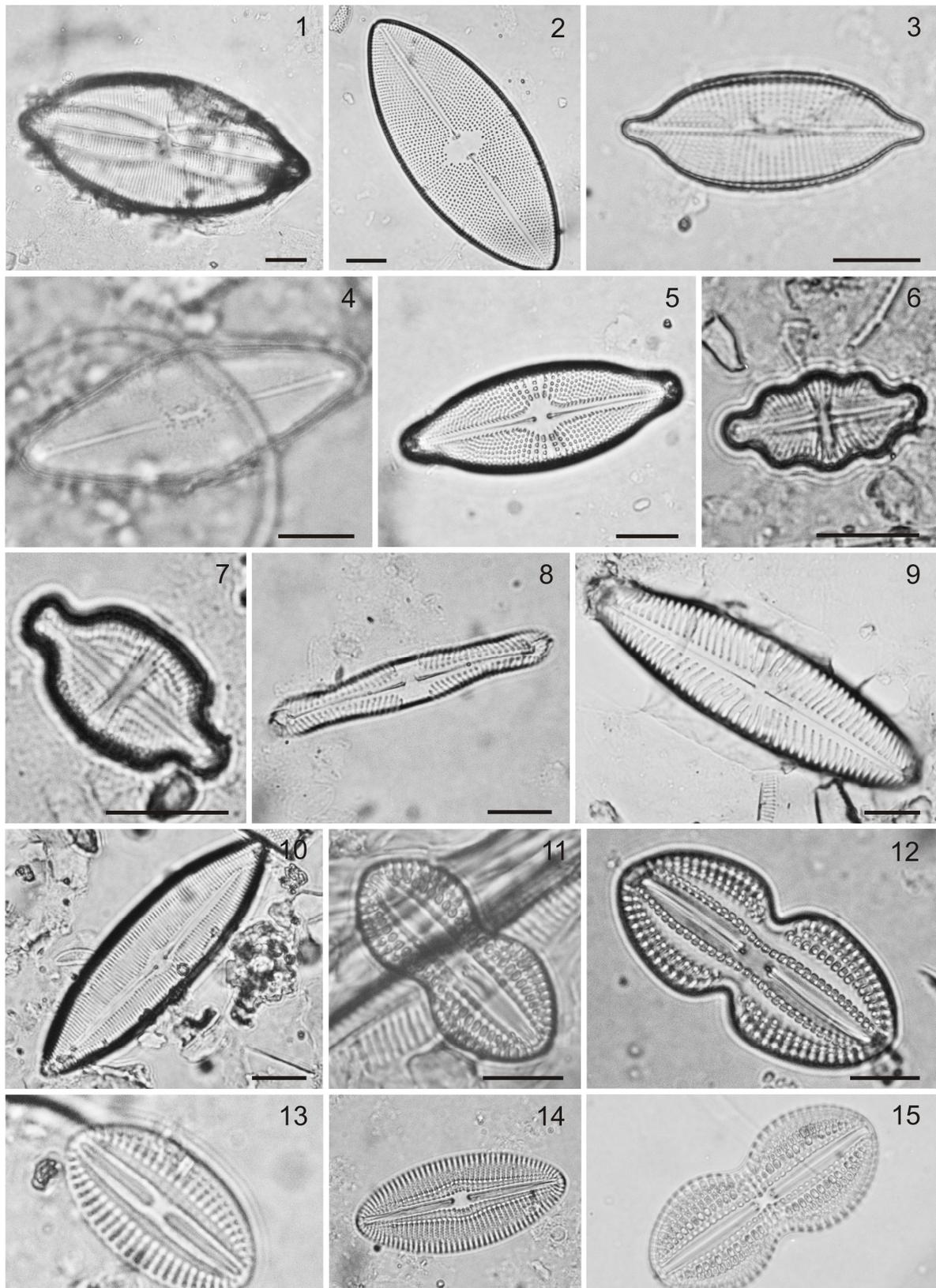
Prancha V. Microscopía Óptica de Luz. **Figs. 1-4.** **1.** *Gonyochloris* sp.; **2.** *Tetraëdriella spinigera*; **3.** *Synura* sp.; **4.** *Kephyrion ovale*. Escala = 10 μ m.



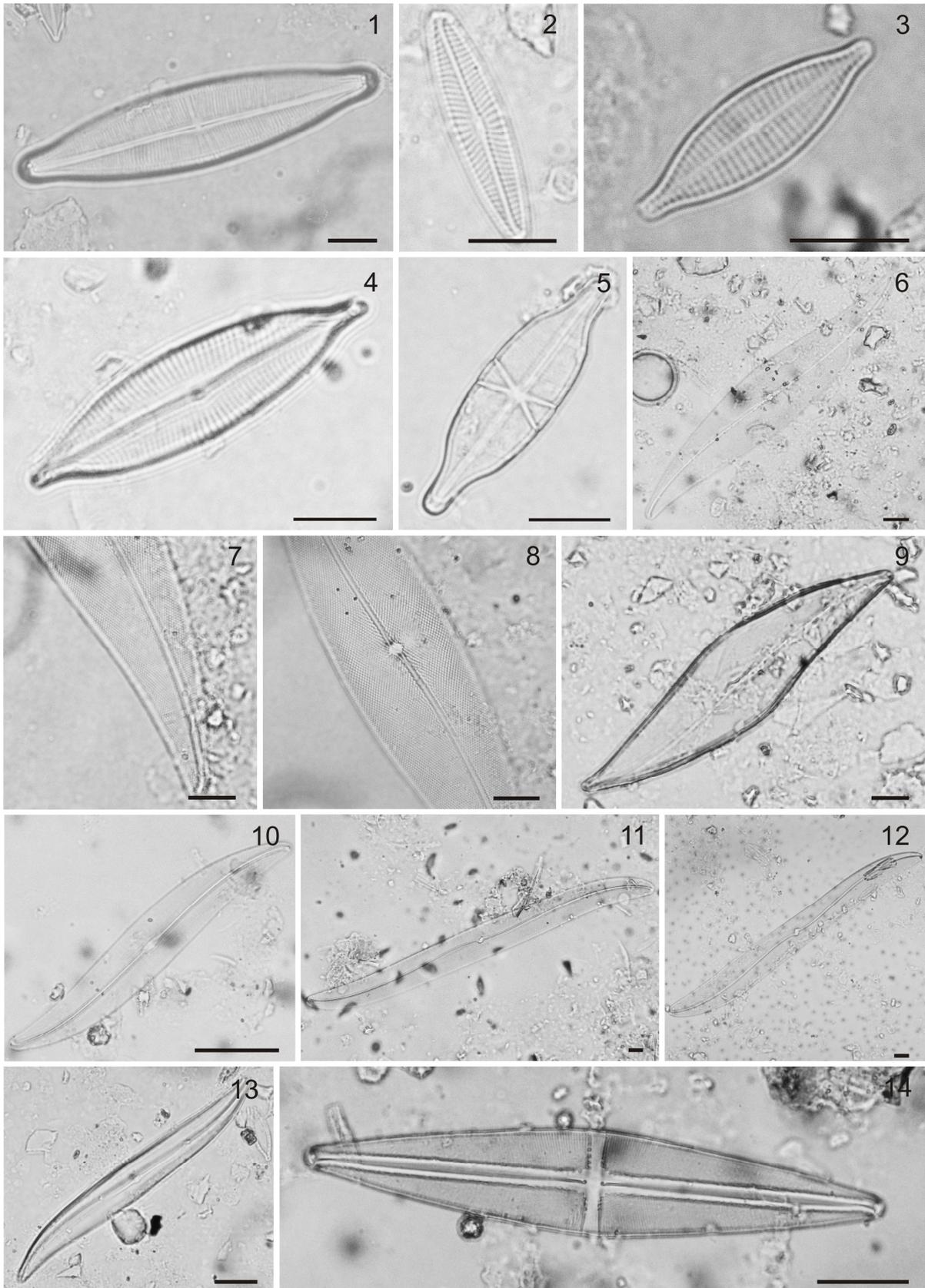
Prancha VI. Microscopía Óptica de Luz – Lâminas Permanentes. **Figs. 1-21.** 1. *Thalassiosira eccentrica*; 2. *Thalassiosira endoseriata*; 3. *Thalassiosira leptopus*; 4. *Thalassiosira oestrupii* var. *oestrupii*; 5. *Thalassiosira punctigera*; 6. *Thalassiosira simonsenii*; 7. *Cyclotella litoralis*; 8. *Discotella stelligera*; 9. *Hyalodiscus* cf. *laevis*; 10. *Paralia sulcata*; 11. *Aulacoseira ambigua*; 12. *Coscinodiscus oculus-iridis*; 13. *Coscinodiscus radiatus*; 14-15. *Coscinodiscus walesii*; 16. *Actinocyclus octonarius* var. *tenellus*; 17. *Actinoptychus campanulifer*; 18. *Actinoptychus senarius*; 19. *Eupodiscus radiatus*; 20. *Asteromphalus flabelattus*; 21. *Triceratium favus*. Escala = 10 µm.



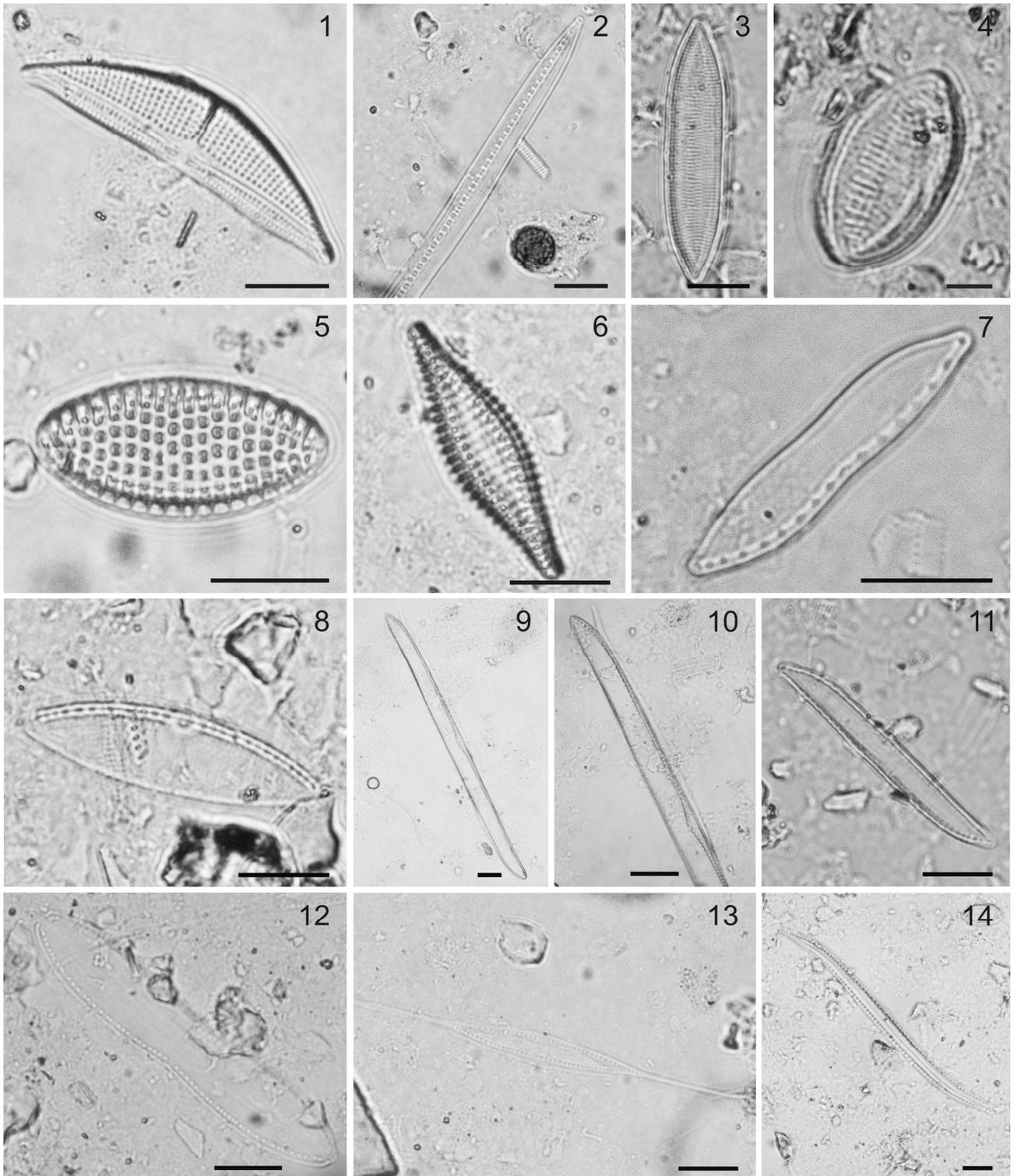
Prancha VII. Microscopía Óptica de Luz – Lâminas Permanentes. **Figs. 1-16.** 1. *Plagiogramma interruptum*; 2. *Plagiogramma* cf. *staurophorum*; 3. *Terpsinoe americana*; 4. *Rhizosolenia* sp.; 5. *Bacteriastrum hyalinum*; 6. *Fragilaria javanica*; 7. *Ulnaria ulna*; 8. *Raphoneis castracanei*; 9. *Delphineis surirella*; 10. *Thalassionema frauenfeldii*; 11. *Thalassionema nitzschioides*; 12. *Eunotia camelus*; 13. *Eunotia incisa*; 14. *Eunotia didyma*; 15. *Eunotia maior*; 16. *Eunotia transfuga*. Escala = 10 µm.



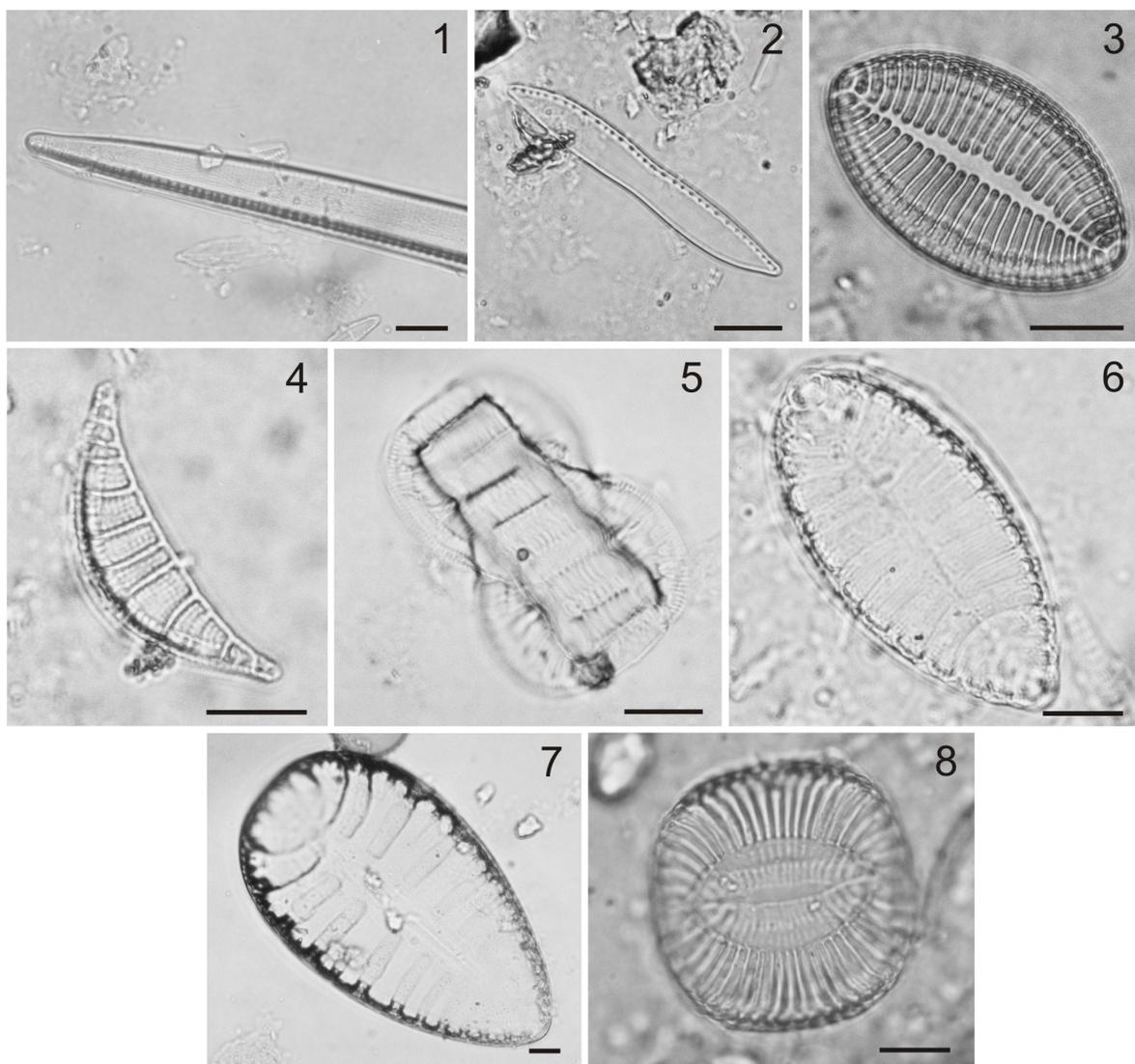
Prancha VIII. Microscopia Óptica de Luz – Lâminas Permanentes. **Figs. 1-15.** 1. *Lyrella lyra*; 2. *Petroneis granulata*; 3. *Achnantes curvirostrum*; 4. *Parlibellus hagelsteinii*; 5. *Cosmioneis grossepunctata*; 6. *Luticola inserata* var. *undulata*; 7. *Luticola ventricosa*; 8. *Pinnularia divergens* var. *mesoleptiformis*; 9. *Pinnularia yarrensii*; 10. *Caloneis westii*; 11. *Diploneis bombus*; 12. *Diploneis gruendleri*; 13. *Diploneis smithii*; 14. *Diploneis subovalis*; 15. *Diploneis weissflogii*. Escala = 10 µm.



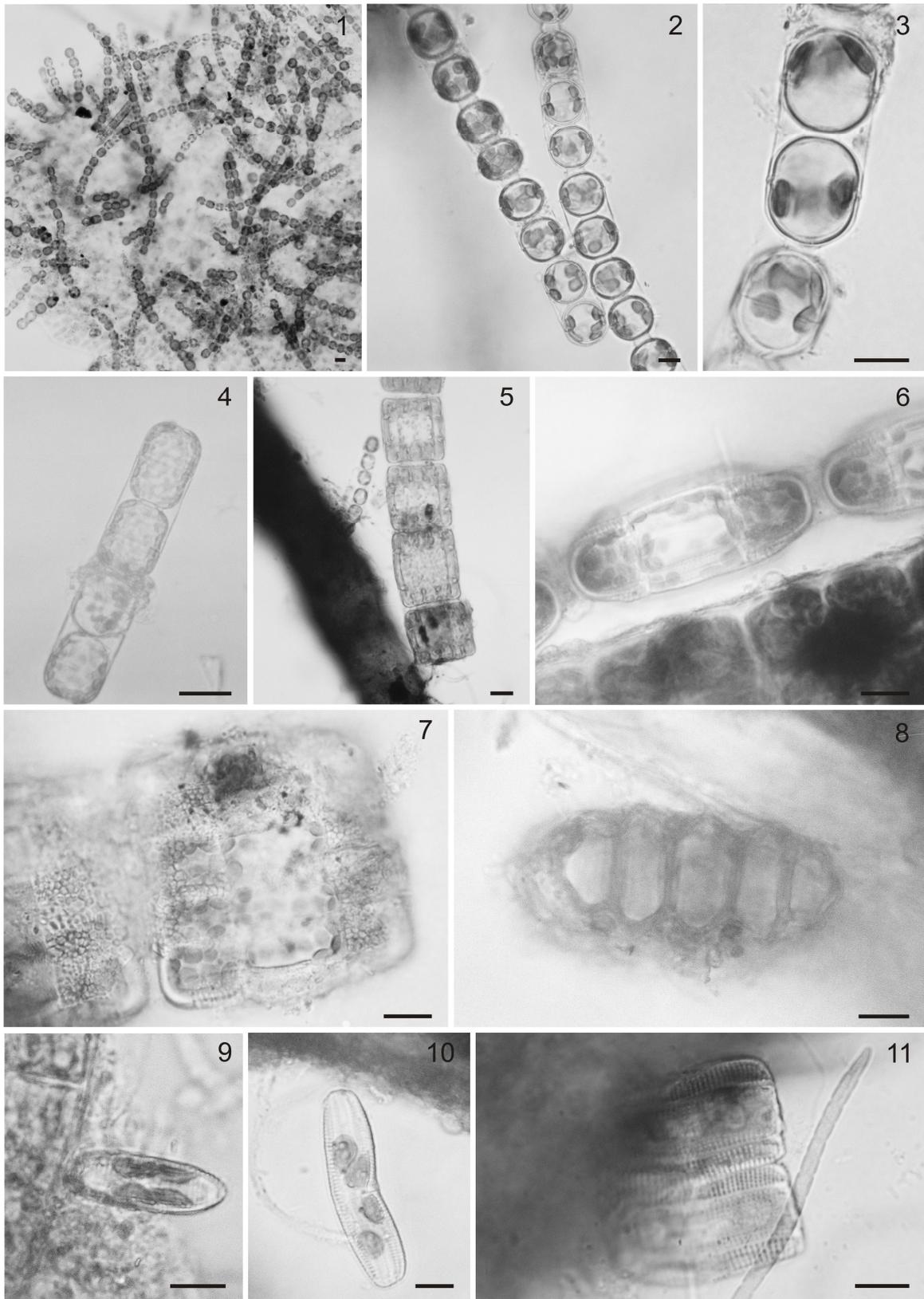
Prancha IX. Microscopía Óptica de Luz – Lâminas Permanentes. **Figs. 1-14.** 1. *Navicula crucicula*; 2. *Navicula erifuga*; 3. *Navicula gregaria*; 4. *Navicula viridula* var. *rostellata*; 5. *Capartograma crucicula*; 6-8. *Pleurosigma affine*; 9. *Pleurosigma angulatum*; 10. *Gyrosigma acuminatum*; 11. *Gyrosigma balticum*; 12. *Gyrosigma exoticum*; 13. *Gyrosigma spectabile*; 14. *Stauroneis phoenicentheron* var. *phoenicentheron*. Escala = 10 µm.



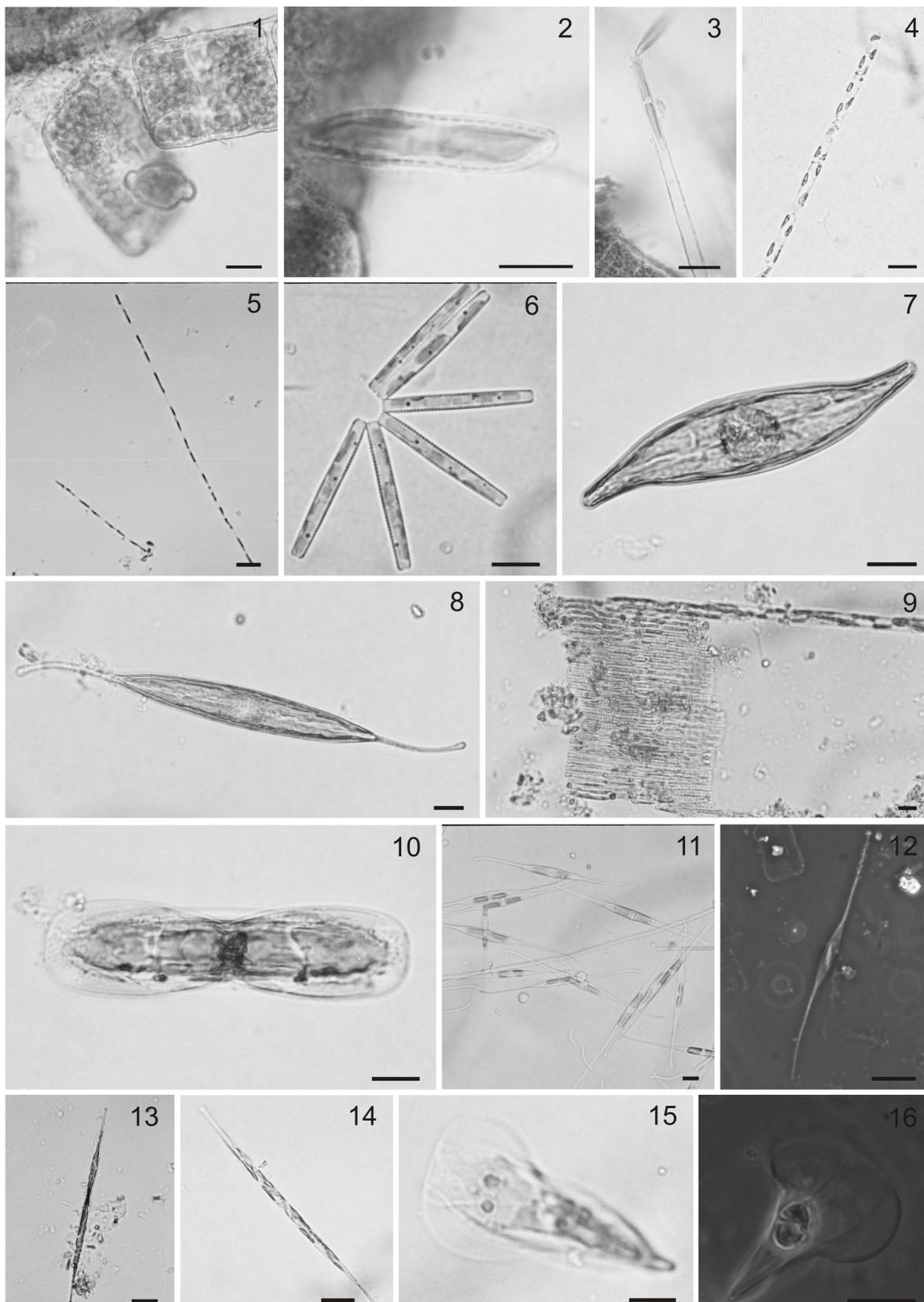
Prancha X. Microscopía Óptica de Luz – Lâminas Permanentes. **Figs 1-14.** 1. *Amphora* cf. *acuta*; 2. *Bacillaria paxillifera*; 3. *Tryblionella acuminata*; 4. *Tryblionella debilis*; 5. *Tryblionella granulata*; 6. *Tryblionella lanceola*; 7. *Nitzschia brevisissima*; 8. *Nitzschia brittoni*; 9-10. *Nitzschia obtusa*; 11. *Nitzschia obtusa* var. *scalpelliformis*; 12. *Nitzschia pellucida*; 13. *Nitzschia reversa*; 14. *Nitzschia sigma*. Escala = 10 μ m.



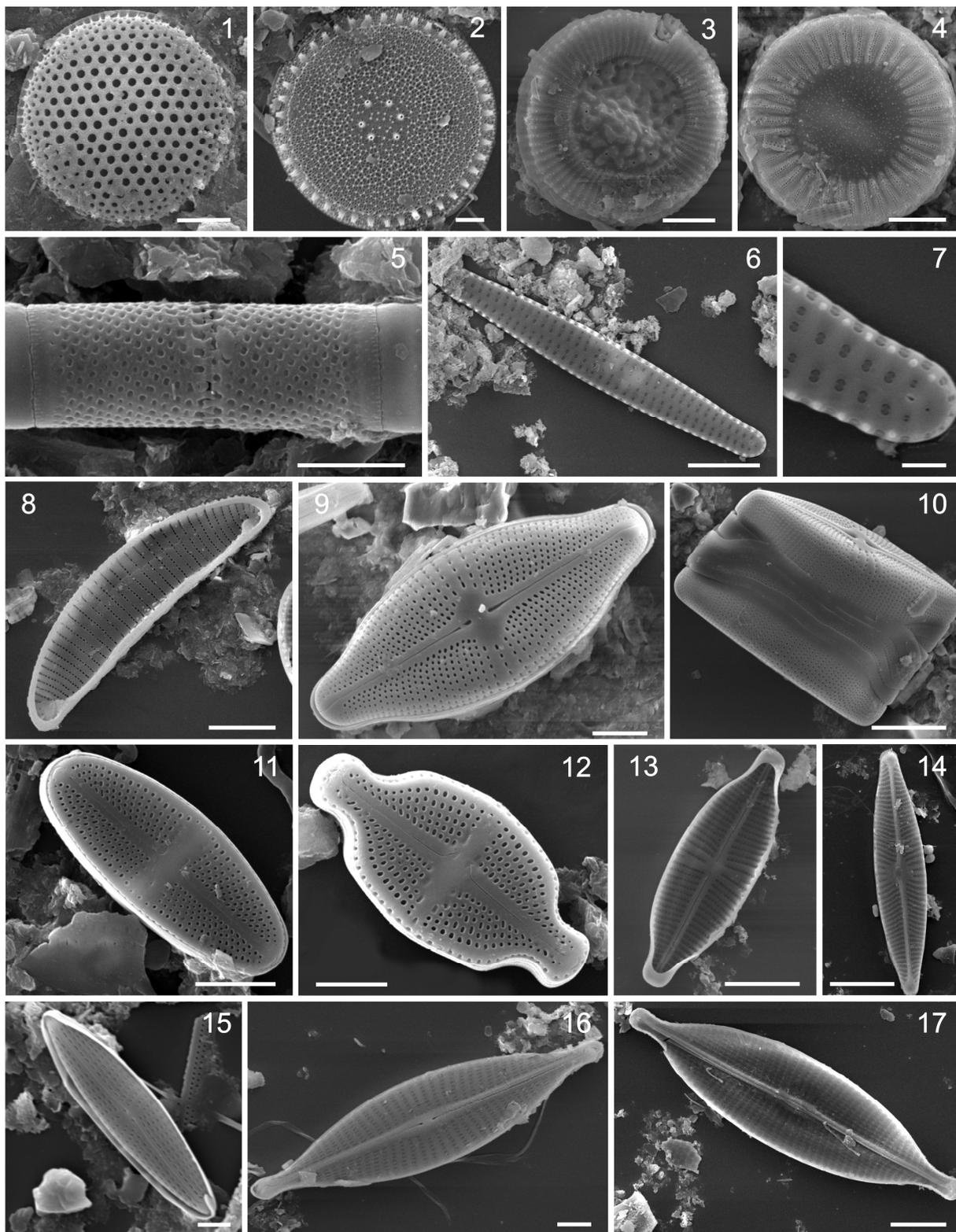
Prancha XI. Microscopía Óptica de Luz – Lâminas Permanentes. **Figs. 1-8.** 1. *Nitzschia sigma*; 2. *Nitzschia terrestris*; 3. *Giffenia cocconeiformis*; 4. *Rhopalodia gibberula*; 5. *Entomoneis ornata*; 6. *Surirella cf. ovata*; 7. *Surirella rorata*; 8. *Campylodiscus birostratus*. Escala = 10µm.



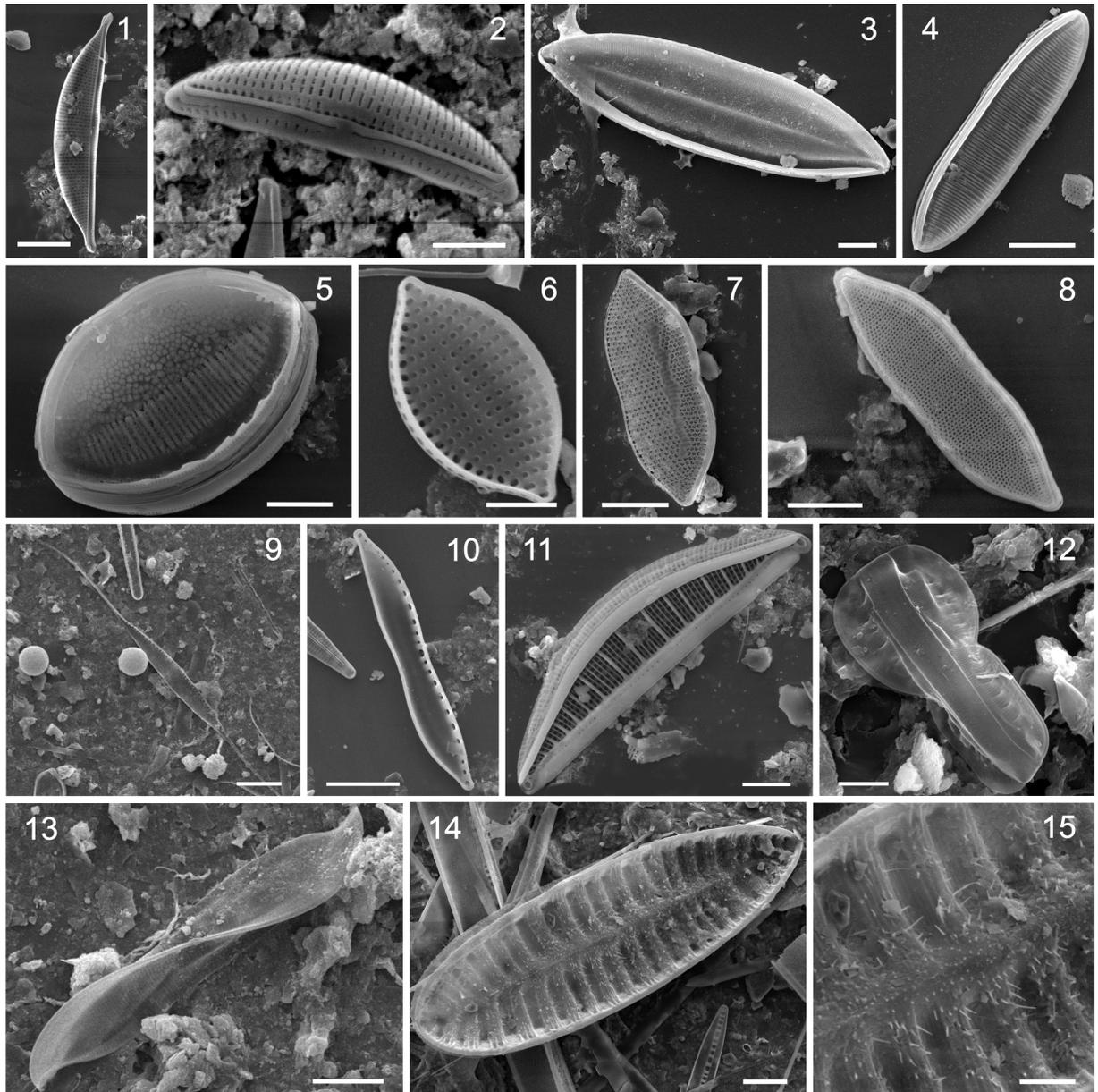
Prancha XII. Microscopía Óptica de Luz – Epífitas sobre substrato. **Figs. 1-11.** 1. vista geral de *Melosira moniliformis* e *Melosira nummuloides*; 2-3. *Melosira moniliformis*; 4. *Melosira nummuloides*; 5. *Terpsinoe brebissonii* e *Melosira moniliformis*; 6-7. *Terpsinoe brebissonii*; 8. *Terpsinoe musica*; 9-10. *Achnantes brevipes*; 11. *Achnantes longipes*. Escala = 10 μ m.



Prancha XIII. Microscopía Óptica de Luz. **Figs. 1-16.** 1. *Luticola ventricosa* sobre *Terpsinoe brebissonii*; 2. *Nitzschia brevissima*; 3. *Nitzschia sigma*; 4. *Dactyliosolen* sp.; 5. *Leptocylindrus minimus*; 6. *Thalassionema frauenfeldii*; 7. *Gyrosigma distortum*; 8. *Gyrosigma fasciola*; 9. *Bacillaria paxillifera*; 10. *Nitzschia pellucida*; 11. *Nitzschia reversa*; 12. *Cylindrotheca closterium*; 13-14. *Cylindrotheca fusiformis*; 15-16. *Entomoneis paludosa*. Figs. 12 e 16 (Microscopía Óptica com Contraste de Fase); Figs. 1-3 (Epífitas sobre substrato). Escala = 10 μ m.



Prancha XIV. Microscopía Eletrônica de Varredura. **Figs. 1-17.** 1. *Thalassiosira nanolineata*; 2. *Thalassiosira weissflogii*; 3. *Cyclotella litoralis*; 4. *Cyclotella meneghiniana*; 5. *Aulacoseira ambigua*; 6-7. *Neodelphineis pelagica*; 8. *Eunotia incisa*; 9-10. *Cosmioneis grossepunctata*; 11. *Luticola mutica*; 12. *Luticola ventricosa*; 13. *Capartograma crucicula*; 14. *Navicula cryptocephala*; 15. *Navicula cryptocephala* var. *exilis*; 16. *Navicula gregaria*; 17. *Craticula riparia*. Escala = 5 µm. Figs. 2, 11, 15, 16 (Escala = 2 µm); Fig. 7(Escala = 1 µm); Figs. 10, 14 (Escala = 10 µm).



Prancha XV. Microscopía Eletrônica de Varredura. **Figs. 1-15.** 1. *Amphora cymbifera*; 2. *Amphora ovalis*; 3-4. *Tryblionella acuminata*; 5. *Tryblionella debilis*; 6. *Tryblionella punctata*; 7. *Psammodictyon panduriforme*; 8. *Nitzschia brevissima*; 9. *Nitzschia reversa*; 10. *Nitzschia terrestris*; 11. *Rhopalodia gibberula*; 12-13. *Entomoneis alata*; 14-15. *Surirella nervosa*. Escala = 5 μm . Figs. 1, 4, 9, 10, 12, 13, 14 (Escala = 10 μm).

5. Referências Bibliográficas

- Albuquerque, C. S. e Menezes, M. (1997), Algas flageladas clorofiladas da área de influência da BR-364, Vilhena – Ouro Preto D'Oeste, Sudeste do Estado de Rondônia, Brasil. *Hoehnea*, **24(2)**, 1-16.
- Alves-da-Silva, S. M. e Ávila, I. R. (1995), O gênero *Trachelomonas* Ehr. emend. Defl. (Euglenaceae) do Parque Zoológico de Sapucaia do Sul e do Jardim Botânico de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia, Ser. Bot.*, **46**, 27-56.
- Alves-da-Silva, S. M. e Fortuna, J. R. (2006), Euglenophyceae de ambientes lênticos na planície costeira do Rio Grande do Sul, Sul do Brasil: gêneros *Euglena* Ehr. e *Lepocinclis* Perty. *Acta bot. bras.*, **20(2)**, 411-422.
- Alves-da-Silva, S. M. e Fortuna, J. R. (2008), O gênero *Phacus* (Euglenophyceae) em sistemas lênticos da Planície Costeira do Rio Grande do Sul, sul do Brasil. *Acta bot. bras.*, **22(3)**, 684-700.
- Alves-da-Silva, S. M. e Tamanaha, M. S. (2008), Ocorrência de Euglenophyceae pigmentadas em rizipiscicultura na Região do Vale do Itajaí, SC, Sul do Brasil. *Acta bot. bras.*, **22(1)**, 145-163.
- Alves-da-Silva, S. M. e Torres, J. R. (1994), Estudo taxonômico do gênero *Phacus* Duj. (Euglenaceae) no Parque Zoológico, Sapucaia do Sul e no Jardim Botânico, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia, Ser. Bot.*, **44**, 45-83.
- Anagnostidis, K. (1989), *Geitlerinema*, a new genus of oscillatorialen cyanophytes. *Pl. Syst. Evol.*, **164**, 33-46.
- Antunes, A., Schwingel, P. R., Burliga, A. L. M. e Urban, S. (2007), Composição do fitoplâncton da Bacia Hidrográfica do rio Camboriú (SC, Brasil) durante o verão de 2005. *Braz. J. Aquat. Technol.*, **11(2)**, 33-43.
- Araújo, N. B. de, Souza-Mosimann, R. M. e Fernandes, L. F. (1989), Contribuição ao estudo das diatomáceas (Bacillariophyceae) da foz do Rio Araranguá, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **19(supl.)**, 305-348.
- Azevedo, M. T. P. e Sant'Anna, C. L. (1993), New taxa of Oscillatoriaceae (Cyanophyceae) from São Paulo, Brazil. *Crypt. Bot.*, **3**, 207-212.
- Beltrones, D. A. S. e Fuerte, F. O. L. (2006), Epiphytic diatoms associated with red mangrove (*Rhizophora mangle*) prop roots in Bahía Magdalena, Baja California Sur, Mexico. *Rev. Biol. Trop.*, **54(2)**, 287-297.
- Branco, L. H. Z., Moura, A. N. M., Silva, A. C. e Bittencourt-Oliveira, M. C. (2003), Biodiversidade e considerações biogeográficas das Cyanobacteria de uma área de manguezal do Estado de Pernambuco, Brasil. *Acta bot. bras.*, **17(4)**, 585-596.

- Branco, L. H. Z., Necchi Jr., O. e Branco, C. C. Z. (1999), Cyanophyceae from lotic ecosystems of São Paulo State, southeastern Brazil. *Algological Studies*, **94**,63-87.
- Casagrande, A. A., Fermon, Y., Bailly, N. e Franceschini, I. M. (2000), Euepiphytic algae of some lentic waters from Santa Catarina Island, Southern Brazil. *Hoehnea*, **27(2)**, 99-116.
- Cholnoky, B. J. Von. (1960), Beitrage zur Kenntnis der Diatomeen-flora von Natal (Südafrika). *Nova Hedwigia*, **2(1/2)**, 1-128.
- Cleve-Euler, A. (1951), Die diatomeen von Schweden und Finnland. *Kungliga Svenska Vetenskapsakademiens Handlingar*, **4(2/1)**,1-163.
- Cox, E. (1995), Studies on the diatom genus *Navicula* Bory. VII. The identity and typification of *Navicula gregaria* Donkin, *N. cryptocephala* Kütz. and related taxa. *Diatom Research*, **10(1)**, 91-111.
- Cox, E. J. (1988), Taxonomic studies on the diatom genus *Navicula* V. The establishment of *Parlibellus* gen. nov. for some members of *Navicula* sect. Microstigmatica. *Diatom Research*, **3(1)**, 9-38.
- Crispino, L. M. B. e Sant'Anna, C. L. (2006), Cianobactérias marinhas bentônicas de ilhas costeiras do Estado de São Paulo, Brasil. *Revista Brasil. Bot.*, **29(4)**, 639-656.
- Desikachary, T. V. (1959), *Cyanophyta*. Bombay: Council of Agricultural Research. 686 p.
- Eaton, J. W. e Moss, B. (1966), The estimation of numbers and pigment content in epipelagic algal populations. *Limnology and Oceanography*, **11**, 584-595.
- Ettl, H. (1978), Xanthophyceae. In: Ettl, H., Gerloff, J. e Heynig, H. *Süßwasseraflora von Mitteleuropa* v. 3, teil 1. Stuttgart: G. Fischer. 530 p.
- Felício-Fernandes, G., Souza-Mosimann, R. M. e Moreira Filho, H. (1994), Diatomáceas no Rio Tavares. Manguezal do Rio Tavares, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil – Ordem Centrales. (Excluídas as famílias Rhizosoleniaceae e Chaetoceraceae). *Insula*, **23**, 35-90.
- Felício-Fernandes, G. e Souza-Mosimann, R. M. (1994), Diatomáceas no sedimento do manguezal de Itacorubi – Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **23**, 149-215.
- Fensome, R. A., Taylor, F. J. R., Norris, G., Sarjeant, W. A. S., Wharton, D. I. e Willians, G. L. (1993), *A classification of living and fossil dinoflagellates*. Hanover: Sheridan Press. 350 p.
- Fernandes, L. F., Souza-Mosimann, R. M. e Felício-Fernandes, G. (1990), Diatomáceas (Bacillariophyceae) do Rio Ratoões, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil: I-Baixo Curso e Estuário. *Insula*, **20**, 11-112.

- Foged, N. (1978), Diatoms in Eastern Australia. *Bibliotheca Phycologica*, **41**, 5-243.
- Förster, V. K. (1969), Amazonische Desmidiaceen. 1. Teil: Areal Santarém. *Amazoniana*, **II(1/2)**, 5-116.
- Fryxell, G. A. e Hasle, G. R. (1980), The Marine Diatom *Thalassiosira oestrupii*: structure, taxonomy and distribution. *Amer. J. Bot.*, **67(5)**, 804-814.
- Fryxell, G. A. e Hasle, G. R. (1977), The genus *Thalassiosira*: Some Species with a Modified Ring of Central Strutted Processes. *Nova Hedwigia*, **54**, 67-98.
- Garcia-Baptista, M. (1993), Psammic algae from Praia Azul, Brazil. *Bibliotheca Phycologica*, **94**, 1-167.
- Hallegraeff, G. M. (1984), *Thalassiosira* in Australian waters. *Botanica marina*, **27**, 495-513.
- Hasle, G. R. (1983), The marine, planktonic diatoms *Thalassiosira oceanica* sp. nov. and *T. partheneia*. *Journal of Phycology*, **19(2)**, 220-229.
- Hasle, G. R. (2001), The marine, planktonic diatom family Thalassionemataceae: morphology, taxonomy and distribution. *Diatom Research*, **16(1)**, 1-82.
- Hasle, G. R. e Fryxell, G. A. (1977), The genus *Thalassiosira*: some species with a linear areola array. *Nova Hedwigia*, **54**, 15-66.
- Hasle, G. R. e Lange, C. B. (1992), Morphology and distribution of *Coscinodiscus* species from the Oslofjord, Norway, and the Skagerrak, North Atlantic. *Diatom Research*, **7(1)**, 37-68.
- Hasle, G. R. e Syvertsen, E. E. (1997), Marine Diatoms, cap. 2. In: Tomas, C. R. (Ed.): *Identifying Marine Phytoplankton*. Academic Press. 858 p.
- Hegewald, E. (2000), New combinations in the genus *Desmodesmus* (Chlorophyceae, Scenedesmaceae). *Algological Studies*, **96**, 1-18.
- Hendey, N. I. (1958), Marine Diatoms from some west African Ports. *Journal of the Royal Microscopical Society*, **77(1/2)**, 28-85.
- Hendey, N. I. (1964), *An Introductory Account of the Smaller Algae of British Coastal Waters, Part V: Bacillariophyceae (Diatoms)*. Ministry of Agriculture, Fisheries and Food, Fishery Investigations Series IV. 317 p.
- Houk, V. e Klee, R. (2004), The stelligeroid taxa of the genus *Cyclotella* (Kützing) Brébisson (Bacillariophyceae) and their transfer into the new genus *Discotella* gen. nov. *Diatom Research*, **19(2)**, 203-228.

- Hubber-Pestalozzi, G. (1941), Das Phytoplankton des Süßwasser Systematik und Biologie (Chrysophyceen). In: Thienemann, A. (Ed.) *Die Binnengewässer*. Stuttgart, v. 16(2). 365 p.
- Hubber-Pestalozzi, G. (1942), Das Phytoplankton des Süßwasser Systematik und Biologie (Diatomeen). In: Thienemann, A. (Ed.) *Die Binnengewässer*. Stuttgart, v. 16(2). 549 p.
- Hubber-Pestalozzi, G. (1961), Das Phytoplankton des Süßwasser Systematik und Biologie (Chlorophyceae-Volvocales). In: Thienemann, A. (Ed.) *Die Binnengewässer*. Stuttgart, v. 16(5). 744 p.
- Hustedt, F. (1930), Die Kieselalgen. In: Rabenhorst, L. (Ed.) *Kryptogamen-Flora*. Leipzig: Akademische Verlagsgesellschaft, v. 7(1). 920 p.
- Hustedt, F. (1955), *Marine Littoral Diatoms of Beaufort, North Carolina*. Duke University Press. 67 p.
- Hustedt, F. (1959), Die Kieselalgen. In: Rabenhorst, L. (Ed.) *Kryptogamen-Flora*. Leipzig. Akademische Verlagsgesellschaft, v.7(2). 845 p.
- Hustedt, F. (1961-66), Die Kieselalgen. In: Rabenhorst, L. (Ed.) *Kryptogamen-Flora*. Leipzig. Akademische Verlagsgesellschaft, v.7(3). 816 p.
- Hustedt, F. (1985), *The Pennate Diatoms. A translation of Hustedt's "Die Kieselalgen, 2. Teil" with supplement by Norman G. Jensen*. Koeltz Scientific Books Koenigstein. 918 p.
- Jahn, R. e Sterrenburg, F. A. S. (2003), *Gyrosigma sinense* (Ehrenberg) Desikachary: Typification and Emended species description. *Diatom Research*, **18**(1), 61-67.
- Komárek, J. e Anagnostidis, K. (1999), Cyanoprokaryota 1. Chroococcales. In: Ettl, H., Gärtner, G., Heynig, H. e Mollenhauer, D. (Eds.) *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Jena, Fischer, v. 19(1). 548 p.
- Komárek, J. e Fott, P. B. (1983), Chlorophyceae – Chlorococcales. In: Huber-Pestalozzi, G. (Ed.) *Das Phytoplankton des Süßwassers. Systematik und Biologie*. Stuttgart: E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung. pt. 7, 1044 p. (Die Binnengewässer, v. 16).
- Komárek, J. e Perman, J. (1978), Review of the genus *Dictyosphaerium* (Chlorococcales). *Arch. Hydrobiol./Suppl. 51. Algological Studies*, **20**, 233-297.
- Krammer, K. (1992), *Pinnularia* eine Monographie der europäischen taxa. *Bibliotheca Diatomologica*, **26**, 1-353.
- Krammer, K. e Lange-Bertalot, H. (1986), Bacillariophyceae: Naviculaceae. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. e Mollenhauer, D. (Eds.) *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Stuttgart & New York: G. Fischer, v. 2(1). 876 p.

- Krammer, K. e Lange-Bertalot, H. (1988), Bacillariophyceae: Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. e Mollenhauer, D. (Eds.) *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Stuttgart & New York: G. Fischer, v. 2(2). 596 p.
- Krammer, K. e Lange-Bertalot, H. (1991), Bacillariophyceae: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. e Mollenhauer, D. (Eds.) *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Stuttgart & Jena: G. Fischer, v. 2(3). 576 p.
- Lange, C. B e Syvertsen, E. E. (1989), *Cyclotella litoralis* sp. nov. (Bacillariophyceae), and its relationships to *C. striata* and *C. stylorum*. *Nova Hedwigia*, **48(3-4)**, 341-356.
- Laudares-Silva, R. e Cimardi, J. M. (1989), Nota sobre a utilização do “Trapping Method” no estudo das diatomáceas epipélicas do manguezal de Ratonés – Florianópolis – SC. *Insula*, **19**, 299-304.
- Mahood, A. D., Fryxell, G. A. e McMillan, M. (1986), The Diatom genus *Thalassiosira*: species from the San Francisco Bay. *System Proceedings of the California Academy of Sciences*, **44(8)**, 127-156.
- Marin, B., Palm, A., Klingberg, M. e Melkonian, M. (2003), Phylogeny and Taxonomic Revision of Plastid-Containing euglenophytes based on SSU rDNA Sequence Comparisons and Synapomorphic Signatures in the SSU rRNA Secondary Structure. *Protist*, **154**, 99-145.
- Menezes, M. (1986), Ficoflórula da Chapada dos Guimarães e arredores, Mato Grosso, Brasil: Euglenaceae pigmentadas (Euglenophyceae). *Rickia*, **13**, 87-95.
- Menezes, M. (1989), Contribuição ao conhecimento das algas do gênero *Euglena* (Euglenophyceae) no município do Rio de Janeiro e arredores, Brasil. *Acta bot. bras.*, **3(1)**, 49-90.
- Menezes, M. e Domingos, P. (1994), La flore planctonique d'une lagune tropicale (Brésil). *Rev. Hydrobiol. Trop.*, **27(3)**, 273-297.
- Menezes, M. e Fernandes, V. O. (1987), Euglenaceae pigmentadas do município de Cáceres e arredores, Mato Grosso, Brasil: uma contribuição ao seu conhecimento. *Rickia*, **14**, 53-71.
- Metzeltin, D. e Lange-Bertalot, H. (1998), Tropical diatoms of South America I. about 700 predominately rarely known or new taxa representative of neotropical flora. *Iconographia Diatomologica*, **5**, 1-695.
- Mirande, V. e Tracanna, B. C. (2004), Fitoplankton del río Gastona (Tucumán, Argentina): Cyanophyta, Chlorophyta, Euglenophyta y Rhodophyta. *Iheringia, Sér. Bot.*, **59(1)**, 35-58.

- Moreira Filho, H., Valente Moreira, I. M., Souza Mosimann, R. M. e Cunha, J. A. (1990), Avaliação florística e ecológica das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas nos Estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. *Estudos de Biologia*, **25**, 5-48.
- Moreira Filho, H., Valente Moreira, I. M. e Souza Mosimann, R. M. (1985), Catálogo das Diatomáceas (Chrysophyta-Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas do Estado de Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **15**, 33-87.
- Navarro, J. N. (1981), The marine diatoms of Puerto Rico. *Botanica Marina*, **24**, 427-439.
- Navarro, J. N. (1982), Marine Diatoms associated with mangrove prop roots in the Indian River, Florida, U. S. A. *Bibliotheca Phycologica*, **61**, 1-151.
- Navarro, J. N. (1983), A survey of the marine diatoms of Puerto Rico VI. Suborder Raphidineae: family Naviculaceae (Genera *Haslea*, *Mastogloia* and *Navicula*). *Botanica Marina*, **26**, 119-136.
- Nogueira, N. M. C. e Ferreira-Correia, M. M. (2001), Cyanophyceae/Cyanobacteria in red mangrove forest at Mosquitos and Coqueiros estuaries, São Luís State of Maranhão, Brazil. *Braz. J. Biol.*, **61(3)**, 347-356.
- Pagliosa, P. R. e Barbosa, F. A. R. (2006), Assessing the environment-benthic fauna coupling in protected and urban áreas of southern Brazil. *Biological Conservation I*, **29**, 408-417.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A., Barbosa, F. A. e Braga, E. (2006a), Urbanization Impact on Subtropical Estuaries: a Comparative Study of Water Properties in Urban Áreas and Protected Áreas. *Journal of Coastal Research*, *SI*, **39**, 731-735.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A. e Barbosa, F. A. (2006b), Evidence of Systemic Changes in Trace Metal Concentration in Subtropical Estuarine Sediments as a Result of Urbanization. *Journal of Coastal Research*, *SI*, **39**, 1078-1083.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A., Bosquilha, G. E., Braga, E. S. e Barbosa, F. A. R. (2005), Phosphorus dynamics in water and sediments in urbanized and non-urbanized rivers in Southern Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, **50**, 965-974.
- Patrick, R. e Reimer, C. W. (1966), *The diatoms of the United States exclusive of Alaska and Hawaii*. v. 1. Monographs of the Academy of Natural Science of Philadelphia. 688 p.
- Peragallo, H. e Peragallo, M. (1965), *Diatomées Marines de France et des districts maritimes voisins*. Amsterdam: A. Asher & Co. 491 p.
- Picelli-Vicentim, M. M. (1987), Chlorococcales planctônicas do Parque regional do Iguacu, Curitiba, Estado do Paraná. *Revista Brasil. Biol.*, **47(1/2)**, 57-85.

- Prescott, G. W. (1966), Algae of the Panamá Canal and its Tributaries – II. Conjugales. *Phykos*, **5(1/2)**, 1-49.
- Ribeiro, L., Brotas, V., Mascarell, G. e Couté, A. (2003), Taxonomic survey of the microphytobenthic communities of two Tagus estuary mudflats. *Acta Oecologica*, **24**, 117-123.
- Round, F. E. e Basson, P. W. (1997), A new diatom genus (*Giffenia*) based on *Nitzschia cocconeiformis* Grun. and a note on *Nitzschia (Tryblionella) lanceola* Grun. *Diatom Research*, **12(2)**, 347-355.
- Round, F. E., Crawford R. M. e MANN, D. G. (1990), *The diatoms biology & morphology of the genera*. Cambridge University Press. 747 p.
- Round, F. E. (1973), *Biologia das Algas*. 2ª Ed. Rio de Janeiro: Guanabara Dois. 163 p.
- Sala, S. E. (1990), Valve morphology of *Surirella rorata* Frenguelli (Bacillariophyceae). *Diatom Research*, **5(2)**, 397-401.
- Sant'Anna, C. L., Azevedo, M. T. P., Branco, L. H. Z., Braga, M. R. A. B., Cordeiro-Marino, M. e Guimarães, S. M. P. B. (1995), Cianofíceas marinhas bentônicas das prais de Peruíbe e dos Sonhos, Município de Itanhaém, SP, Brasil, III. *Revista Brasileira de Biologia*, **55(3)**, 389-407.
- Sant'Anna, C. L., Azevedo, M. T. P. e Sormus, L. (1989), Fitoplâncton do Lago das Garças, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP, Brasil: estudo taxonômico e aspectos ecológicos. *Hoehnea*, **16**, 89-131.
- Schmidt, A. (1874-1959), *Atlas der Diatomaceen-Kunde*. R. Reisland, Leipzig Ser. Tafel 1-212.
- Schoeman, F. R. e Archibald, R. E. M. (1986), Observations on *Amphora* species (Bacillariophyceae) in the British Museum (Natural History). I. Some species from the subgenus *Oxyamphora* Cleve. *Nova Hedwigia*, **43**, 113-127.
- Simonsen, R. (1974), The diatom plankton of the Indian Ocean Expedition of R/V "Meteor" 1964-1965. "Meteor" *Forsch.-Ergebnisse*, Berlin, **19**, 1-107.
- Siver, P. A. e Kling, H. (1997), Morphological observations of *Aulacoseira* using scanning electron microscopy. *Can. J. Bot.*, **75**, 1807-1835.
- Soares, M. C., Sophia, M. G. e Huszar, V. L. M. (2007), Phytoplankton flora of two rivers in Southeast Brazil – Paraibuna and Pomba Rivers, Minas Gerais. *Rev. Bras. Bot.*, **30(3)**, 433-450.
- Souza Sobrinho, R. J., Bresolin, A. e Klein, R. M. (1969), Os manguezais na Ilha de Santa Catarina. *Insula*, **2**, 1-21.

- Souza-Mosimann, R. M. (1985), Contribuição ao conhecimento das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) em algumas estações localizadas na Baía Norte – Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **15**, 3-33.
- Souza-Mosimann, R. M., Felício-Fernandes, G. e Felício-Fernandes, L. (1989), Contribuição ao conhecimento das diatomáceas da Baía de Tijucas – Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **19**, 95-122.
- Souza-Mosimann, R. M. (1984), Levantamento preliminar das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) na região de Anhatomirim – Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **14**, 2-46.
- Souza-Mosimann, R. M. (1988), Estudo preliminar das diatomáceas (Chrysophyta-Bacillariophyceae) da Baía Sul, Florianópolis, Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **18**, 23-74.
- Souza-Mosimann, R. M. e Laudares-Silva, R. (2005), Diatomáceas (Bacillariophyta) do Complexo Lagunar do Sul do Estado de Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **34**, 39-82.
- Souza-Mosimann, R. M., Laudares-Silva, R. e Roos-Oliveira, A. D. (2001), Diatomáceas (Bacillariophyta) da Baía Sul, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil, uma nova contribuição. *Insula*, **31**, 75-106.
- Sterrenburg, F. A. S. (1991), Studies on the genera *Gyrosigma* and *Pleurosigma* (Bacillariophyceae). Light microscopical criteria for taxonomy. *Diatom Research*, **6**(2), 367-389.
- Sterrenburg, F. A. S. (1992), Studies on the genera *Gyrosigma* and *Pleurosigma* (Bacillariophyceae) The type of the genus *Gyrosigma* and other attenuate sensu Peragallo. *Diatom Research*, **7**(1), 137-155.
- Sterrenburg, F. A. S. (1995), Studies of the genera *Gyrosigma* and *Pleurosigma* (Bacillariophyceae): *Gyrosigma acuminatum* (Kützinger) Rabenhorst, *G. spenceri* (Quekett) Griffith, and *G. rautenbachiae* Cholnoky. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, **146**, 467-480.
- Sterrenburg, F. A. S., Souza-Mosimann, R. M. e Fernandes, L. F. (2002), Studies on the genera *Gyrosigma* and *Pleurosigma* (Bacillariophyceae) Rediscovery of a “lost” species: *Gyrosigma spectabile* (Grunow ex Peragallo) Cleve. *Cryptogamie Algol.*, **23**(2), 179-185.
- Kosmala, S., Milanowski, R., Brzóška, K., Pekala, M., Kwiatowski, J. e Zakrys, B. (2007), Phylogeny and systematics of the genus *Monomorpha* (Euglenaceae) based on morphological and molecular data. *J. Phycol.*, **43**, 171-185.
- Takano, H. (1982), New and rare Diatoms from Japanese Marine Waters-VIII. *Neodelphineis pelagica* gen. et sp. nov. *Bull. Tokai Reg. Fish. Res. Lab.*, **106**, 45-53.

- Tell, G. e Conforti, V. (1986), Euglenophyta pigmentadas de la Argentina. *Bibliotheca Phycologica*, **75**, 1-301.
- Torgan, L. C. e Santos, C. B. (2006), *Thalassiosira weissflogi* (Coscinodiscophyceae, Bacillariophyta) em ambientes lacustres na Planície Costeira do sul do Brasil. *Iheringia, Sér. Bot.*, **61(1/2)**, 135-138.
- Walne, P. L., Möestrup, Ø., Norris, R. E. e Ettl, H. (1986), Light and electron microscopical studies of *Eutreptiella eupharyngea* sp. nov. (Euglenophyceae) from Danish and American waters. *Phycologia*, **25(1)**, 109-126.
- Werner, V. R. (1988), Cianofíceas planctônicas da Lagoa de Tramandaí e da Lagoa do Armazém, Rio Grande do Sul, Brasil. *Iheringia. Sér. Bot.*, **37**, 33-70.

Estrutura das comunidades de microalgas no estuário do Rio Ratonés, SC, Brasil

Resumo

Estuários são ecossistemas altamente dinâmicos e com elevada produção biológica. Ficoperifíton e fitoplâncton são os principais produtores primários nesses ambientes. O presente trabalho teve como objetivo determinar a composição, abundância e a distribuição espacial das microalgas presentes no fitoplâncton e no sedimento (epipélicas) no Rio Ratonés. Foram realizadas duas coletas, uma em março e outra em agosto de 2008, em maré alta e baixa, em três estações de coleta. No fitoplâncton, os grupos com maior densidade foram as diatomáceas e os fitoflagelados menores que 10µm. No sedimento o destaque foi para as diatomáceas. Em número de espécies, as diatomáceas foram as mais representativas. Tanto no fitoplâncton quanto no sedimento, as diatomáceas da classe Bacillariophyceae foram as que se destacaram com maior número de espécies. Alguns fatores parecem ter influenciado fortemente na densidade e distribuição das comunidades fitoplanctônicas e epipélicas, sendo eles: salinidade, precipitação (com conseqüente aumento da vazão do rio) e ressuspensão. A salinidade pontual teve influência apenas na comunidade fitoplanctônica. A interação perifíton/plâncton se mostrou bem caracterizada neste estudo, e para estudos futuros sugere-se a análise de maiores variáveis abióticas e um número maior de coletas.

Abstract

Estuaries are highly dynamic ecosystems with elevated biological production. Ficoperiphyton and phytoplankton are the main primary producers in these environments. The present study presents the composition, abundance and the spatial distribution of the microalgae present in the phytoplankton and in the sediment (epipellic) in the Ratonés River. Two samples were made, in March and August 2008, at three sampling stations during low and high tides. In the phytoplankton the groups with higher densities were diatoms and phytoflagelates smaller than 10µm. In the sediment the diatoms were major group. The group of diatoms was the most important in number of species. Both in the phytoplankton and in the sediment the diatoms class Bacillariophyceae were those that presented higher number of species. Some factors appear to have strongly influenced on the density and distribution of the phytoplanktonic and epipellic communities: salinity, precipitation (and higher river flow as a consequence) and resuspention. The punctual salinity influenced only the phytoplanktonic community. In the Ratonés River estuary, the interaction periphyton/plankton was well characterized. Further studies should consider the analysis of additional abiotic variables and a higher number of samples.

1. Introdução

Por serem ambientes com elevada produção biológica e criadouro de muitos organismos, os estuários se tornam importantes para o equilíbrio do ecossistema além de serem atrativos economicamente. Nestes ambientes, variações de salinidade, transparência, concentração e disponibilidade de nutrientes inorgânicos (principalmente nitratos, fosfatos e silicatos), concentração de O₂ e CO₂ dissolvidos, luz, temperatura, pH e modificações na direção e velocidade das correntes são fatores de extrema importância para a sobrevivência, dispersão e desenvolvimento do fitoplâncton e zooplâncton (Sartori e Nogueira, 1998; Tundisi, 1970).

A variação da salinidade é a principal característica dos ambientes estuarinos. As mudanças na maré influenciam esta variação, devido a entrada das águas do mar na maré enchente e saída de água doce na maré vazante, sendo comum ocorrerem mudanças bruscas de salinidade. Outro fator importante nos estuários é a turbidez geralmente elevada nestes ambientes, causando redução na entrada de luz e, com isso, a limitação da atividade fotossintética dos produtores (Sze, 1993; Vernberg, 1983; Reynolds *et al.*, 1994).

Ficoperifíton e fitoplâncton são os principais produtores primários em sistemas aquáticos, sendo que o termo ficoperifíton se refere às comunidades que crescem aderidas a qualquer tipo de substrato submerso (Wetzel, 1983) e o fitoplâncton às comunidades de algas adaptadas à suspensão no mar ou em água doce, as quais são sujeitas a movimento passivo por vento e correntes (Reynolds, 1984). Segundo Round (1971) epifíton é a comunidade que cresce fixada ou associada a outras plantas e epipelon, a comunidade que cresce na superfície de sedimento. A freqüente ressuspensão dos sedimentos nos estuários promove a remoção de cistos e algas

perifíticas para a coluna d'água que passam a fazer parte da comunidade fitoplanctônica (Baillie e Welsh, 1980; Laudares-Silva e Cimardi, 1989).

De acordo com Izaguirre e Vinocur (1994) citado por Reynolds *et al.* (1994), uma parte do plâncton dos rios é ticoplanctônico. Estes organismos passam seu ciclo de vida entre o perifíton e a coluna d'água, com sua migração entre esses habitats dependente da fase de vida em que se encontra e da susceptibilidade a suspensão de cada espécime. Segundo os autores citados anteriormente, o ticoplâncton presente nos rios surge em decorrência da ressuspensão do sedimento, através da turbulência.

O conhecimento sobre a diversidade e estrutura da comunidade de fitoplâncton e ficoperifíton existente em ambientes estuarinos no estado de Santa Catarina é ainda muito escasso. No estado, se destaca como local mais estudado, a ilha de Santa Catarina, sendo Bacillariophyceae (diatomáceas) o grupo mais conhecido (Moreira-Filho, 1985; Souza-Mosimann, 1985; Souza-Mosimann, 1988; Araújo *et al.*, 1989; Souza-Mosimann, 1989; Moreira-Filho *et al.*, 1990; Felício-Fernandes *et al.*, 1994; Felício-Fernandes e Souza-Mosimann, 1994; Souza-Mosimann *et al.*, 2001; Souza-Mosimann e Laudares-Silva, 2005). Especificamente sobre as diatomáceas do estuário do Rio Ratonos citam-se apenas dois trabalhos: Laudares-Silva e Cimardi (1989) que apresentaram um estudo sobre diatomáceas epipélicas, em baixamar, no manguezal do Rio Ratonos (Ilha de Santa Catarina, SC), com objetivo de testar um método de armadilha (Eaton e Moss, 1966) para isolar a comunidade epipélica, e Fernandes *et al.* (1990), que realizaram um levantamento taxonômico das diatomáceas (Bacillariophyceae), no baixo curso e estuário do Rio Ratonos (Ilha de Santa Catarina, SC), em um ciclo anual.

A Bacia Hidrográfica do Rio Ratonos, por ser relativamente pequena, sofre uma grande influência marinha, no baixo e médio curso do Rio Ratonos, seu principal

contribuinte. Nesta região encontram-se as maiores formações de manguezal da Ilha de Santa Catarina, com grande parte inserida na Estação Ecológica de Carijós, criada em 1986.

Em 1938, o Rio Ratonos possuía aproximadamente 16,34 quilômetros de extensão, 15 metros de largura e uma média de 2 metros de profundidade. No entanto, em 1978, estudos referentes ao Rio Ratonos registraram uma mudança brusca na morfometria decorrente da sua canalização ocorrida em 1949, cuja extensão foi reduzida para 12,46 quilômetros, a profundidade para 1 metro, e aumento da largura para mais de 20 metros ao longo do seu leito principal (Fidelis Filho, 1998).

Apesar disso, para o estudo da biodiversidade do fitoplâncton e do ficoperifíton em estuários, o de Ratonos pode ser considerado referência, em virtude de suas boas condições de preservação apontadas pelos estudos feitos por Pagliosa e Barbosa (2006) e Pagliosa *et al.* (2005, 2006a, 2006b).

Este trabalho teve como objetivo descrever a variação espacial e temporal na estrutura da comunidade fitoplanctônica e epipélica através dos atributos composição, riqueza e densidade no estuário do Rio Ratonos.

2. Material e Métodos

A Bacia Hidrográfica do Rio Ratonos (27°26'04'' e 27°32'35'' latitude sul e 48°25'04'' e 48°31'49'' longitude oeste) situa-se na porção norte da Ilha de Santa (Fig. 1).

As microalgas fitoplanctônicas e epipélicas foram coletadas no verão (m), março de 2008, e inverno (a), agosto de 2008, em três estações de amostragem ao longo do Rio Ratonos, em período de maré alta (E) e baixa (V). A estação 1 (27°28'01.43''S;

48°30'49.63''O), localizada na foz do Rio Ratonés, possui solo lodoso-arenoso próximo das margens.

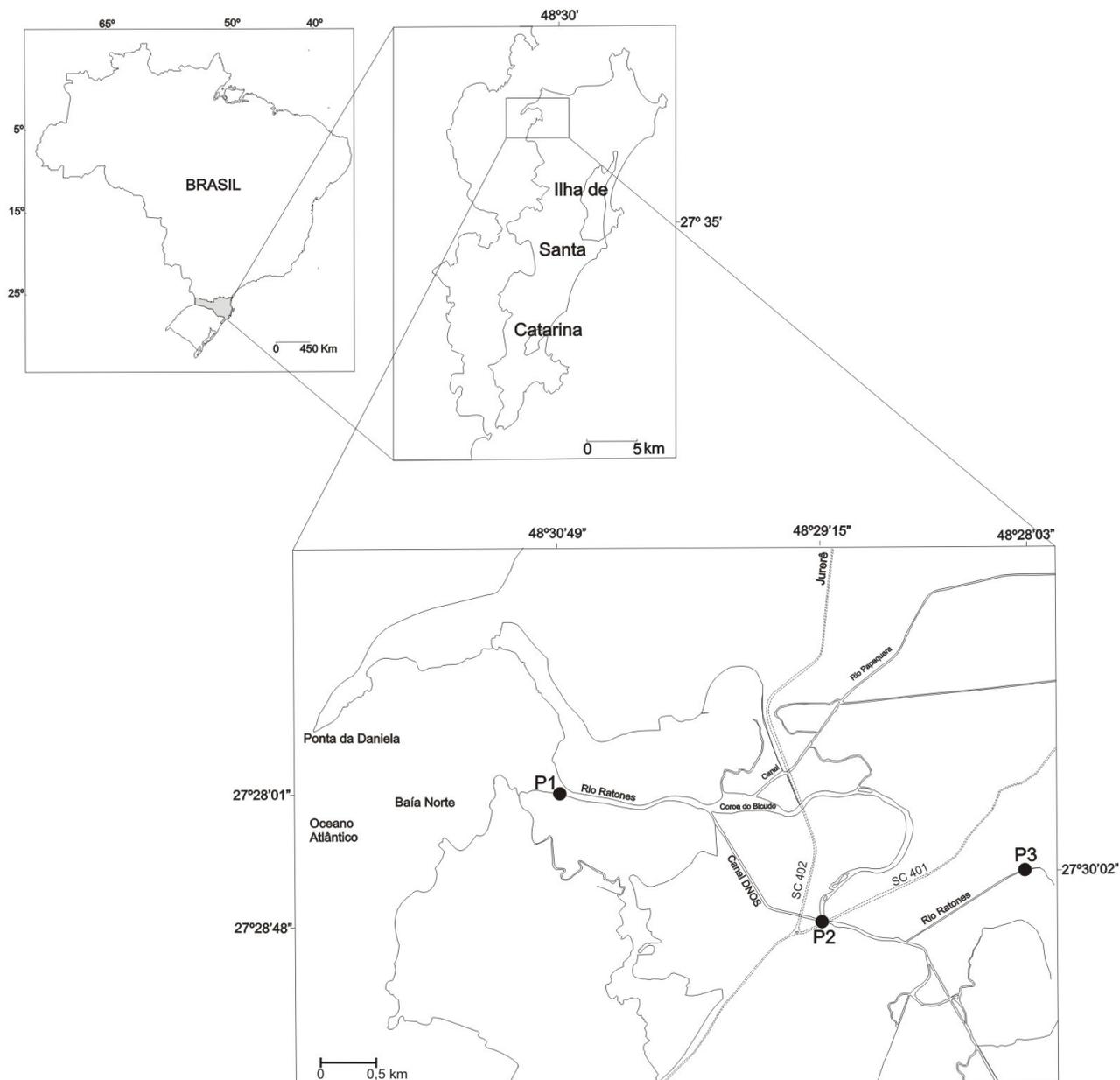


Figura 2. Bacia Hidrográfica do Rio Ratonés com as estações de coleta.

As margens são formadas por marismas e árvores de manguezal. Esta estação se encontra dentro da Estação Ecológica de Carijós, sendo a área mais preservada dentre as três estações; A estação 2 (27°28'48.80''S; 48°29'15.70''O) está localizada sob a ponte

desativada no Canal DNOS, na SC-401. O solo é lodoso e suas margens são cobertas por árvores de manguezal. Esta área sofre forte interferência da ocupação urbana à montante. A estação 3 (27°30'02.90"S; 48°28'03.14"O) está localizada no bairro de Ratonos, em área rural. O solo é lodoso, e neste local ocorrem pequenas manchas de vegetação de manguezal nas margens do rio. O restante é composto por pastagens e vegetação de restinga.

Para o estudo qualitativo do fitoplâncton, foram obtidas amostras com rede de abertura de malha de 20 µm e, para o quantitativo utilizou-se passagem de frasco de 150 mL na água de subsuperfície (30 cm). Uma fração das amostras foi mantida viva, sendo outra parte fixada com formaldeído 4%.

As algas epipélicas foram obtidas a partir da região marginal do rio, através de amostras superficiais do sedimento, com auxílio de um core (10 cm diâmetro por 2 cm de altura). Subamostras para estudo das diatomáceas foram oxidadas segundo a técnica de Simonsen (1974). Lâminas permanentes foram montadas com Naphrax, para análise e identificação dos táxons.

Em campo, foram medidos pH (potenciômetro), temperatura do ar e da água (termômetro de mercúrio), profundidade do disco de Secchi e salinidade (refratômetro) (Tab. 1). A profundidade da zona eufótica foi calculada multiplicando-se a profundidade de Secchi por três. Os dados meteorológicos foram obtidos da Estação Meteorológica de São José - 124 - SC (Latitude 27°36'07" e Longitude 48°37'11") (Tab. 2). As alturas das marés foram obtidas através da Diretoria de Hidrografia e Navegação (DHN) da Marinha do Brasil (<http://www.mar.mil.br/dhn/chm/tabuas/index.htm>).

Para a obtenção dos organismos presentes no sedimento aplicou-se o "trapping method" (Eaton e Moss, 1966). Amostras do fitoplâncton total e da suspensão obtida a

partir do sedimento, foram fixadas com lugol acético a 1%. A quantificação dos organismos em microscópio invertido foi realizada segundo método de Utermöhl (1958).

Uma análise apenas qualitativa foi realizada com amostras de macroalgas, que foram coletadas simultaneamente com o fitoplâncton e sedimento para que se pudesse observar, ao microscópio, quais microalgas estavam realmente epifitando-as. Apenas foram consideradas euepifíticas aquelas que realmente estivessem fixadas ao substrato.

Para a identificação do material, amostras com material vivo e fixado foram analisadas ao fotomicroscópio Olympus BX-50.

As células foram quantificadas em 100 campos aleatórios em microscópio invertido LEITZ DIAVERT. Contagens complementares foram realizadas em câmaras de Sedwick-Rafter em 100 campos aleatórios, em microscópio Olympus BX 50 (com melhor poder de resolução) apenas para o fitoplâncton, quando o material apresentava flagelados muito pequenos, difíceis de serem diferenciados das partículas de sedimento.

A comparação entre as amostras foi feita através da análise de agrupamento (Cluster), baseada nos dados de densidade das espécies, realizadas no programa PRIMER (Plymouth Routines In Multivariate Ecological Research) versão 5.12. Correlações de Pearson entre os fatores abióticos (salinidade, temperatura da água, profundidade, transparência, precipitação e pH) e bióticos (densidade total das espécies) foram realizadas com as amostras de fitoplâncton e comunidades epipélicas, utilizando o software "Statistica v.7".

As amostras do fitoplâncton, do ficoperifíton e das lâminas permanentes foram depositadas no Herbário FLOR do Departamento de Botânica da UFSC.

A dominância e a abundância de espécies foram estabelecidas de acordo com Lobo e Leighton (1986), em que espécies abundantes são consideradas aquelas cuja

ocorrência numérica supera o valor médio do total de indivíduos da amostra e espécies dominantes, aquelas cuja ocorrência supera 50% o número total de indivíduos da amostra. Os fitoflagelados foram considerados como o grupo de indivíduos menores que 10 μm , que não puderam ser identificados na câmara de contagem, e que poderiam pertencer às classes Cryptophyceae, Chrysophyceae, Prasinophyceae e Chlorophyceae. A análise da biodiversidade das comunidades foi realizada através da composição florística em cada estação de amostragem e em cada período e a riqueza (n° de táxons) foi medida pelos táxons presentes em cada amostra.

3. Resultados e Discussão

3.1 Caracterização dos dados abióticos

A temperatura da água variou de 22 a 27 °C no verão e de 19 a 24 °C no inverno (Tab. 1). A profundidade nas estações de coleta não ultrapassou 1 metro de altura, exceto na foz do rio durante a maré enchente na coleta de verão (1Em), quando a profundidade chegou a 3m. A transparência da coluna d'água foi total, exceto nas estações 1Em e 2Ea (Tab. 1). O pH variou de 6,7 a 8,4 no verão e 6,9 a 7,5 no inverno. Os valores de precipitação apresentaram sazonalidade marcante, com chuvas muito intensas no verão, com a média das chuvas nos três dias anteriores à coleta cerca de sete vezes maior no verão do que no inverno (Tab. 1). Esta alta pluviosidade no verão exerceu uma grande influência na salinidade, ocasionando valores muito baixos ao longo do rio, inclusive na enseada, onde a influência do mar é maior. No inverno, a salinidade apresentou gradiente mais marcante ao longo do rio, com salinidade alta na enseada, tendendo a diminuir em direção à nascente do rio (Tab. 1). A influência da maré foi mais acentuada no inverno do que no verão, com máximas e mínimas maiores

no inverno (Tab. 3). Os ventos atuantes no verão foram os de nordeste e no inverno, o sudoeste (Tab. 2). O vento sudoeste teve maior influência na estação 1, estando o restante do rio mais protegido da ação dos ventos.

A bacia hidrográfica do Rio Ratonos possui características peculiares por ser pequena quando comparada com outros estuários próximos e pelo fato de seu principal contribuinte, o Rio Ratonos, desaguar em uma baía fechada. Isso faz com que a influência marinha seja menor quando comparada com outros estuários do Estado de Santa Catarina, como o do rio Camboriú (Antunes *et al.*, 2007) e do rio Itajaí-açu (Pereira-Filho *et al.* 2009).

Tabela 1. Variáveis abióticas medidas em campo nas três estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

VARIÁVEIS	Verão (19/03/2008)						Inverno (18/08/2008)				
	1Vm	1Em	2Vm	2Em	3Vm	3Em	1Ea	2Va	2Ea	3Va	3Ea
Hora coleta	09:12	10:30	07:40	13:00	07:00	13:50	11:15	09:10	13:55	08:00	14:40
Temperatura água (°C)	25	25	23	25	22	27	21	21	22	19	24
Salinidade	16	5	0	0	0	0	25	20	20	5	9
Precipitação média 4 dias (mm)	7,225	7,225	7,225	7,225	7,225	7,225	1,05	1,05	1,05	1,05	1,05
pH	8,4	7,46	7,12	7,2	6,7	6,73	7,53	7,23	7,49	6,89	7,3
Prof. Secchi (m)	0,3	0,2	0,15	0,2	0,3	0,45	0,6	0,45	0,3	0,5	0,45
Profundidade (m)	0,3	3	0,45	0,5	0,45	0,65	0,75	0,9	1	0,5	0,5

Tabela 2. Dados Meteorológicos da Estação de São José – 124 – SC. Fonte: EPAGRI/CIRAM/INMET.

DATA	Verão (19/03/2008)	Mensal de março	Inverno (18/08/2008)	Mensal de agosto
Vento Dir. (°)	30	135	225	0
Vento Vel. (m/s)	2,3	2,51	1,3	3,09
Precipitação (mm)	4,4	183,2	0	58,8

Tabela 3. Previsão de marés do Porto de Florianópolis – SC. Fonte: DHN/CHM.

Verão (19/03/2008)		Inverno (18/08/2008)	
Hora	Maré (m)	Hora	Maré (m)
01:17	1,2	03:21	0,9
07:51	0,4	09:26	-0,2
12:51	1	15:28	1
19:54	0,2	20:09	0

3.2 Composição do Fitoplâncton

Foram identificados 58 táxons específicos e infra-específicos, distribuídos entre as classes Cyanophyceae (10), Euglenophyceae (10), Dinophyceae (3), Chlorophyceae (3), Cryptophyceae (1), Chrysophyceae (1) e, dentro do grupo das Diatomeae, as classes Coscinodiscophyceae (7), Fragilariophyceae (2), Bacillariophyceae (21). A Tabela 4 apresenta as espécies fitoplanctônicas encontradas no Rio Ratoles e sua respectiva classificação taxonômica e distribuição nas estações de coleta.

3.2.1 Riqueza de espécies

As diatomáceas contribuíram com mais de 50% da riqueza de espécies presentes no fitoplâncton. A Figura 2a apresenta a distribuição da riqueza de espécies por classe taxonômica. Dentre as diatomáceas, 70% pertencem à classe Bacillariophyceae, 23% Coscinodiscophyceae e 7% Fragilariophyceae (Fig. 2b). Cyanophyceae e Euglenophyceae tiveram a mesma representatividade com 17%, Dinophyceae e Chlorophyceae com 5% e Cryptophyceae e Chrysophyceae com 2% (Fig. 2a).

A riqueza de táxons infragenéricos por estação de coleta consta da Figura 3a. As maiores riquezas foram encontradas na estação 1, tanto no verão quanto no inverno, e a menor riqueza de espécies foi registrada na estação 3Va, onde foram identificados apenas cinco táxons.

Na maior parte das estações de coleta, o grupo das diatomáceas foi o maior em riqueza de espécies, exceto na estação 1Em, onde a maior riqueza de espécie foi de Euglenophyceae (Fig. 3b).

Em trabalho realizado no Rio Ratonés, sobre diatomáceas planctônicas coletadas durante um ano, Felício-Fernandes *et al.* (1990) identificaram 283 táxons, que representou o dobro dos táxons infragenéricos identificados no presente trabalho (114). Apenas 65 foram comuns aos dois trabalhos, sendo que 49 táxons foram exclusivos deste estudo.

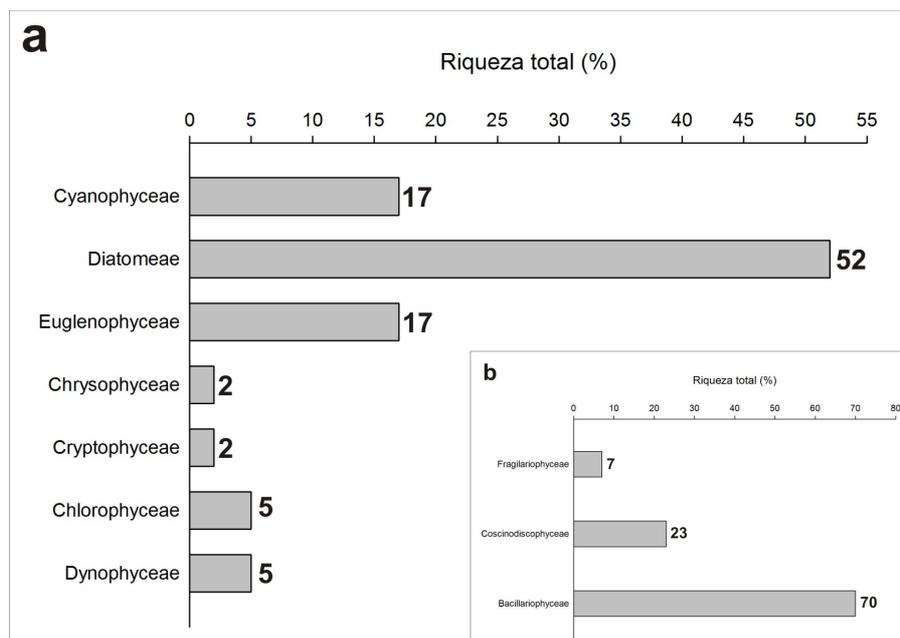


Figura 2. a) riqueza total (%) dos grupos fitoplancctônicos encontrados no Rio Ratonés e b) riqueza total (%) das três classes de diatomáceas encontradas no Rio Ratonés.

3.2.2 Abundância e frequência de ocorrência

A densidade total do fitoplâncton variou de 538 a 3.108 Ind.mL⁻¹ no verão e 1.119 a 5.078 Ind.mL⁻¹ no inverno, considerando todas as estações de coleta (Fig. 4). Não foi registrada dominância de nenhuma espécie durante o estudo.

Os fitoflagelados não identificados, menores que 10 µm, constituíram o grupo do fitoplâncton que, juntamente com as diatomáceas, apresentaram maior densidade no período de estudo, em 45% das amostras (Fig. 5b), principalmente nas estações onde a

salinidade era maior. Nas amostras de verão, os fitoflagelados também apresentaram altas densidades em relação aos outros grupos sendo, entretanto, inferiores às encontradas para as diatomáceas. Provavelmente esta ampla distribuição se deva à substituição de espécies ao longo do gradiente salino, como verificado nos grupos melhor conhecidos, como por exemplo, diatomáceas e euglenófitas. Brandini (1985), em estudo com fitoplâncton na baía de Paranaguá (PR), também observou o predomínio dos fitoflagelados menores que 10 µm na população fitoplanctônica, independentemente da época do ano.

Paiva *et al.* (2006) registraram altas densidades de fitoflagelados no seu estudo mas, entretanto, relacionaram a sua abundância a períodos de menor precipitação. No Rio Ratonas, as euglenófitas (Fig. 5c) tiveram melhor crescimento e distribuição no inverno, período com menor precipitação, com exceção de *Eutreptiella eupharyngea*, mas o mesmo não foi observado para os fitoflagelados < 10 µm que tiveram praticamente a mesma densidade no verão (4.619 Ind.mL⁻¹) onde as chuvas foram intensas e no inverno (4.670 Ind.mL⁻¹), onde a precipitação foi muito menor. Lacerda *et al.* (2004), no estuário do rio Botafogo (PE), observaram o mesmo padrão de dominância dos fitoflagelados seguido por diatomáceas da mesma forma que Paiva *et al.* (2006) na baía do Guajará (PA). Os autores afirmam que este padrão é comumente observado em estuários da região, apontando que isso possivelmente reflete as mudanças na transparência, disponibilidade de nutrientes e habilidades diferentes de cada espécie para explorar essas mudanças do ambiente. Em seu estudo em uma lagoa da planície de inundação do rio Mogi-Guaçu (SP) Taniguchi *et al.* (2005) destacam a presença de fitoflagelados associados a períodos pós perturbação (mistura da coluna d'água pelo vento ou períodos de precipitação).

Cyanophyceae não foi registrada em salinidades altas (>20) e apresentou valores crescentes de densidade em direção às águas menos salinas (Fig. 5a). No verão, esse grupo foi mais representativo do que no inverno.

As diatomáceas tiveram a maior densidade em 55% das amostras (Fig. 4), apresentando comportamento inverso ao das cianobactérias, com densidades crescentes à medida que a salinidade aumentava (Fig. 5b), e densidades maiores no inverno.

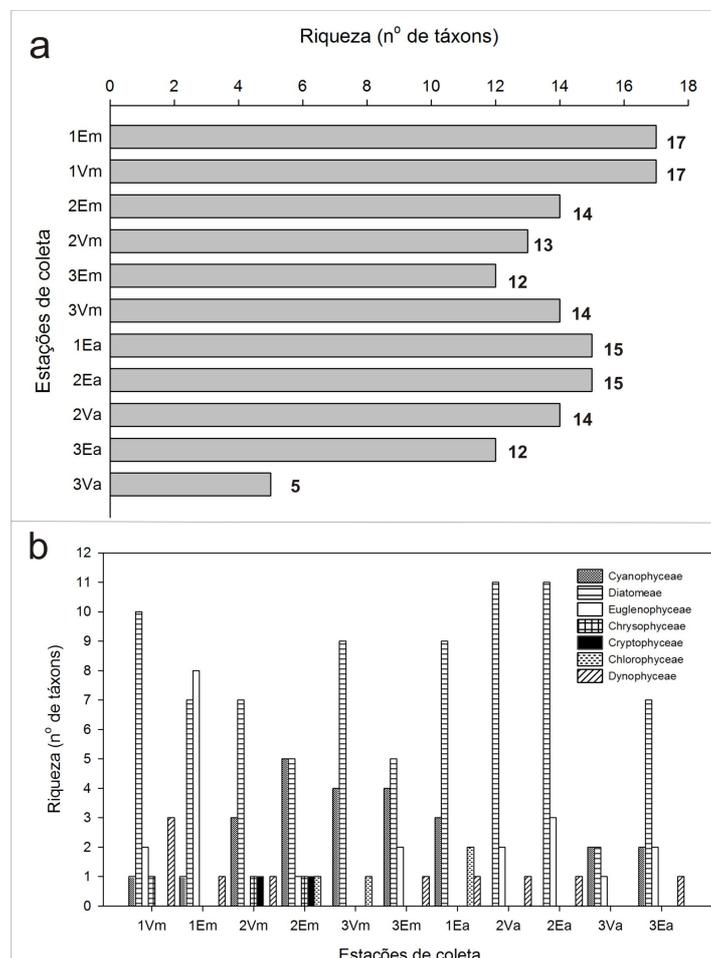


Figura 3. a) riqueza de espécies total (nº de táxons) em cada estação de coleta e b) riqueza de espécies (nº de táxons) por grupos nas estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

Euglenophyceae foi o terceiro grupo em densidade e apresentou frequência de 91% nas amostras (Fig. 4). Na estação 1Em, onde Euglenophyceae apresentou a maior

densidade, *Eutreptiella eupharyngea* contribuiu com 47% para a densidade total (Fig. 6d). A densidade desta espécie decresceu da estação 1 para 2, na preamar em ambos os períodos amostrados. Ela não ocorreu na estação 3 e na 2 em baixamar. A distribuição desta espécie indica preferência por salinidades mais altas no estuário. Os 53% restantes da densidade em Euglenophyceae foram atribuídos às espécies de euglenófitas, típicas de água doce, que provavelmente foram carreadas em direção à foz do rio e mantiveram seus protoplastos íntegros, em decorrência do aumento da vazão e diluição da salinidade, ocasionados pela grande pluviosidade do período.

Dinophyceae esteve presente durante todo período de estudo. No entanto, nos períodos de preamar, observou-se um decréscimo de densidade deste grupo em direção à nascente e ausência na baixamar, em ambos os períodos amostrados, na estação 3 (Fig. 5d). Esta distribuição demonstra a preferência deste grupo, representado por Peridinales 1, por salinidades mais altas no estuário.

As Chlorophyceae apresentaram baixa densidade em relação aos grupos anteriores, mas estiveram presentes em todas as amostras (Fig. 5d). Este grupo apresentou um pico de densidade na estação 1Ea, correspondendo a maior salinidade encontrada (25). Espécies de *Chlamydomonas* foram as principais contribuintes para esse pico. Na impossibilidade de identificar as espécies deste gênero, não foi possível inferir sobre sua maior ou menor adaptação à salinidade.

Chrysophyceae e Cryptophyceae apresentaram densidades muito pequenas e ocorreram apenas nas estações 1 e 2, no verão (Fig. 5e). Elas foram representadas por *Kephyrion ovale* e *Cryptomonas* sp, respectivamente.

As diatomáceas *Psammodictyon panduriforme* (Fig. 6b) e *Nitzschia reversa* (Fig. 6c) apresentaram distribuição semelhante, atingindo suas maiores densidades no inverno. Neste período, quando a salinidade apresentou seus maiores valores (entre 20 e

25), foram as principais contribuintes para a densidade das diatomáceas. No entanto, na estação 3Ea (com salinidade de 10) o pico de densidade das diatomáceas foi atribuído à *Leptocylindrus minimus* (Fig. 6a) que contribuiu com mais de 80% para o grupo. Os resultados mostram uma substituição de espécies em relação ao gradiente salino. No inverno, *Dactyliosolen* sp. (Fig. 6e) ocorreu unicamente na estação 1Vm, como principal contribuinte para a densidade das diatomáceas.

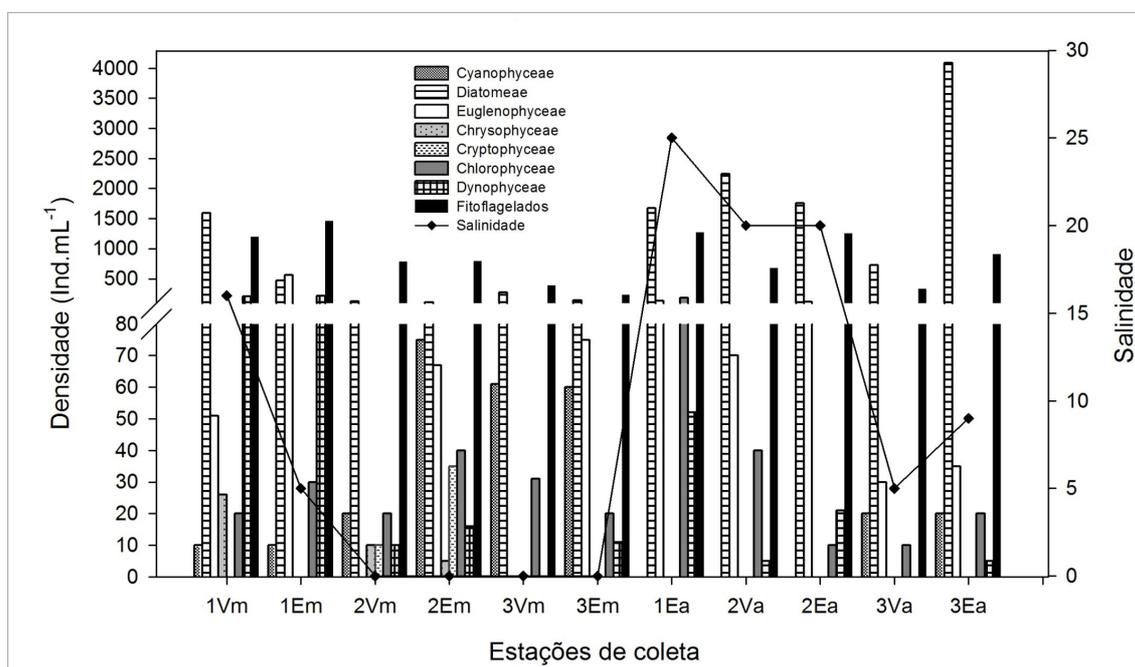


Figura 4. Densidades (Ind.mL⁻¹) por grupos e a salinidade nas estações de coleta no Rio Ratones.

Cylindrotheca closterium (Fig. 6f), diatomácea também abundante no plâncton, ocorreu tanto no inverno como no verão, com maior pico de densidade na estação 1Vm, e ausência na estação 3. Sua distribuição no estuário indica preferência por salinidades maiores.

Dentre as diatomáceas abundantes, de acordo com critério de Lobo e Leighton (1986), no fitoplâncton, *Psammodictyon panduriforme*, *Nitzschia reversa* e *Cylindrotheca closterium* são espécies ticoplanctônicas, sendo originalmente epipélicas.

Por outro lado, *Leptocylindrus minimus* e *Dactyliosolen* sp. são euriplancônicas e ocupam, respectivamente, regiões com menor e maior salinidade no estuário.

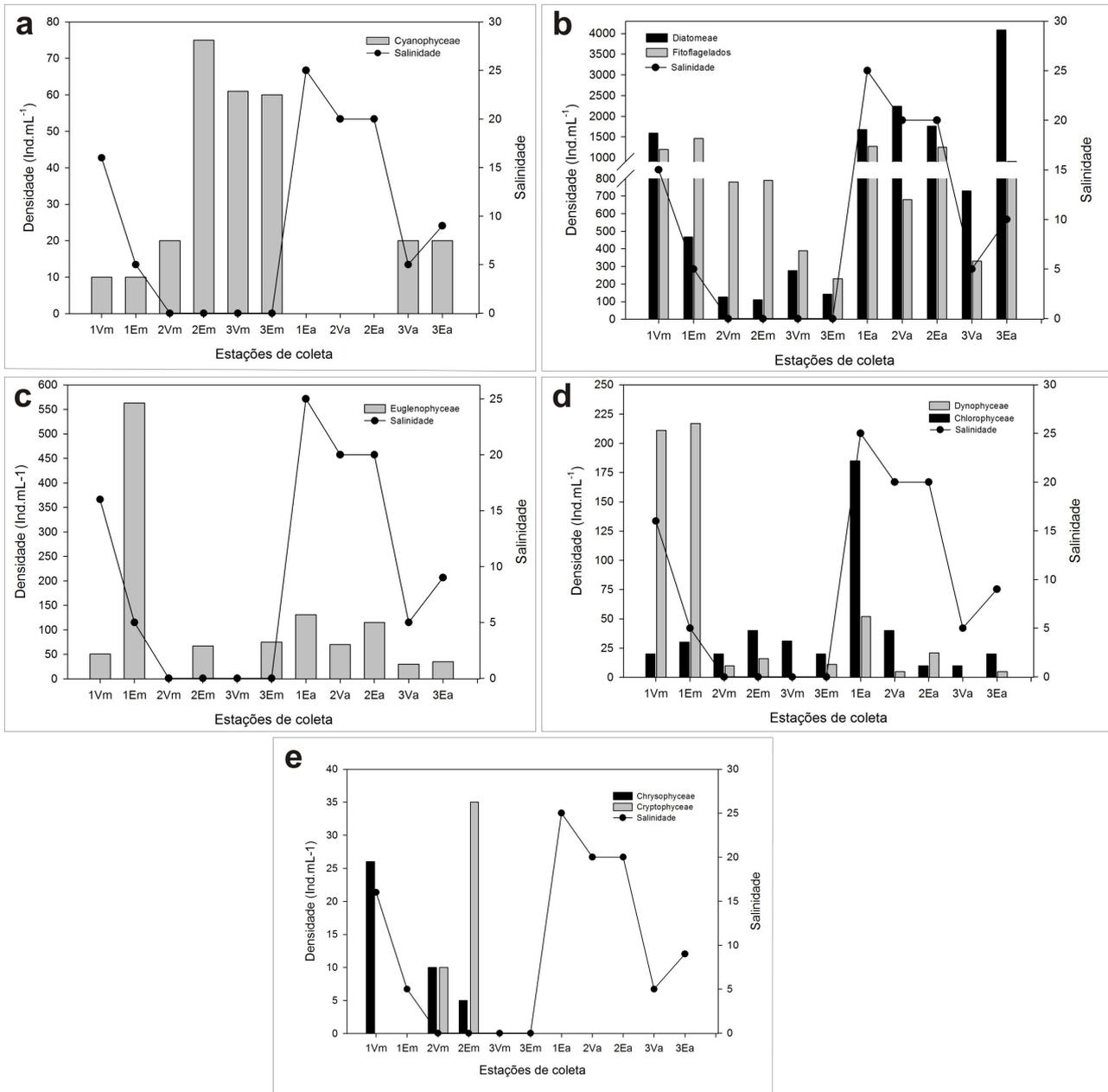


Figura 5. Densidades (Ind.mL⁻¹) dos grupos do fitoplâncton e salinidade em cada estação de coletas. a) Cyanophyceae, b) Diatomeae e Fitoflagelados; c) Euglenophyceae; d) Dinophyceae e Chlorophyceae; e) Chrysophyceae e Cryptophyceae. Estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

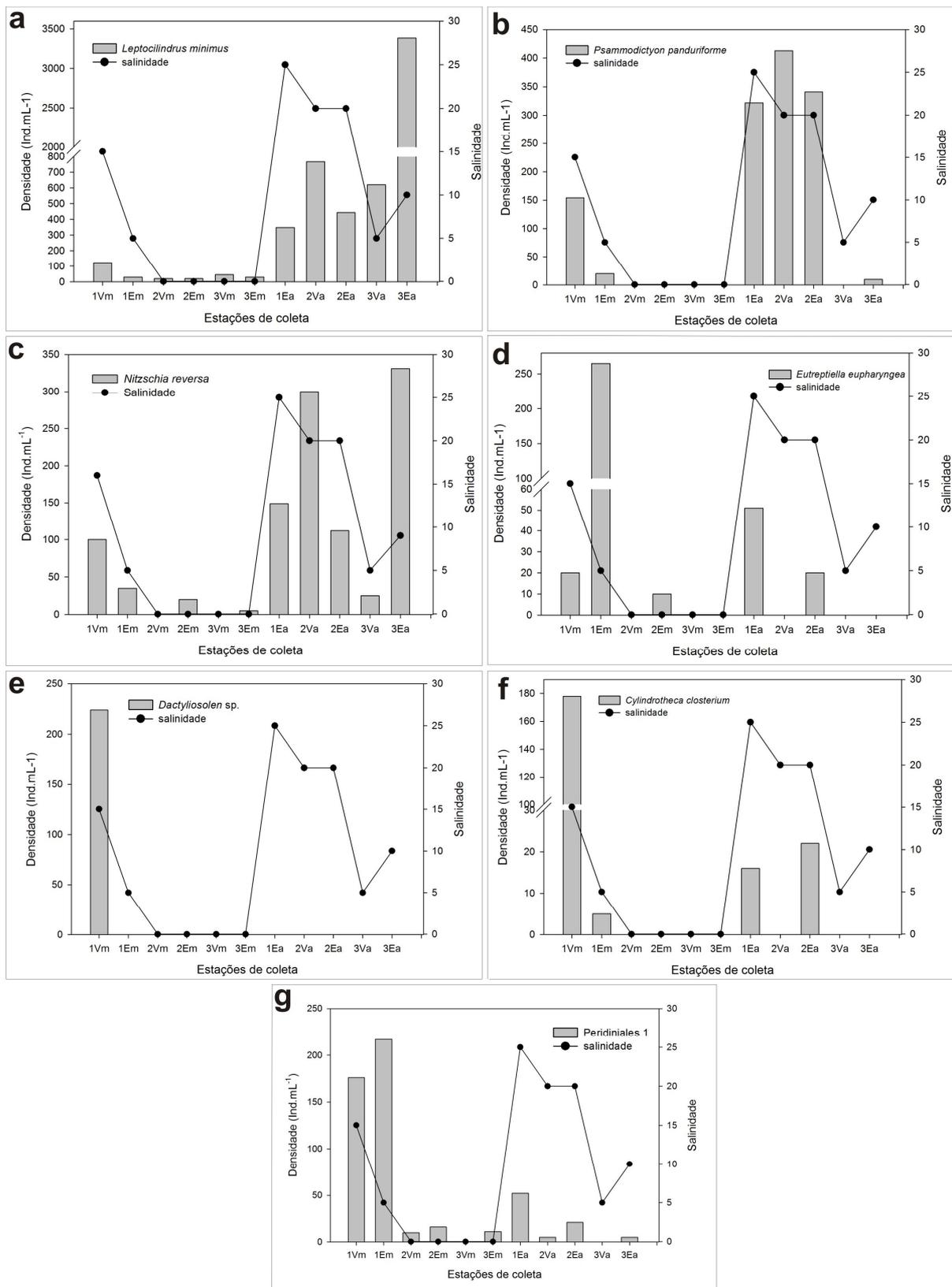


Figura 6. Densidade (Ind.mL⁻¹) das espécies abundantes em pelo menos uma estação de coleta e a salinidade. a) *Leptocilindrus minimus*; b) *Psammodictyon panduriforme*; c) *Nitzschia reversa*; d) *Eutreptiella eupharyngea*; e) *Dactyliosolen* sp.; f) *Cylindrotheca closterium* e g) Peridinales 1. Estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

3.2.3 Análise de agrupamento das amostras

A análise de agrupamento, ao nível de 44% de similaridade, formou 4 grupos (Fig. 7). Dos grupos formados, destacaram-se o G1 representado pela estação 3Vm que se manteve isolado dos demais. O G3 mostrou que a estação 2, no verão, foi a mais estável, uma vez que 2Em e 2Vm formaram um grupo único, a nível de 50% de similaridade, separado das demais. Nestas estações, grupos dominantes como fitoflagelados menores que 10 μ m (Fig. 5b) e *Leptocilindrus minimus* tiveram densidades aproximadas (Fig. 6a), o que contribuiu para a similaridade entre elas.

Dentre as espécies identificadas no fitoplâncton, apenas as citadas abaixo apresentaram alta correlação positiva significativa ($p < 0,05$) com a salinidade: *Gyrosigma cf. acuminatum* ($r = 0,73$), *Nitzschia reversa* ($r = 0,62$), *Psammodictyon panduriforme* ($r = 0,92$) e *Thalassionema nitzschioides* ($r = 0,73$).

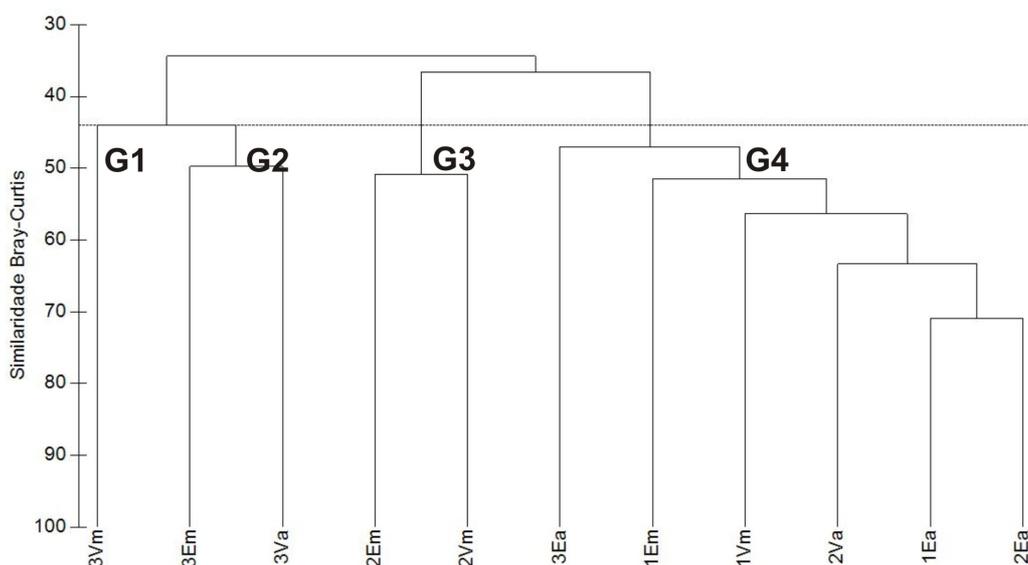


Figura 7. Análise de agrupamentos das amostras do fitoplâncton nas estações de coleta no Rio Ratoles. Estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

3.3 Composição da comunidade epipélica

Foram identificados 55 táxons específicos e infra-específicos, distribuídos entre os grupos Cyanophyceae (8), Euglenophyceae (1), Dinophyceae (1), Cryptophyceae (1), Chrysophyceae (1) e, dentro do grupo das Diatomeae, as classes Coscinodiscophyceae (4), Fragilariophyceae (2), Bacillariophyceae (37). A Tabela 4 apresenta as espécies epipélicas encontradas no Rio Ratoões e sua respectiva classificação taxonômica e distribuição nas estações de coleta.

3.3.1 Riqueza de espécies

As diatomáceas contribuíram com 78% da riqueza de espécies presentes no sedimento. A Figura 7a apresenta a distribuição da riqueza de espécies por classe taxonômica. Dentre as diatomáceas, 86% pertencem à classe Bacillariophyceae, 9% Coscinodiscophyceae e 5% Fragilariophyceae (Fig. 8b). Cyanophyceae contribuiu com 14% das espécies. Euglenophyceae, Dinophyceae, Cryptophyceae e Chrysophyceae tiveram a mesma representatividade com 2% cada uma (Fig. 8a).

A riqueza de táxons infragenéricos por estação de coleta consta da Figura 9a. A maior contribuição em riqueza de táxons foi dada pelas diatomáceas em todas as estações. A estação 3 apresentou a maior amplitude de variação da riqueza neste estudo, com os maiores valores no inverno e o menor no verão.

Considerando a riqueza total para a área de estudo, a contribuição relativa de Diatomeae foi maior para o epipelon que para o fitoplâncton, mas em ambas comunidades predominou a classe Bacillariophyceae, cujos indivíduos são portadores de rafe, o que possibilita sua migração no sedimento.

Em trabalho realizado no Rio Ratonés, sobre diatomáceas epipélicas, para testar a metodologia de Eaton e Moss (1966), Laudares-Silva e Cimardi (1989) encontraram 12 táxons infragenéricos. Destes, quatro não foram citados para este trabalho.

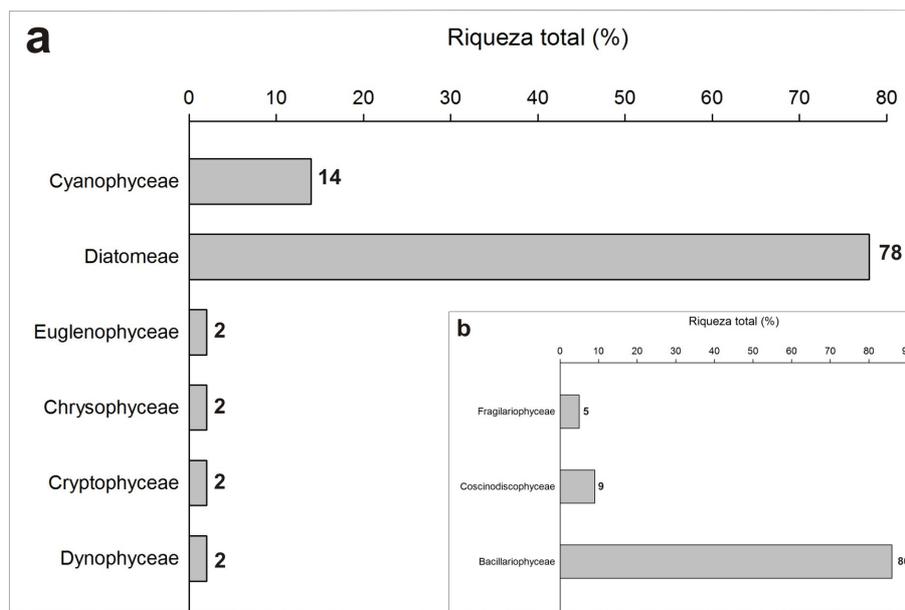


Figura 8. a) riqueza total (%) dos grupos de microalgas encontrados no sedimento no Rio Ratonés e b) riqueza total (%) das três classes de diatomáceas encontradas sedimento no Rio Ratonés.

3.3.2 Abundância e frequência de ocorrência

A densidade total das algas epipélicas variou de 2.855 a 27.043 Ind.cm⁻² no verão e 11.820 a 42.226 Ind.cm⁻² no inverno, considerando-se todas as estações de coleta (Fig. 10). Não foi registrada dominância de nenhuma espécie durante o estudo.

As diatomáceas apresentaram a maior densidade em todas as amostras, com médias mais altas no inverno que no verão (Fig. 11a). Várias espécies de diatomáceas foram abundantes, no período de estudo.

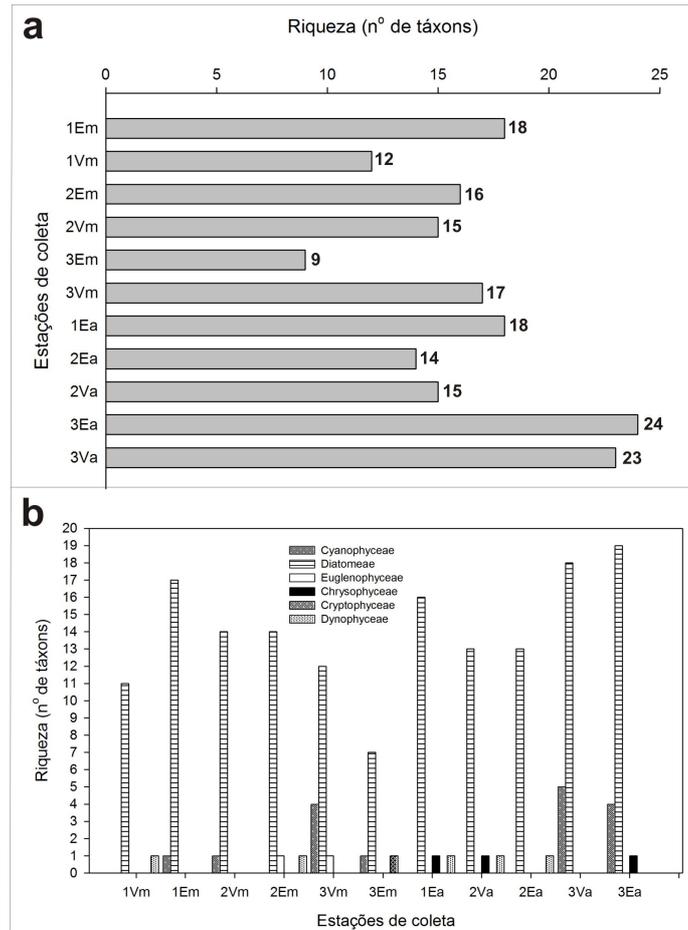


Figura 9. a) riqueza de espécies total (nº de táxons) em cada estação de coleta e b) riqueza de espécies (nº de táxons) por grupos nas estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

Destacaram-se as espécies *Navicula cryptocephala*, *Nitzschia reversa*, *Pinnularia yarrensii*, *Tryblionella cf acuminata* e *Amphora ovalis*. Outras abundantes, mas menos freqüentes foram *Cylindrotheca fusiformis*, *Psammodictyon panduriforme*, *Caloneis westii*, *Carpatogramma crucicula*, *Gyrosigma cf acuminatum* e *Navícula cf. viridula* (Fig. 12 a–e).

O maior pico de densidade de Diatomaeae ocorreu na estação 3Va, com a contribuição principalmente das espécies abundantes *Navicula cryptocephala*, *Nitzschia reversa*, *Pinnularia yarrensii* e *Tryblionella cf acuminata*. Na estação 1Vm, *Amphora ovalis* contribuiu com quase 50% da densidade das diatomáceas.

A distribuição destas espécies, no sedimento, não pode ser explicada pela salinidade da coluna d' água.

Cyanophyceae foi o segundo grupo em maior densidade mas, entretanto, esteve ausente nas estações de coleta onde a salinidade era acima de 16, e maiores densidades onde a salinidade encontrava-se entre 0 e 9 (Fig. 11b). O pico de densidade desse grupo foi na estação 3Vm, onde a espécie *Spirulina nordstedtii* contribui com 53%. Esta espécie, juntamente com *Komvophorum sp 1* e *Coleofasciculus chtonoplastes* foram abundantes em algumas amostras. *C. chtonoplastes* foi encontrada como epífita sobre macroalgas de manguezal (Vettorato, 2009, parte dessa dissertação) e no sedimento é encontrada, na maioria das vezes, como tricomas isolados onde pode ser confundida com outras Oscillatoriales. É uma espécie muito resistente à dessecação e altas salinidades (Montoya *et al.*, 1998), o que pode explicar sua presença em todas as estações de coleta sob diferentes salinidades. Devido à turbulência, essa cianobactéria despreendeu-se das macroalgas e passou a fazer parte do sedimento.

Dinophyceae esteve presente em 55% das amostras, representado principalmente por Peridinales sp 1. Os maiores picos de densidade ocorreram no inverno e nas estações com maior influência marinha, estando ausente na estação 3 (Fig. 11c).

Euglenophyceae apresentou densidades muito baixas (Fig. 11d), com maior pico registrado na estação 2Va, representado por espécies de *Phacus* que não puderam ser identificadas.

Kephyrion ovale (Chrysophyceae) e *Cryptomonas* sp. (Cryptophyceae) foram as únicas espécies para estes grupos registradas no inverno e no verão (Fig. 11d), respectivamente, e todas em densidades muito baixas.

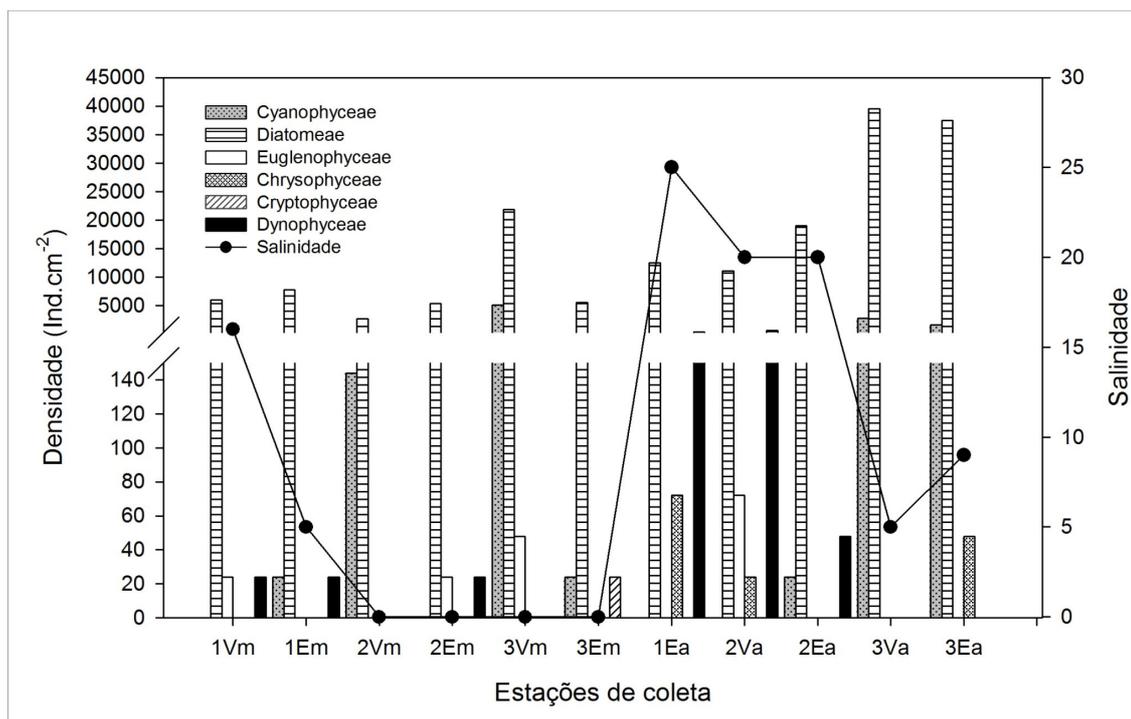


Figura 10. Densidades (Ind.cm⁻²) por grupos e a salinidade nas estações de coleta no Rio Ratones.

Dentre as espécies que foram abundantes nas amostras, o fitoplâncton e o sedimento apresentaram dois táxons em comum: *Psammodictyon panduriformes*, e Peridinales 1. A primeira é épipélica e ocasionalmente ticoplanctônica e a segunda é planctônica. Sua constância no sedimento, com células aparentemente viáveis, leva-nos a supor que esta espécie teria uma fase de vida no sedimento.

Alguns táxons só foram registrados para o fitoplâncton: *Leptocylindrus minimus*, *Thalassiosira eccentrica*, *Dactyliosolen* sp., *Eunotogramma* sp., *Eucampia* sp., *Thalassionema frauenfeldii*, *Thalassionema nitzschioide*, *Eunotia incisa*, *Diploneis smithii* e *Gyrosigma* cf. *spectabile*, Peridinales 2, *Prorocentrum* sp., *Geitlerinema acutissimum*, *Lyngbya* sp., *Eutreptiella eupharyngea*, *Chlamydomonas* spp., Fitoflagelados, *Euglena* spp., *Lepocinclis* spp., *Trachelomonas* cf. *abrupta*, *Trachelomonas* spp., *Desmodesmus maximus* e *Scenedesmus* spp.

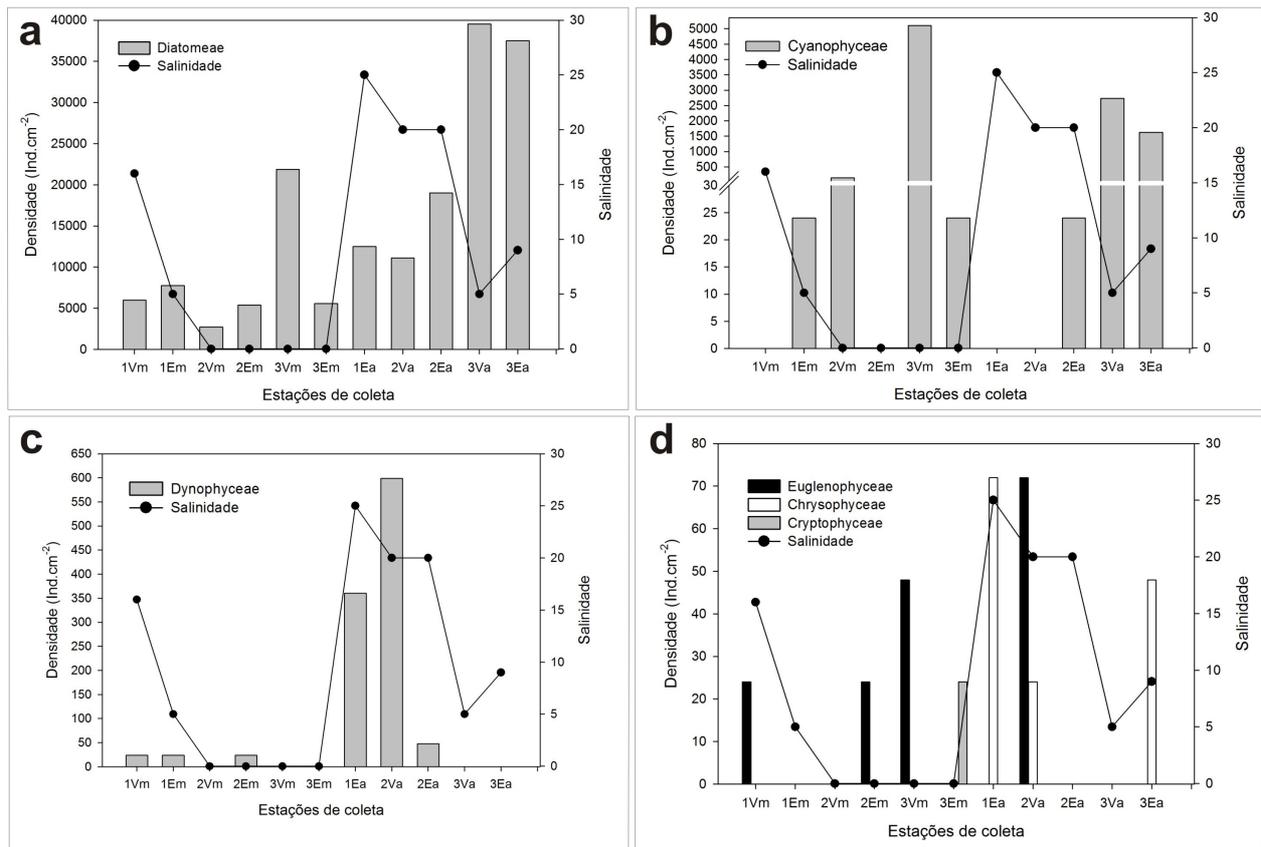


Figura 11. Densidades (Ind.cm⁻²) dos grupos e salinidade da coluna d'água nas estações de coleta. a) Diatomeae; b) Cyanophyceae; c) Dinophyceae; d) Euglenophyceae, Chrysophyceae e Cryptophyceae. Estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

A maioria desses táxons são tipicamente planctônicos, exceto as cianobactérias filamentosas *Geitlerinema acutissimum* e *Lyngbya* sp., e as diatomáceas penadas *Diploneis smithii* *Eunotia incisa*, *Eunotograma* sp. e *Gyrosigma* cf. *spectabile*.

Os seguintes táxons foram registrados apenas para o sedimento: *Anabaena* sp., *Actinoptychus* sp., *Plagiogramma* spp., *Terpsinoe brebissoni*, *Lyrella* sp., *Petroneis granulata*, *Cosmioneis grossepunctata*, *Luticola inserata* var. *ondulata*, *Pinnularia yarrensis*, *Caloneis westii*, *Diploneis* cf. *gruendleri*, *Gyrosigma balticum*, *Gyrosigma sinense*, *Tryblionella debilis*, *Tryblionella granulata*, *Tryblionella punctata*, *Nitzschia brevissima*, *Nitzschia obtusa* var. *scallpeliformis*, *Nitzschia pellucida*, *Giffenia cocconeiformis*, *Capartograma crucicula* e *Rhopalodia* sp. Todas essas espécies são típicas do perifíton.

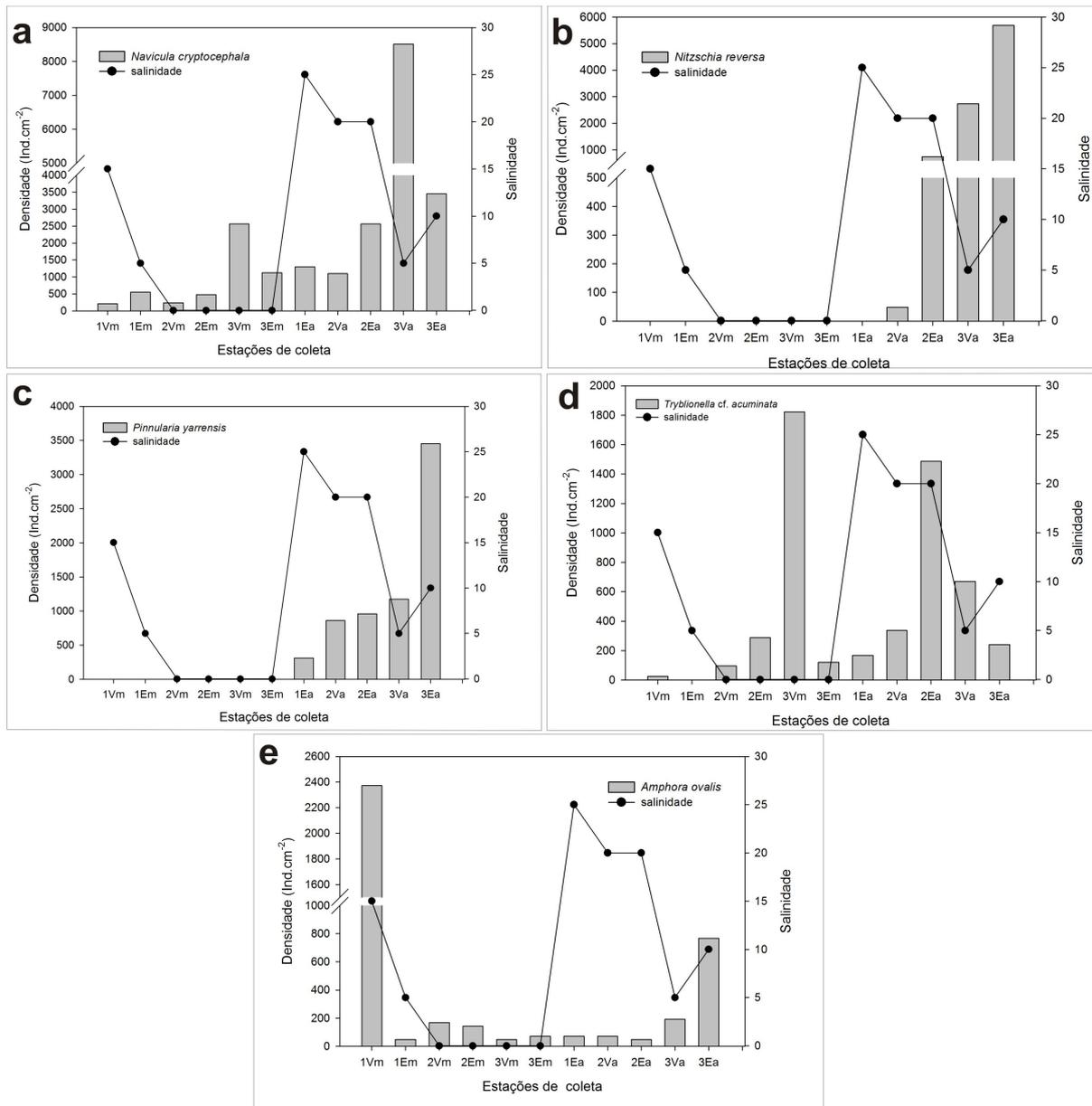


Figura 12. Densidade (Ind.cm⁻²) da espécies que apresentaram abundância em pelo menos um estação de coleta e a salinidade. a) *Navicula cryptocephala*; b) *Nitzschia reversa*; c) *Pinnularia yarrensii*; d) *Tryblionella cf. acuminata*; e) *Amphora ovalis*. Estações de coleta (1, 2, 3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E), nos meses de março (m) e agosto (a).

As formas coloniais de clorófitas da ordem Chlorococcales, como *Desmodesmus maximus*, *Scenedesmus cf. acuminatus* e *Dictyosphaerium sp.*, normalmente muito presentes no fitoplâncton, não foram encontradas no sedimento. Isso aconteceu porque as formas coloniais geralmente possuem estruturas que auxiliam sua flutuabilidade, o

que favorece seu sucesso no fitoplâncton, ocorrendo esporadicamente no perifíton. (Cavati e Fernandes, 2008).

Dentre as espécies identificadas para o fitoplâncton, 41% apareceram nesse hábitat, tanto no verão como no inverno, com destaque para *Leptocilindrus minimus*, *Psammodictyon panduriforme* e Peridiniales 1, que foram bastante freqüentes nos dois meses de coleta.

Dentre as espécies identificadas no sedimento, 42% apareceram em ambos os meses de coleta, com destaque para *Capartograma crucicula*, *Cylindrotheca fusiformis*, *Tryblionella* cf. *acuminata*, *Amphora ovalis*, *Nitzschia sigma*, *Gyrosigma fasciola* e *Gyrosigma* sp. 1.

Álvarez-Góngora e Herrera-Silveira (2006) apontam para dois importantes fatores identificados como controladores da estrutura da comunidade fitoplanctônica. O primeiro está relacionado aos fatores como mistura da água, luz, temperatura, turbulência e salinidade, e o segundo está associado aos nutrientes. No presente estudo, três fatores parecem ter influenciado fortemente a densidade e distribuição da comunidade fitoplanctônica, sendo eles: salinidade, precipitação (com o conseqüente aumento da vazão do rio) e a ressuspensão. A relação dos nutrientes com a variação da estrutura da comunidade não foi verificada.

De acordo com Kies *apud* Flöder e Burns (2004), a salinidade de aproximadamente 5 forma uma barreira letal para a maioria das algas planctônicas estuarinas; tanto espécies marinhas como de água doce sofrem severo estresse osmótico neste nível de salinidade. Conseqüentemente, a diversidade e o número de espécies são reduzidos em sistemas mixohalinos, em comparação com sistemas marinhos e de água doce (Flöder e Burns, 2004).

No fitoplâncton, ficou clara a distribuição da maioria dos grupos de acordo com a salinidade medida no momento da coleta, independente se a estação de coleta estivesse mais à montante ou mais à jusante do rio, onde se verifica a maior influência marinha. Isto poderia explicar a estrutura das comunidades fitoplanctônicas, que dependem fortemente do dinamismo da coluna d'água.

Taniguchi *et al.* (2005) aponta para a importância de estudos, principalmente em sistemas rasos, sobre a interação perifíton/plâncton, por trazerem explicações sobre a estrutura das comunidades de algas, além do metabolismo e fluxos de energia nesses ecossistemas.

O excesso de chuvas pode ter causado a baixa densidade encontrada no verão, devido ao escoamento hidráulico dos organismos em direção ao mar. De acordo com Paiva *et al.* (2006), menores densidades do fitoplâncton estão intimamente ligadas ao maior aporte fluvial ocasionado pela elevada precipitação pluviométrica. Isto acaba causando maior turbidez na coluna d'água, devido à elevação considerável na concentração do material em suspensão, diminuindo assim, a zona fótica. Campelo *et al.* (2001/2002), estudando ambiente costeiro de Pernambuco, também encontraram menores densidades no final do período chuvoso e maiores densidades nas preamares. Estes autores justificam as menores densidades no período chuvoso devido à queda da transparência que diminui a penetração de luz e, conseqüentemente o desenvolvimento do fitoplâncton; e as maiores densidades na preamar, devido ao aumento nas concentrações de nutrientes na coluna d'água ocasionadas pela ressuspensão.

Reynolds (1994) destaca além das diatomáceas, também as cianobactérias como os grupos mais adaptados a viverem nesse tipo de ambiente, onde a turbidez limita a disponibilidade de luz para a fotossíntese e assim, as espécies selecionadas são favorecidas com base em sua superior capacidade para captar luz. Isto foi observado

em parte no presente estudo, sendo as diatomáceas as mais representativas em riqueza de táxons, entretanto, apenas no inverno este grupo apresenta as maiores densidades. Bacillariophyceae foi a mais representativa das classes, com valores de riqueza de espécies altos quando comparado com os outros, concordando com o registrado em trabalhos para ambientes estuarinos no Brasil (Antunes *et al.* 2007; Leão *et al.* 2008). Altas taxas de sedimentação verificadas nas diatomáceas podem levar a uma queda de densidade no ticoplâncton, pois dessa forma as diatomáceas passam da coluna d'água para o sedimento. Sommer (1988) destaca a importância da turbulência vertical para a manutenção dessas comunidades no fitoplâncton.

Uma baixa densidade de dinoflagelados foi encontrada no presente estudo. Paiva *et al.* (2006) também apontam para a baixa densidade de dinoflagelados na baía do Guajará (PA), e indicam a possibilidade dos baixos valores de salinidade e baixa transparência (entre 1 e 0,2m de Secchi) para essa ausência (Pollinger, 1988).

Chrysophyceae e Cryptophyceae são grupos adaptados a condições de baixa luminosidade, elevadas concentrações de nutrientes, tolerantes a altas condutividades, turbulência da água (Nabout *et al.*, 2009; Sandgren, 1988). Isso pode explicar a presença de Chrysophyceae apenas no período de chuva intensa no presente estudo e o registro de Cryptophyceae nas estações com maiores valores de turbidez (Secchi).

Quanto à comunidade epipélica, a salinidade medida pontualmente na coluna d'água não parece influenciar diretamente na composição e densidade das espécies, mas sim, a salinidade média verificada por um período mais longo em cada estação de coleta. Underwood *et al.* (1998) concluíram, em estudo com diatomáceas perifíticas em estuários, que as diferenças na composição das espécies entre amostras em estuários são fortemente influenciadas pela temperatura/luz e mudanças na salinidade, co-variando com a concentração de nutrientes disponíveis. A granulometria do sedimento é também

um fator relacionado com a distribuição das microalgas no sedimento. Ribeiro *et al.* (2008), em trabalho com diatomáceas epipélicas na Amazônia, aponta para diferenças na composição da comunidade ao comparar sedimentos lodosos com sedimentos arenosos. Isso poderia explicar também a maior diferença da composição de espécies entre as estações com sedimento lodoso (2 e 3) e a estação com sedimento mais arenoso (1), no presente trabalho.

No Rio Ratonos, enquanto a composição e a densidade do fitoplâncton apresentaram grande flutuação no mesmo período de coleta, a comunidade epipélica se manteve mais estável, principalmente nas estações mais afastadas do mar.

O fitoplâncton apresentou uma maior diversidade na sua composição, com espécies mais distribuídas entre os diferentes grupos taxonômicos.

4. Conclusões

Dos fatores estudados para o estuário do Rio Ratonos a salinidade, vazão do rio e ressuspensão parecem ter sido os fatores que melhor explicaram a variação temporal e espacial da comunidade fitoplanctônica. Para a comunidade epipélica, a ressuspensão e a localização da estação de coleta em relação ao mar, foram determinantes para sua estrutura. Neste estudo, a temperatura, pH, profundidade e transparência aparentemente não influenciaram na estrutura das comunidades microalgais. No fitoplâncton, os fitoflagelados foram os mais abundantes no verão, enquanto no inverno foram as diatomáceas. No sedimento, o predomínio foi das diatomáceas. A classe Bacillariophyceae foi a que apresentou maior número de espécies tanto no fitoplâncton quanto no sedimento. Não foi observada dominância de nenhuma espécie no ambiente estudado.

A interação perifíton/plâncton, no Rio Ratonés, se mostrou bem caracterizada, e para estudos futuros sugere-se a análise de outras variáveis abióticas, como nutrientes, para se possa compreender melhor a dinâmica das comunidades de microalgas. Para um conhecimento mais amplo da diversidade presente neste ambiente, e a influência da salinidade e outros fatores sobre a estrutura das comunidades, faz-se necessário um número maior de estações de coleta, com amostragens intensivas para o fitoplâncton ao longo de ciclos de maré. Além disso, sugere-se um esforço na identificação do fitoflagelados, que mostraram-se como importantes componentes do fitoplâncton.

Tabela 4. Distribuição dos táxons identificados no fitoplâncton e sedimento nas três estações de coleta (E1, E2, E3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E).

TAXA	Fitoplanctônicas									Epipélicas														
	1M		2M		3M		1A		2A		3A		1M		2M		3M		1A		2A		3A	
	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E
CYANOPHYCEAE																								
<i>Anabaena</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Chroococcus turgidus</i> (Kützing) Nägeli	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
<i>Coleofasciculus chtonoplastes</i> Zanardini ex Gomont	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
<i>Geitlerinema acutissimum</i> (Kuffer.) Anag.	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Geitlerinema</i> spp.	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-
<i>Komvophoron constrictum</i> (Szafer) Anag. et Komárek	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	x
<i>Komvophoron</i> sp. 1	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	x	-	x	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	x
<i>Lyngbya</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Merismopedia convoluta</i> Brébisson	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-
<i>Phormidium</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x
<i>Planktolyngbya</i> sp.	-	x	-	-	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pseudanabaena</i> sp.	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Spirulina major</i> Kützing ex Gomont	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
<i>Spirulina nordstedtii</i> Gomont	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x
EUGLENOPHYCEAE																								
<i>Euglena</i> spp.	x	x	-	x	-	x	x	x	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Eutreptiella eupharyngea</i> Moestrup et Norris	x	x	-	x	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lepocinclis acus</i> (O. F. Müller) Marin et Melkonian	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lepocinclis ovum</i> (Ehrenberg) Lemmermann	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lepocinclis spirogyroides</i> Marin et Melkonian	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Monomorphina pyrum</i> (Ehrenberg) Mereschkowsky	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Phacus</i> cf. <i>anomalous</i> Fritsch et Rich	-	x	-	-	-	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Phacus longicauda</i> (Ehr.) Duj	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Phacus</i> spp.	x	x	-	x	-	x	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
<i>Trachelomonas</i> cf. <i>abrupta</i> Swirenko emend. Deflandre	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trachelomonas volvocinopsis</i> Swirenko	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trachelomonas</i> spp.	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DINOZOA																								
Peridinales 1	x	x	x	x	-	x	x	x	x	-	x	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Peridinales 2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Prorocentrum</i> sp.	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CHLOROPHYCEAE																								
<i>Chlamydomonas</i> spp.	x	x	-	x	x	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Desmodesmus maximus</i> (W. et. G. S. West) Hegewald	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Scenedesmus</i> cf. <i>acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Scenedesmus</i> spp.	-	x	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CRYPTOPHYCEAE																								
<i>Cryptomonas</i> sp.	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CHRYSOPHYCEAE																								
<i>Kephyrion ovale</i> (Lackey) Huber-Pestalozzi	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
COSCINODISCOPHYCEAE																								
<i>Thalassiosira eccentrica</i> (Ehrenberg) Cleve	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Thalassiosira simonsenii</i> Hasle et Fryxell	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Thalassiosira</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cyclotella</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Paralia sulcata</i> (Ehrenberg) Cleve	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Aulacoseira ambigua</i> (Grunow) Simonsen	-	-	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Actinoptychus</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
<i>Plagiogramma</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Terpsinoë brebissoni</i> (Kützing) Van Heurck	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Eucampia</i> sp.	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Eunotogramma</i> sp.	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Dactyliosolen</i> sp.	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Leptocylindrus minimus</i> Gran	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

(continuação) Tabela 4. Distribuição dos táxons identificados no fitoplâncton e sedimento nas três estações de coleta (E1, E2, E3) nas marés vazantes (V) e enchentes (E).

TAXA	Fitoplanctônicas									Epipélicas														
	1M		2M		3M		1A		2A		3A		1M		2M		3M		1A		2A		3A	
	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E	V	E
FRAGILARIOPHYCEAE																								
<i>Raphoneis castracanei</i> Grunow	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Thalassionema frauenfeldii</i> (Grunow) Hallegraeff	X	X	-	-	-	-	X	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Thalassionema nitzschoide</i> (Grunow) Van Heurck	X	-	-	-	-	-	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Thalassionema</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
BACILLARIOPHYCEAE																								
<i>Eunotia incisa</i> Gregory	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lyrella</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Petronis granulata</i> (Bailey) Mann	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-
<i>Cosmoneis grossepunctata</i> (Hustedt) Mann	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X
<i>Luticola inserata</i> var. <i>ondulata</i> (Hustedt) Moser	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pinnularia</i> spp.	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-
<i>Pinnularia yarrensii</i> (Grunow) Juriej	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X	X	X	X
<i>Caloneis westii</i> (Wm. Smith) Hende	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	X	X	X	X
<i>Diploneis</i> cf. <i>gruendleri</i> (A. Schmidt) Cleve	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-
<i>Diploneis smithii</i> (Brébisson) Cleve	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Diploneis</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X	-	-	-
<i>Diploneis weissflogii</i> (A. Schmidt) Cleve	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	X	-	-	X	-	-	-	X	-	-	-	-	-
<i>Navicula crucicula</i> (Wm. Smith) Donkin	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	X	X	-	X	X	-	-	-	X	X	X
<i>Navicula cryptocephala</i> Kützing	-	-	-	-	X	-	-	X	-	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Navicula</i> spp.	X	-	X	X	-	-	X	X	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Navicula</i> cf. <i>viridula</i> (Kützing) Ehrenberg	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	X	X	-	-	-	X	X	X	-	-	-
<i>Pleurosigma angulatum</i> (Quekett) Wm. Smith	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pleurosigma</i> spp.	X	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	X	X	X
<i>Gyrosigma</i> cf. <i>acuminatum</i> (Kützing) Rabenhorst	X	X	-	X	-	-	X	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	X	X	X
<i>Gyrosigma balticum</i> (Ehrenberg) Rabenhorst	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-
<i>Gyrosigma</i> cf. <i>spectabile</i> (Grunow ex Peragallo) Cleve	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Gyrosigma euhippus</i> (Smith) Sterrenburg et Ross	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-
<i>Gyrosigma fasciola</i> (Ehrenberg) Griffith et Henfrey	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	-	X	-	X	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Gyrosigma sinense</i> (Ehrenberg) Desikachary	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-
<i>Gyrosigma</i> sp. 1	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	X	X	X	X	X	X	-	X	X	-	-	-	-	-
<i>Amphora ovalis</i> (Kützing) Kützing	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	X	X	X	X	X	X	X	-	-	-	-	X	X	X
<i>Amphora</i> spp.	-	-	-	-	X	-	-	-	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	-	X	X	X
<i>Bacillaria paxillifera</i> (O. F. Müller) Hende	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Tryblionella</i> cf. <i>acuminata</i> W. Smith	-	-	X	-	X	-	-	-	X	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Tryblionella debilis</i> Arnott	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Tryblionella granulata</i> (Grunow) Mann	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X
<i>Tryblionella punctata</i> Wm. Smith	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Psammodictyon panduriforme</i> (Gregory) Mann	X	X	-	-	-	-	X	X	X	-	X	X	X	-	X	-	-	-	X	X	X	X	X	X
<i>Nitzschia brevissima</i> Grunow	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Nitzschia obtusa</i> var. <i>scallpeliformis</i> Grunow	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X
<i>Nitzschia pellucida</i> Grunow	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-
<i>Nitzschia reversa</i> Wm. Smith	X	X	-	X	-	X	X	X	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X	X	X
<i>Nitzschia sigma</i> (Kützing) Wm. Smith	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	X	-	X	-	-	-	-	-	X	X	X	X	X
<i>Nitzschia</i> spp.	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Nitzschia terrestris</i> (Petersen) Hustedt	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>Giffenia cocconeiformis</i> (Grun.) Round	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann et Lewin	X	X	-	-	-	-	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-
<i>Cylindrotheca fusiformis</i> Reimann et Lewin	-	-	X	-	-	X	-	-	-	-	-	X	X	X	X	-	-	-	X	X	X	X	X	X
<i>Capartograma crucicula</i> (Grunow ex Cleve) Ross	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	-	X	X	X
<i>Rhopalodia</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Entomoneis alata</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X
<i>Entomoneis paludosa</i> (W. Smith) Reimer	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	X	X
<i>Surirella</i> sp.	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fitoflagelados < 10µm	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X

5. Referências Bibliográficas

- Álvarez-Góngora, C. e Herrera-Silveira, J. A. (2006), Variations of phytoplankton community structure related to water quality trends in a tropical karstic coastal zone. *Marine Pollution Bulletin*, **52**, 48-60.
- Antunes, A., Schwingel, P. R., Burliga, A. L. M. e Urban, S. (2007), Composição do fitoplâncton da Bacia Hidrográfica do rio Camboriú (SC, Brasil) durante o verão de 2005. *Braz. J. Aquat. Technol.*, **11(2)**, 33-43.
- Araújo, N. B. de, Souza-Mosimann, R. M. e Fernandes, L. F. (1989), Contribuição ao estudo das diatomáceas (Bacillariophyceae) da foz do Rio Araranguá, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **19(supl.)**, 305-348.
- Baillie, P. M. e Welsh, P. (1980), The effect of tidal resuspension on the distribution of intertidal epipellic algae in a estuary. *Estuarine and Coastal Marine Science*, **10**, 165-180.
- Brandini, F. P. (1985), Ecological studies in the Bay of Paranaguá. I. Horizontal distribution and seasonal dynamics of the phytoplankton. *Bolm Inst. Oceanogr.*, **33(2)**, 139-147.
- Campelo, M. J. A., Koenig, M. L. e Passavante, J. Z. O. (2001/2002), Microalgas da praia de Carne de Vaca – Goiana – Pernambuco, Brasil. *Bol. Lab. Hidrobiol.*, **14/15**, 1-17.
- Cavati, B. e Fernandes, V. O. (2008), Algas perifíticas em dois ambientes do baixo rio Doce (lagoa Juparanã e rio Pequeno – Linhares, Estado do Espírito Santo, Brasil): variação espacial e temporal. *Acta Sci. Biol. Sci.*, **30(4)**, 439-448.
- Eaton, J. W. e Moss, B. (1966), The estimation of number and pigment content in epipellic algal populations. *Limnology and Oceanography*, **11**, 584-596.
- Felício-Fernandes, G. e Souza-Mosimann, R. M. (1994), Diatomáceas no sedimento do manguezal de Itacorubi – Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **23**, 149-215.
- Felício-Fernandes, G., Souza-Mosimann, R. M. e Moreira Filho, H. (1994), Diatomáceas no Rio Tavares. Manguezal do Rio Tavares, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil – Ordem Centrales. (Excluídas as famílias Rhizosoleniaceae e Chaetoceraceae). *Insula*, **23**, 35-90.
- Fernandes, L. F., Souza-Mosimann, R. M. e Felício-Fernandes, G. (1990), Diatomáceas (Bacillariophyceae) do Rio Ratonés, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil: I-Baixo Curso e Estuário. *Insula*, **20**, 11-112.
- Fidelis Filho, N. L. (1998), *Uma abordagem sobre as profundas modificações na morfometria fluvial da bacia hidrográfica do Rio Ratonés – Florianópolis / SC, num período de quarenta anos, e suas conseqüências*. Florianópolis. 256 f. Dissertação

- (Mestrado da Pós-Graduação de Geografia). Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 1998.
- Flöder, S. e Burns, C. W. (2004), Phytoplankton diversity of shallow tidal lakes: influence of periodic salinity changes on diversity and species number of a natural assemblage. *Journal Phycology*, **40**, 54-61.
- Lacerda, S. R., Koenig, M. L., Neumann-Leitão, S. e Flores-Montes, M. J. (2004), Phytoplankton nyctemeral variation at a tropical river estuary (Itamaracá – Pernambuco – Brazil). *Braz. J. Biol.*, **64**, 81-94.
- Laudares-Silva, R. e Cimardi, J. M. (1989), Nota sobre a utilização do “Trapping Method” no estudo das diatomáceas epipéllicas do manguezal de Ratoões – Florianópolis – SC. *Insula*, **19**, 299-304.
- Leão, B. M., Passavante, J. Z. O., Silva-Cunha, M. G.G. e Santiago, M. F. (2008), Ecologia do microfítoplâncton do estuário do rio Igarassu, PE, Brasil. *Acta. Bot. Bras.*, **22(3)**, 711-722.
- Lobo, E. A. e Leighton, G. (1986), Estruturas comunitárias de las fitocenoses planctônicas de los sistemas de desembocaduras de rios e esteros de La zona central de Chile. *Rev. Biol. Mar.*, **22(1)**, 1-9.
- Montoya, T. H., Benavente, P. M. e Vera S. V. H. (1998), Biodiversidad algal em lagunas costeras talasohalinas del norte y centro Del Peru. In: Anais do IV Congresso Latino-americano, II Reunião Ibero-Americana, VII Reunião Brasileira de Ficologia. Conservação da biodiversidade e novas tecnologias: Promessas e Perigos, v. 1, 353-377.
- Moreira Filho, H., Valente Moreira, I. M. e Souza Mosimann, R. M. (1985), Catálogo das Diatomáceas (Chrysophyta-Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas do Estado de Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **15**, 33-87.
- Moreira Filho, H., Valente Moreira, I. M., Souza Mosimann, R. M. e Cunha, J. A. (1990), Avaliação florística e ecológica das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas nos Estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. *Estudos de Biologia*, **25**, 5-48.
- Nabout, J. C., Nogueira, I. S. e Oliveira, L. G. (2009), Estrutura de populações de fitoflagelados nas lagoas de inundação do rio Araguaia, Brasil. *Acta. Bot. Bras.*, **23(1)**, 67-72.
- Pagliosa, P. R. e Barbosa, F. A. R. (2006), Assessing the environment-benthic fauna coupling in protected and urban áreas of southern Brazil. *Biological Conservation I*, **29**, 408-417.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A. e Barbosa, F. A. (2006b), Evidence of Systemic Changes in Trace Metal Concentration in Subtropical Estuarine Sediments as a Result of Urbanization. *Journal of Coastal Research, SI*, **39**, 1078-1083.

- Pagliosa, P. R., Fonseca, A., Barbosa, F. A. e Braga, E. (2006a), Urbanization Impact on Subtropical Estuaries: a Comparative Study of Water Properties in Urban Áreas and Protected Áreas. *Journal of Coastal Research, SI*, **39**, 731-735.
- Pagliosa, P. R., Fonseca, A., Bosquilha, G. E., Braga, E. S. e Barbosa, F. A. R. (2005), Phosphorus dynamics in water and sediments in urbanized and non-urbanized rivers in Southern Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, **50**, 965-974.
- Paiva, R. S., Eskinazi-Leça, E., Passavante, J. Z. O., Silva-Cunha, M. G. G. e Melo, N. F. A. C. (2006), Considerações ecológicas sobre o fitoplâncton da baía do Guajará e foz do rio Guamá (Pará, Brasil). *Bol. Mus. Para. Emílio Goeldi. Ciências Naturais*, Belém, **1(2)**, 133-146.
- Pereira Filho, J., Rörig, L. R., Hesse, K., Poremba, K.; Schettini, C. A. F., Proença, L. A. e Santos, J. E. (2009), Primary and bacterial production processes in the lower Itajaí-Açú estuary, Santa Catarina, Brazil. *Braz. J. Aquat. Sci. Technol.*, **13(1)**, 1-10.
- Pollingher, U. (1988), Freshwater armored dinoflagellates: growth, reproduction strategies, and population dynamics. Chapter 4. In: Sandgren, C. D. (Ed.) *Growth and Reproductive Strategies of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press. 442 p.
- Reynolds, C. S., Descy, J. P. e Padisák, J. (1994), Are phytoplankton dynamics in rivers so different from those in shallow lakes? *Hydrobiologia*, **289**, 1-7.
- Ribeiro, F. C. P., Senna, C. S. F. e Torgan, L. C. (2008), Diatomáceas em sedimentos superficiais na planície de maré da Praia de Itupanema, Estado do Pará, Amazônia. *Rodriguésia*, **59(2)**, 309-324.
- Round, F. E. (1971), Benthic marine diatoms. *Oceanography and Marine Biology: an annual review*, **9**, 83-139.
- Round, F. E. (1983), *Biologia das algas*. 2ª edição. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Dois. 264 p.
- Sandgren, C. D. (1988), The ecology of chrysophytenflagellates: their growth and perennation strategies as freshwater phytoplankton. Chapter 2. In: Sandgren, C. D. (Ed.) *Growth and Reproductive Strategies of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press. 442 p.
- Sartori, L. P. e Nogueira, M. G. (1998), Estudo limnológico na região estuarina dos rios Fazenda e Picinguaba, Parque Estadual da Serra do Mar (Ubatuba, SP), com ênfase na dinâmica dos nutrientes químicos. *Anais do IV Simpósio de Ecossistemas Brasileiros*, **1**, 296-310.
- Simonsen, R. (1974), The diatom plankton of the Indian Ocean Expedition of R/V "Meteor" 1964-1965. *"Meteor" Forsch.-Ergebnisse*, **19**, 1-107.

- Smayda, T. J. (1983), The phytoplankton of estuaries. In: Ketchum, B. H. (Ed.) *Estuaries and enclosed sea*. Amsterdam: Elsevier Scientific Publishing. p. 65-102.
- Sommer, U. (1988), Growth and survival strategies of planktonic diatoms. Chapter 6. p. In: Sandgren, C. D. (Ed.) *Growth and Reproductive Strategies of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press. 442 p.
- Souza Sobrinho, R. J., Bresolin, A. e Klein, R. M. (1969), Os manguezais na Ilha de Santa Catarina. *Insula*, **2**, 1-21.
- Souza-Mosimann, R. M. (1984), Levantamento preliminar das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) na região de Anhatomirim – Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **14**, 2-46.
- Souza-Mosimann, R. M. (1985), Contribuição ao conhecimento das diatomáceas (Chrysophyta, Bacillariophyceae) em algumas estações localizadas na Baía Norte – Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **15**, 3-33.
- Souza-Mosimann, R. M. (1988), Estudo preliminar das diatomáceas (Chrysophyta-Bacillariophyceae) da Baía Sul, Florianópolis, Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **18**, 23-74.
- Souza-Mosimann, R. M. e Laudares-Silva, R. (2005), Diatomáceas (Bacillariophyta) do Complexo Lagunar do Sul do Estado de Santa Catarina, Brasil. *Insula*, **34**, 39-82.
- Souza-Mosimann, R. M., Felício-Fernandes, G. e Felício-Fernandes, L. (1989), Contribuição ao conhecimento das diatomáceas da Baía de Tijucas – Santa Catarina – Brasil. *Insula*, **19**, 95-122.
- Souza-Mosimann, R. M., Laudares-Silva, R. e Roos-Oliveira, A. D. (2001), Diatomáceas (Bacillariophyta) da Baía Sul, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil, uma nova contribuição. *Insula*, **31**, 75-106.
- Sze, P. (1993), *A Biology of the Algae*. 2ª edição. Wm. C. Brown Publishers: Dubuque. 259 p.
- Taniguchi, G. M., Bicudo, D. C. e Senna, P. A. C. (2005), Gradiente litorâneo-limnético do fitoplâncton e ficoperifíton em uma lagoa da planície de inundação do Rio Mogi-Guaçu. *Rev. Brasil. Bot.*, **28(1)**, 137-147.
- Tundisi, J. G. (1970), O plâncton estuarino. *Contribuições Inst. Oceanográfico da Universidade de São Paulo*, **19**, 1-22.
- Underwood, G. J. C., Philips, J. e Saunders, K. (1998), Distribution of estuarine benthic diatom species along salinity and nutrient gradients. *Eur. J. Phycol.*, **33**, 173-183.
- Utermöhl, H. (1958), Zur Vervollkommung der quantitativen phytoplankton-methodik. *Mitteilung Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, **9**, 1-38.

Vernberg, W. B. (1983), Responses to Estuarine Stress. In: KETCHUM, B. H. (Editor) *Estuaries and enclosed seas*. Elsevier Scientific Publishing, Amsterdam. p. 43-63.

Wetzel, R. G. (1983), Recommendations for future research on periphyton,. In: Wetzel, R. G. (Ed.) *Periphyton of freshwater ecosystems*. The Hague: Dr. W. Junk Publishers. p. 339-346.

Sinopse dos táxons identificados (Cavalier-Smith, 1998)

Reino Bacteria

Sub-reino Negibacteria

Infra-reino Glycobacteria

Super filo Pimelobacteria

Filo Cyanobacteria

Classe Cyanophyceae

Ordem Chroococcales

Família Synechococcaceae

Subfamília Aphanothecoideae

Aphanothece stagnina (Sprengel) A. Braun

Família Merismopediaceae

Subfamília Merismopedioideae

Merismopedia convoluta Brébisson

Família Chroococcaceae

Chroococcus turgidus (Kützing) Nägeli

Família Hydrococcaceae

Myxohyella sp.

Família Xenococcaceae

Xenococcus schousboei Thuret

Xenococcus pyriformis Setchell et Gardner

Xenotholos cf. *starmachii* (Geitler) Gold-Morgan, Montejano et Komárek

Ordem Oscillatoriales

Família Pseudanabaenaceae

Subfamília Pseudanabaenoideae

Geitlerinema acutissimum (Kuffer.) Anag.

Geitlerinema amphibium (Agardh ex Gomont) Anagnostidis

Subfamília Spirulinoideae

Spirulina nordstedtii Gomont

Spirulina major Kützing ex Gomont

Família Borziaceae

Komvophoron anabaenoides (Jao et Lee) Anagnostidis et Komárek

Komvophoron constrictum (Szafer) Anagnostidis et Komárek

Família Phormidiaceae

Subfamília Phormidioideae

Phormidium retzii Gomont

Phormidium simplicissimum (Gomont) Anagnostidis et Komárek

Subfamília Microcoleoideae

Coleofasciculus chthonoplastes (Thuret ex Gomont) Siegesmund

Família Oscillatoriaceae

Subfamília Oscillatorioideae

Lyngbya aestuarii Liebman ex Gomont

Oscillatoria curviceps Agardh ex Gomont

Oscillatoria sp.

Ordem Nostocales

Família Nostocaceae

Subfamília Anabaenoideae

Anabaena sp.

Reino Protozoa

Sub-reino Neozoa

Infra-reino Discicristata

Filo Euglenozoa

Classe Euglenophyceae

Ordem Euglenales

Família Euglenaceae

Euglena agilis Carter

Eutreptiella eupharyngea Moestrup et Norris

Lepocinclis acus (O. F. Müller) Marin et Melkonian

Lepocinclis ovum (Ehrnberg) Lemmermann var. *dimidio-minor* Deflandre

Lepocinclis oxyuris Schmarla Marin et Melkonian f. *minima* Bourrely

Lepocinclis salina Fritsch var. *salina*

Lepocinclis spirogyroides Marin et Melkonian

Monomorphina pyrum (Ehrenberg) Mereschkowsky emend. Kosmala et Zakrýs

Phacus anomalus Fritsch et Rich

Phacus curvicauda Swirenko

Phacus hamatus Pochmann

Phacus longicauda var. *longicauda* (Ehr.) Duj

Phacus longicauda (Ehr.) Duj. var. *tortus* Lemm.

Phacus suecicus Lemmermann var. *suecicus*

Trachelomonas abrupta Swirenko emend. Deflandre

Trachelomonas armata (Ehrenberg) Stein var. *steinii* Lemmermann emend. Deflandre

Trachelomonas hispida (Perty) Stein emend. Defl. var. *coronata* Lemm.

Trachelomonas hispida (Perty) Stein emend. Deflandre var. *duplex* Deflandre

Trachelomonas hispida (Perty) Stein emend. Deflandre var. *hispida*

Trachelomonas lemmermannii Wolosz. emend. Defl. var. *lemmermannii*

Trachelomonas planctonica Swir. var. *flexicollis* Balech

Trachelomonas volvocinopsis Swirenko var. *volvocinopsis*

Strombomonas fluviatilis (Lemm.) Defl. var. *levis* (Lemm.) Skv.

Infra-reino Alveolata

Superfilo Miozoa

Filo Dinozoa

Subfilo Dinoflagellata

Classe Dinophyceae

Peridinales 1

Peridinales 2

Reino Plantae

Sub-reino Viridiplantae

Infra-reino Chlorophyta

Filo Chlorophyta

Classe Chlorophyceae

Ordem Volvocales

Subordem Chlamydomonadineae

Família Chlamydomonadaceae

Chlamydomonas cf. *pertyi* Goroschankin

Ordem Chlorococcales

Família Hydrodictyon

Monactinus simplex (Meyen) Corda var. *sturmii* (Reinsch)

Pediastrum duplex var. *gracillimum* West et G. S. West

Família Botryococcaceae

Subfamília Dictyosphaerioideae

Dictyosphaerium ehrenbergianum Nägeli

Dictyosphaerium pulchellum Wood

Família Oocystaceae

Subfamília Oocystoideae

Oocystis marssonii Lemmermann

Família Chlorellaceae

Subfamília Ankistrodesmoideae

Ankistrodesmus fusiformis Corda

Kirchneriella aperta Teiling

Kirchneriella lunaris (Kirchner) Möbius

Família Coelastraceae

Coelastrum proboscideum Bohlin

Família Scenedesmaceae

Subfamília Scenedesmoideae

Scenedesmus acuminatus (Lagerheim) Chodat var. *acuminatus*

Desmodesmus armatus (Chodat) Hegewald

Desmodesmus communis (Hegewald) Hegewald

Desmodesmus maximus (W. et. G. S. West) Hegewald

Desmodesmus opoliensis Richter var. *mononensis* (Chodat) Hegewald

Desmodesmus spinosus (Chodat) Hegewald

Classe Zygnematophyceae

Ordem Desmidiales

Família Desmidiaceae

Euastrum sp.

Staurastrum iotantum Wolle

Staurastrum leave Ralfs

Staurastrum trifidum Nordstedt var. *inflexum* West et G. S. West

Ordem Zygnematales

Família Zygnemataceae

Mougeotia sp.

Spirogyra sp.

Reino Chromista

Sub-reino Chromobiota

Infra-reino Heterokonta

Superfilo Gyrista

Filo Ochrophyta

Subfilo Phaeista

Infrafilo Chrysista

Superclasse Phaeistia

Classe Xantophyceae

Ordem Mischococcales

Família Pleurochloridaceae

Gonyochloris sp.

Tetraëdriella spinigera Skuja

Infrafilo Limnista

Classe Chrysophyceae

Ordem Isochrysidales
Família Synuraceae

Synura sp.

Ordem Chromulinales
Família Chromulinaceae

Kephyrion ovale (Lackey) Huber-Pestalozzi

Sub-reino Chromobiota

Infra-reino Heterokonta

Superfilo Gyrista

Filo Ochrophyta

Subfilo Diatomeae

Classe Coscinodiscophyceae

Subclasse Thalassiosirophyceae

Ordem Thalassiosirales

Família Thalassiosiraceae

Thalassiosira eccentrica (Ehrenberg) Cleve
Thalassiosira endoseriata Fryxell et Hasle
Thalassiosira leptopus (Grunow) Hasle et Fryxell
Thalassiosira nanolineata (Mann) Fryxell et Hasle
Thalassiosira oestrupii (Ostenfeld) Hasle var. *oestrupii*
Thalassiosira punctigera (Castracane) Hasle
Thalassiosira simonsenii Hasle et Fryxell
Thalassiosira weissflogii (Grunow) Fryxell et Hasle

Família Stephanodiscaceae

Cyclotella litoralis Lange et Syvertsen
Cyclotella meneghiniana Kützing
Discotella stelligera (Cleve et Grunow) Houk et Klee

Subclasse Coscinodiscophycidae

Ordem Melosirales

Família Melosiraceae

Melosira moniliformis (Müll.) Agardh
Melosira nummuloides (Dillw.) C. A. Agardh

Família Hyalodiscaceae

Hyalodiscus cf. *laevis* Ehrenberg

Ordem Paraliales

Família Paraliaceae

Paralia sulcata (Ehrenberg) Cleve

Ordem Aulacoseirales

Família Aulacoseiraceae

Aulacoseira ambigua (Grunow) Simonsen

Ordem Coscinodiscales

Família Coscinodiscaceae

Coscinodiscus oculus-iridis Ehrenberg
Coscinodiscus radiatus Ehrenberg
Coscinodiscus wailesii Gran et Angst

Família Hemidiscaceae

Actinocyclus octonarius Ehrenberg var. *tenellus* (Brébisson) Hendey

Família Heliopeltaceae

Actinoptychus campanulifer A. Schmidt

Actynoptychus senarius (Ehrenberg) Ehrenberg
Família Asterolamprales
Asteromphalus flabelattus (Brébisson) Greville
Subclasse Biddulphiophycidae
Ordem Triceratiales
Família Triceratiaceae
Eupodiscus radiatus Bailey
Triceratium favus Ehrenberg
Família Plagiogrammaceae
Plagiogramma interruptum (Gregory) Ralfs
Plagiogramma cf. *staurophorum* (Gregory) Heiberg
Ordem Biddulphiales
Família Biddulphiaceae
Terpsinoe americana (Bailey) Ralfs
Terpsinoe brebissonii (Kutzing) Van Heurck
Terpsinoe musica Ehrenberg
Subclasse Rhizosoleniophycidae
Ordem Rhizosoleniales
Família Rhizosoleniaceae
Dactyliosolen sp.
Rhizosolenia sp.
Subclasse Chaetocerotophycidae
Ordem Chaetocerotoales
Família Chaetocerotaceae
Bacteriastrum hyalinum Lauder
Ordem Leptocylindrales
Família Leptocylindraceae
Leptocylindrus minimus Gran
Classe Fragilariophyceae
Subclasse Fragilariophycidae
Ordem Fragilariales
Família Fragilariaceae
Fragilaria javanica Hustedt
Ulnaria ulna (Nitzsch) Compère
Ordem Rhapsoneidales
Delphineis surirella (Ehrenberg) Andrews
Neodelphineis pelagica Takano
Rhapsoneis castracanei Grunow
Ordem Thalassionematales
Família Thalassionemataceae
Thalassionema frauenfeldii (Grunow) Hallegraeff
Thalassionema nitzschioides (Grunow) Van Heurck
Classe Bacillariophyceae
Subclasse Eunotiophycidae
Ordem Eunotiales
Família Eunotiaceae
Eunotia camelus Ehrenberg
Eunotia incisa Gregory
Eunotia didyma Hustedt ex Zimmermann

Eunotia maior (Wm. Smith) Rabenhorst

Eunotia transfuga Metzeltin et Lange-Bertalot

Subclasse Bacillariophycidae

Ordem Lyrellales

Lyrella lyra (Ehrenberg) Karajeva

Petroneis granulata (Bailey) Mann

Ordem Achnanthes

Família Achnantheaceae

Achnantes brevipes Agardh

Achnantes curvirostrum Brun

Achnantes longipes Agardh

Ordem Naviculales

Subordem Neidiinea

Família Berckelyaceae

Parlibellus hagelsteinii (Hustedt) Cox

Família Cosmioneidaceae

Cosmioneis grossepunctata (Hustedt) Mann

Família Diadesmidaceae

Luticola inserata var. *undulata* (Hustedt) Moser

Luticola mutica (Kützing) Mann

Luticola ventricosa (Kützing) Mann

Subordem Sellaphorinea

Família Pinnulariaceae

Caloneis westii (Wm. Smith) Hendey

Pinnularia divergens Wm. Smith var. *mesoleptiformis* Krammer et Metzeltin

Pinnularia neomajor Krammer

Pinnularia yarrensii (Grunow) Juriej

Subordem Diploneidinea

Família Diploneidaceae

Diploneis bombus Ehrenberg

Diploneis caffra (Giffen) Witkowski

Diploneis gruendleri (A. Schmidt) Cleve

Diploneis smithii (Brébisson) Cleve

Diploneis subovalis Cleve

Diploneis weissflogii (A. Schmidt) Cleve

Subordem Naviculinea

Família Naviculaceae

Navicula crucicula (Wm. Smith) Donkin

Navicula cryptocephala Kützing

Navicula cryptocephala var. *exilis* (Kützing) Grunow

Navicula erifuga Lange-Bertalot

Navicula gregaria Donkin

Navicula viridula (Kützing) Ehrenberg var. *rostellata* (Kützing) Cleve

Capartograma crucicula (Grunow ex Cleve) Ross

Família Pleurosygmataceae

Gyrosigma acuminatum (Kützing) Rabenhorst

Gyrosigma balticum (Ehrenberg) Rabenhorst var. *balticum*

Gyrosigma distortum (W. Smith) Griffith et Henfrey

Gyrosigma exoticum Cholnoky

Gyrosigma fasciola (Ehrenberg) Griffith et Henfrey
Gyrosigma sinense (Ehrenberg) Desikachary
Gyrosigma spectabile (Grunow ex Peragallo) Cleve
Pleurosigma affine Grunow
Pleurosigma angulatum (Quekett) Wm. Smith
Pleurosigma diverse-striatum Meister

Família Stauroneidaceae

Craticula riparia (Hustedt) Lange-Bertalot
Stauroneis phoenicentheron (Nitzsch) Ehrenberg var. *phoenicentheron*

Ordem Thalassiophysales

Família Catenulaceae

Amphora cf. *acuta* Gregory
Amphora cymbifera Gregory
Amphora ovalis (Kützing) Kützing

Ordem Bacillariales

Família Bacillariaceae

Bacillaria paxillifera (O. F. Müller) Hendey
Cylindrotheca closterium (Ehrenberg) Reimann et Lewin
Cylindrotheca fusiformis Reimann et Lewin
Giffenia cocconeiformis (Grun.) Round
Nitzschia brevissima Grunow
Nitzschia brittoni Hagelstein
Nitzschia obtusa Smith
Nitzschia obtusa var. *scalpelliformis* Grunow
Nitzschia pellucida Grunow
Nitzschia reversa Wm. Smith
Nitzschia sigma (Kützing) Wm. Smith
Nitzschia terrestris (Petersen) Hustedt
Psammodictyon panduriforme (Gregory) Mann
Tryblionella acuminata W. Smith
Tryblionella debilis Arnott
Tryblionella granulata (Grunow) Mann
Tryblionella lanceola Grunow ex Cleve
Tryblionella punctata Wm. Smith

Ordem Rhopalodiales

Família Rhopalodiaceae

Rhopalodia gibberula (Ehrenberg) O. Muller

Ordem Surirellales

Família Entomoneidaceae

Entomoneis alata (Ehrenberg) Ehrenberg
Entomoneis ornata (Bailey) Reimer var. *ornata*
Entomoneis paludosa (W. Smith) Reimer

Família Surirellaceae

Campylodiscus birostratus Deby
Surirella nervosa (A. Schimdt) Mayer
Surirella cf. *ovata* Kützing
Surirella rorata Frenguelli