



UNIVERSIDADE ESTADUAL DE MARINGÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA DE AMBIENTES
AQUÁTICOS CONTINENTAIS

BARBARA FURRIGO ZANCO

**O poder preditivo dos agrupamentos funcionais fitoplanctônicos
responde ao tipo de ambiente**

Maringá
2017



BARBARA FURRIGO ZANCO

**O poder preditivo dos agrupamentos funcionais fitoplanctônicos
responde ao tipo de ambiente**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais do Departamento de Biologia, Centro de Ciências Biológicas da Universidade Estadual de Maringá, como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Ciências Ambientais.
Área de concentração: Ciências Ambientais

Orientadora: Dr.^a Luzia Cleide Rodrigues

Maringá
2017

"Dados Internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)"
(Biblioteca Setorial - UEM. Nupélia, Maringá, PR, Brasil)

Z27p Zanco, Barbara Furrigo, 1992-
O poder preditivo dos agrupamentos funcionais fitoplanctônicos responde ao tipo de ambiente / Barbara Furrigo Zanco.-- Maringá, 2017.
47 f. : il.

Dissertação (mestrado em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais)--
Universidade Estadual de Maringá, Dep. de Biologia, 2017.

Orientadora: Dr.^a Luzia Cleide Rodrigues.

1. Fitoplâncton de água doce - Comunidades, Ecologia de - Brasil. 2. Fitoplâncton de água doce - Abordagem funcional - Brasil. I. Universidade Estadual de Maringá. Departamento de Biologia. Programa de Pós-Graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais.

CDD 23. ed. -579.8317820981
NBR/CIP - 12899 AACR/2

BARBARA FURRIGO ZANCO

**O poder preditivo dos agrupamentos funcionais fitoplanctônicos
responde ao tipo de ambiente**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais do Departamento de Biologia, Centro de Ciências Biológicas da Universidade Estadual de Maringá, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Ciências Ambientais pela Comissão Julgadora composta pelos membros:

COMISSÃO JULGADORA

Dr.^a Luzia Cleide Rodrigues
Nupélia/Universidade Estadual de Maringá (Presidente)

Prof. Dr. João Carlos Nabout
Universidade Estadual de Goiás (UEG)

Prof.^a Dr.^a Jascieli Carla Botolini
Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE)

Aprovada em: 04 de agosto de 2017.

Local de defesa: Anfiteatro Prof. “Keshiyu Nakatani”, Nupélia, Bloco G-90, *campus* da Universidade Estadual de Maringá.

Dedico esta dissertação à todos meus amigos e familiares, em especial aos meus pais, José e Iraci e Vó Dalva.

AGRADECIMENTOS

*Ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais;
Ao CNPq pela concessão da bolsa e aos órgãos financiadores e projetos vinculados
CNPq/PELD, Projeto Ilha Grande, PRONEX, SISBiota e Corumbá;*

*Ao Nupélia, pela infraestrutura e recursos oferecidos para que este trabalho fosse
realizado;*

*À minha orientadora Dr.^a Luzia Cleide Rodrigues (Lu), por ter me aceitado e inserido
no meio científico desde o início da graduação, por toda a confiança investida em mim,
pela paciência com meus horários, por ser uma orientadora sempre presente e disposta
a ajudar e pelo apoio, compreensão e amizade. Lu, você é uma pessoa muito importante
para mim, sem você, com certeza não chegaria até aqui, meu sincero obrigado por
tudo;*

*À Dr.^a Susicley Jati (Su), por ter sido a primeira a me aceitar como orientadora, por
sempre ter acreditado em mim, por tornar o ambiente de trabalho um lugar muito mais
agradável, por toda a positividade presente todos os dias, pelos conselhos, conversas,
apoio, incentivo e carinho. Su, obrigada por contribuir tanto em minha formação de
valores quanto profissional, com certeza serei uma pessoa/profissional muito melhor
com seus ensinamentos;*

*À Prof.^a Dr.^a Sueli Train pelos artigos e livros compartilhados, e por ter sido pioneira
nos estudos no laboratório de fitoplâncton no Nupélia;*

*Aos professores Dr. João Carlos Nabout, Dr.^a Jascieli Carla Bortolini, Dr.^a Sandra
Andrea Pierini e Dr. Luiz Felipe Machado Velho pela disposição e aceitarem o convite
para compor a banca e contribuir para o trabalho;*

Ao pessoal do laboratório:

*- Aline, a todas as chamadas de atenção, risadas, amizade, confiança e sempre disposta
a ajudar;*

*- Yasmin, companheira de chinelo, pelas risadas, companheirismo, amizade, pelas
fundamentais ajudas nas planilhas que não acabavam mais;*

*- Alfonso, pela imprescindível ajuda, risadas, almoços, conselhos, amizade, por todo o
companheirismo presente não só no laboratório, mas que levo para a vida;*

- Patricia, pelas ajudas, risadas, conversas, conselhos e lições de vida;

- Luciane, pela prontidão em ajudar, conversas e amizade

- Matheus pela disposição em ajudar e amizade;

À minha mãe, Iraci Furrigo Zango, exemplo de mulher guerreira, por ser uma completa “mãezona”, por nunca me deixar na mão, por sempre ter batido o pé para me proporcionar a melhor educação possível, serei eternamente grata por toda dedicação, amor, incentivo, apoio. Agradeço por tudo que fez/faz por mim;

Ao meu pai, José Luiz Zanco, que sempre acreditou e confiou em mim, incentivo ao estudo, conselhos e formação de meu caráter, por sempre me ensinar a ser honesta e justa e sempre compartilhar sua sabedoria;

À minha vó Dalva Brandt e Tia Irani Furrigo, por todo o amor e carinho compartilhado;

Ao meu namorado, André Venturinel, por sempre me apoiar e me incentivar, por todo o amor, pela paciência, por sempre estar ao meu lado em momentos bons e ruins;

Às minhas amigas(os) da vida toda Andressa Hirata, Erika Veiss, Maria Helena e Leonardo Maciel, por sempre poder contar e que embora o tempo passe, a amizade e confiança sempre será a mesma;

Aos meus amigos(as) Izabela Bombo, Matheus Porcu, Jenifer Berto, Enykeyla Azevedo, Alexandre Costa e Geovani Moresco pela amizade, conversas, risadas, companheirismo por todos estes anos e por serem repletos amigos;

Aos meus amigos da faculdade e da vida, Carolina Mitie, André Oler, Jéssica Ernandes, Marcia Iquematsu, Ricardo Pacífico, Nicolli Ozório, Matheus Maximilian, cada um teve uma participação especial em minha vida, tenho cada lembrança como uma jóia, sou muito feliz pela amizade de cada um;

A todos meus professores, que com certeza contribuíram, e muito, para a formação de meu caráter e em minha profissão e por serem completos exemplos de amor no trabalho que realizam;

Ao pessoal do laboratório de zoobentos, em especial Ana Paula, Jéssica, Flávio, Gisele, Bruno, Vanessa, André, pelos conselhos, trabalhos, ajudas e risadas;

Aos funcionários da base de pesquisa do Nupélia, às secretárias do PEA e do Nupélia, Aldenir, Jocemara, Elisabete, Marlyse, e Cecilia pela ajuda e dedicação;

Ao João e a Salete, que sempre ao chegar na Biblioteca Setorial do Nupélia nos recebem com toda disposição e por toda dedicação e ajuda que nos fornecem.

*“Mamãe sempre dizia que a vida é
como uma caixa de bombons,
você nunca sabe o que vai encontrar”*

Do filme: Forrest Gump

O poder preditivo dos agrupamentos funcionais fitoplanctônicos responde ao tipo de ambiente

RESUMO

A busca por preditores mais parcimoniosos da biodiversidade como uma forma de simplificar abordagens taxonômicas tem sido constante. O uso de mensuradores da biodiversidade a partir de características funcionais das espécies vem sendo uma estratégia amplamente utilizada para fins de manejo e monitoramento ambiental. Muitos estudos têm se utilizado de grupos funcionais para explicar a dinâmica da comunidade fitoplanctônica. Nós comparamos a preditibilidade da comunidade fitoplanctônica de lagos, reservatórios e rios ao nível de espécie, de grupos taxonômicos e de quatro classificações funcionais (Grupos Funcionais de Reynolds – GFR, Reynolds et al., 2002; Grupos Morfo-Funcionais – GMF, Salmaso e Padisák, 2007; Grupos Funcionais Baseados em Morfologia – GFBM, Kruk et al., 2010 e Formas geométricas – FGF, Stanca et al., 2013). Testou-se as hipóteses (i) o poder preditivo dos agrupamentos funcionais varia de acordo com o ambiente avaliado, (ii) os agrupamentos com maior número de grupos, serão mais eficientes por refletirem maior número de processos ecológicos, e (iii) a abordagem taxonômica terá menor poder preditivo comparado com os agrupamentos funcionais. Foram amostrados 120 ambientes, no período seco, entre os anos de 1997 a 2015, incluindo lagos, rios e reservatórios de regiões tropicais e subtropicais. Como esperado, registramos maior poder preditivo ao nível de grupos funcionais do que ao nível de espécie, com maior preditibilidade nos lagos. O agrupamento GFBM mostrou melhor resposta, provavelmente por ter avaliado ampla escala espacial e por considerar diferentes traços, além da forma das espécies. O alto poder preditivo verificado para as classes taxonômicas indica que características gerais de grandes grupos podem ser utilizadas para explicar a dinâmica fitoplanctônica em variados tipos de ambientes. Os resultados demonstram que o uso das características das espécies é um melhor *proxy* do que a nível de espécies para entender processos ecológicos determinantes da comunidade fitoplanctônica, e também pode auxiliar no entendimento das relações entre a biodiversidade e o funcionamento do ecossistema.

Palavras-chave: Rios. Lagos de inundação. Reservatórios. Funcional.

The predictive power of phytoplankton functional groups responds to the type of environment

ABSTRACT

The search for more parsimonious predictors of biodiversity to simplify taxonomic approaches has been constant in ecology. The use of biodiversity measures based on functional characteristics of the species is a strategy widely used in environmental management and monitoring. Several studies have used functional groups to explain the dynamics of the phytoplankton community. We compared the predictability of the phytoplankton community from lakes, reservoirs and rivers, at the species level, taxonomic groups and four phytoplankton functional classification (Reynolds Functional Groups – RFGF, Reynolds et al., 2002; Morpho-Functional Groups – MFGF, Salmaso and Padisák, 2007; Morphological Based Functional Groups – MBFGF, Kruk et al., 2010; Geometrical Forms – GF, Stanca et al., 2013). We tested the hypotheses that (i) the predictability of the functional classifications depends on the type of environment assessed, (ii) the functional classifications with the highest number of groups will be more efficient predictors, (iii) the taxonomic approach have less predictive power than functional groups. We sampled 120 environments in dry period, between 1997 and 2015, including lakes, rivers and reservoirs, distributed in tropical and subtropical regions. As we expected, we registered higher predictability at the functional group level than at the species level, with the greatest predictability of functional groups in the lakes. The MBFGF showed better response than the others functional classifications probably because it is more suitable when used for large spatial scales, and because it considers different traits besides the shape of the species, as verified in GF. The high predictive power verified for the taxonomic classes indicates that general characteristics of high taxonomic levels can be used to explain the phytoplankton dynamics in different types of environments. Our study demonstrates that using the characteristics of the species is a better proxy than the species level to understand the ecological processes driving the assembly of the phytoplankton community, and it also could help to understand the relationship between the biodiversity and the ecosystem functioning.

Keywords: Rivers. Flooplain lakes. Reservoirs. Functional.

Este trabalho foi elaborado e formatado conforme as normas da publicação científica *Ecological Indicators*. Disponível em: <https://www.elsevier.com/journals/ecological-indicators/1470-160x/guide-for-authors#16002>.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 MATERIAL E MÉTODOS	14
2.1 ÁREA DE ESTUDO	14
2.1.1 Lagos	15
2.1.2 Reservatórios	15
2.1.3 Rios	16
2.2 AMOSTRAGEM E COLETA DE DADOS	16
2.3 ANÁLISE DAS AMOSTRAS	17
2.4 ANÁLISE DOS DADOS	17
3 RESULTADOS	19
3.1 CARACTERIZAÇÃO AMBIENTAL	19
3.2 COMUNIDADE FITOPLANCTÔNICA	20
3.2.1 Composição	20
3.2.2 Biovolume total	21
3.2.3 RDA para os agrupamentos funcionais e taxonômicos	22
4 DISCUSSÃO	27
REFERÊNCIAS	30
APENDICE A - Taxa inventariados e sua distribuição em classes taxonômicas e agrupamentos funcionais	37

1 INTRODUÇÃO

Os fatores que controlam a distribuição e a permanência dos organismos aquáticos em um dado sistema variam de acordo com a particularidade de cada organismo (Dittrich et al., 2016; Padial et al., 2014). No caso de organismos com alta capacidade de dispersão e rápida replicação celular, como no caso do fitoplâncton, estudos têm sugerido que o ambiente é o principal estruturador dependendo da escala analisada (Huszar et al., 2015; Padial et al., 2014).

Além disso, a influência dos fatores ambientais sobre a estrutura das comunidades aquáticas depende da natureza do ambiente aquático estudado. Em planícies alagáveis, por exemplo, o regime hidrossedimentológico altera as condições físicas e químicas dos ambientes associados (veja em Junk et al., 1989; Neiff, 1990; Thomaz et al., 2007), concedendo vasta variedade de *habitats* de grande importância para a manutenção da biodiversidade (Agostinho et al., 2004). Ademais, lagos rasos, predominantes nestes sistemas, constituem biótopos fundamentais na manutenção da diversidade (Borics et al., 2012; Stomp et al., 2011).

A dinâmica ecossistêmica de lagos naturais é influenciada, principalmente, pelo regime de luz e mistura da coluna de água. Entretanto, no caso de reservatórios, o tempo de retenção da água tem grande influência na estrutura das comunidades aquáticas. Reservatórios são ambientes transicionais entre rios e lagos, e sua hidrodinâmica é dependente da gestão antrópica que controla a liberação de água com diversos propósitos (ex. produção de energia) (Agostinho et al., 2008; Nilsson et al., 2005; Simões et al., 2015)

Rios constituem ambientes altamente dinâmicos e os fatores que controlam o potamoplâncton são, essencialmente, mediados por fatores físicos (ex. turbidez, fluxo) (Devercelli, 2010; Fraisse et al., 2013; Istvánovics et al., 2014). Esses fatores, principalmente o fluxo, demonstram um gradiente longitudinal fluvial que resultam em um ajustamento contínuo das comunidades em rios de maiores ordens (Vannote et al., 1980). Além disso, nestes ambientes com alto fluxo e baixo tempo de retenção, processos estocásticos associados à dispersão têm um maior efeito sobre a distribuição de organismos (Naselli-Flores et al., 2016; Rodrigues et al., 2017; Thorp, 2010).

Existem diversas abordagens para tentar elucidar padrões de distribuição das espécies e determinar os principais estruturadores das comunidades. Estimativas taxonômicas da diversidade assumem que as espécies possuem maior redundância no

ecossistema, ao passo que na abordagem funcional as espécies são complementares entre si (David et al., 2012; Petchey e Gaston, 2002). A abordagem de grupos funcionais é uma alternativa para tentar entender a relação do nicho das espécies com as condições ambientais (Schleuter et al., 2010).

O fitoplâncton tem sido um modelo tradicional em estudos ecológicos (Nabout et al., 2009; Tian et al., 2015; Zhang et al., 2015). Para a abordagem funcional, resulta um modelo apropriado devido as relações que podem ser estabelecidas entre as características das espécies e processos ecológicos (Litchman et al., 2012, 2007). De natureza polifilética, o fitoplâncton constitui um grupo extremamente diverso, que inclui organismos com grande variedade de formas e tamanhos (Hillebrand et al., 1999; Stanca et al., 2013). O tamanho e forma pode afetar processos fisiológicos associados ao crescimento (ex. aquisição de luz e nutrientes), e processos de perdas, como sedimentação e herbivoria (Cellamare et al., 2013; Margalef, 1978; Naselli-Flores et al., 2007; Reynolds, 1988).

Baseados no fato de que organismos que compartilham características possuem uma reposta semelhante ao ambiente (Litchman et al., 2012; Petchey e Gaston, 2006), autores têm proposto diversos tipos de agrupamentos de espécies. São recentes as abordagens e classificações em Grupos Funcionais (GFs) (Padisák et al., 2009; Reynolds et al., 2002; Salmaso e Padisák, 2007) e Grupos Morfológicos Funcionais (GMFs) – (Kruk et al., 2010; Stanca et al., 2013) da comunidade fitoplancônica. Os critérios utilizados para definir tais classificações são baseados em traços funcionais morfológicos (ex. mucilagem, forma), fisiológicos (ex. condições tróficas, capacidade de fixação de nitrogênio), comportamentais (ex. motilidade) e quando pertinente, taxonomicas (Brasil e Huszar, 2011; Salmaso et al., 2015a).

Dentre os agrupamentos baseados em complexas combinações está a abordagem dos grupos funcionais de Reynolds (GFR – Reynolds et al., 2002), que considera fatores ecológicos relacionados ao *habitat* e informações tróficas e atributos funcionais relacionados às tolerâncias e sensibilidades dos organismos às variações ambientais (e.x. baixa radiação luminosa, temperatura, sílica, CO₂, alta herbivoria). Esta classificação requer uma correta identificação taxonômica das espécies e vem sendo amplamente utilizada (Abonyi et al., 2014, 2012; Borics et al., 2012; Bortolini et al., 2014; Bovo-Scomparin et al., 2013; Gallego et al., 2012; Hu et al., 2013; Petar et al., 2014; Rodrigues et al., 2017; Stanković et al., 2012).

Salmaso e Padisák (2007), também utilizaram um complexo de características para enquadrar os Grupos Morfo-Funcionais (GMF). Utilizaram fatores relacionados a estrutura das espécies e suas morfometrias (ex. flagelo, organização celular, dimensões), características fisiológicas (ex. capacidade de obter carbono e nutrientes por mixotrofia), e ainda, características taxonômicas. Os critérios utilizados nesta classificação foram explicitamente escolhidos selecionando os melhores competidores sob diferentes restrições ambientais (Salmaso et al., 2015, 2012; Tolotti et al., 2010).

Mais recentemente, Stanca et al. (2013) propuseram a abordagem de classificação das formas geométricas fitoplanctônicas (FGF), baseando-se somente em características morfométricas, obtida a partir de dimensões lineares básicas (superfície, volume e razão sv^{-1}), incluindo as formas expressas pelas espécies. Este estudo foi fundamentado partindo-se do pressuposto de que a alta variabilidade verificada nas formas e combinações geométricas desta comunidade são adaptações morfológicas às condições ambientais (Margalef, 1978; Naselli-Flores et al., 2007; Reynolds, 2006; Stanca et al., 2013).

Dentre as classificações baseadas somente em morfologia, além do Stanca et al. (2013), destaca-se a Classificação Funcional Baseada na Morfologia (GFBM) proposta por Kruk et al. (2010). Esta proposta, está baseada nos traços morfométricos (volume, MDL, área de superfície, relação sv^{-1}) e estruturais (presença de mucilagem, flagelo, aerótopos, heterócitos e estruturas silicosas). Este método de classificação se caracteriza por sua simplicidade e facilidade na aplicação (Kruk et al., 2010; Kruk e Segura, 2012).

Comparações entre distintos agrupamentos fitoplanctônicos, utilizando ambientes aquáticos de natureza distinta (e.g. diferenças na morfometria, tempo de retenção da água, regime de luz e de mistura), como lagos de inundação, rios e reservatórios, podem permitir elucidar os fatores relevantes para a estruturação da comunidade fitoplanctônica em cada tipo de ambiente, e dessa forma sugerir estratégias para programas de manejo e monitoramento ambiental.

Diante deste contexto, o objetivo deste trabalho foi de comparar o poder preditivo da comunidade fitoplanctônica de lagos, reservatórios e rios ao nível de espécie, de grupos taxonômicos e de quatro classificações funcionais (GFRs – Reynolds et al., 2002 e Padisák et al., 2009; GMFs – Salmaso and Padisák, 2007; GFBMs – Kruk et al., 2010; FGFs – Stanca et al., 2013), a fim de determinar melhores ferramentas para monitoramentos ecológicos. As hipóteses foram (i) o poder preditivo dos agrupamentos funcionais varia de acordo com o ambiente avaliado. Espera-se que a preditibilidade dos

agrupamentos funcionais será maior em ambientes lênticos (lagos > reservatórios > rios), (ii) agrupamentos com maior número de grupos, serão mais eficientes por refletirem maior número de processos ecológicos relacionados com as variáveis ambientais e que (iii) a abordagem taxonômica terá menor poder preditivo comparado com os agrupamentos funcionais.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 ÁREA DE ESTUDO

Para este estudo foram selecionados 120 ambientes distribuídos em uma extensão de aproximadamente 3.000 km de latitude (entre 0°33'S - 52°34'O e 27°03'S - 52°28'O) e 3.400 km de longitude (entre 04°39'S - 67°50'O e 09°37'S - 37°48'O) (Figura 01). O estudo abrangeu regiões tropicais e subtropicais em distintas bacias hidrográficas brasileiras, que compreendem lagos de inundação (n=40), reservatórios (n=40) e rios (n=40).



Figura 01. Mapa e localização das estações de amostragem em regiões tropicais e subtropicais no Brasil. (lagos – cinza escuro, reservatórios – círculos brancos; rios – cinza claro)

2.1.1 Lagos

Os lagos estão distribuídos nas planícies de inundação do rio Amazonas, rio Araguaia, alto rio Paraná e planície do pantanal Sul-matogrossense.

A região de amostragem na planície de inundação do rio Amazonas está localizada na sub-região dos rios Amazonas/Solimões. As temperaturas médias anuais variam entre 25° e 29°C. Os lagos amostrados estão conectados aos rios Amazonas e Solimões.

A região de amostragem na planície de inundação do rio Araguaia está localizada na sub-região do médio Araguaia entre os municípios de Britânia e São Miguel do Araguaia/GO. A temperatura média anual é 26°C e precipitação média anual é 1.869 mm. Os lagos estudados são conectados ao rio Araguaia (Latrubesse and Stevaux, 2002).

A região de amostragem na planície de inundação do pantanal Mato-Grossense compreende as sub-regiões dos rios Paraguai e Miranda. Esta planície está localizada na porção central da América do Sul. É uma das maiores áreas úmidas contínuas do planeta. As temperaturas médias anuais variam entre 22,5 e 26,5°C e precipitação média anual é de 1.398 mm. Foram realizadas amostragens em lagos permanentemente conectados aos rios Paraguai e Miranda.

A região de amostragem na planície de inundação do alto rio Paraná está localizada na sub-região dos rios Paraná, Ivinhema e Baía. O rio Paraná percorre, desde sua nascente (rio Paranaíba, Serra Mata da Corda), cerca de 1.900 km em território brasileiro e sua bacia de drenagem compreende mais de 10% deste território (891.000 Km²). A planície atinge até 20 km de largura e nela se anastomosam numerosos canais secundários, lagos e tributários. A temperatura média anual varia entre 16° e 28°C e precipitação média anual de 1.400 mm. Foram realizadas amostragens em lagos permanentemente conectadas com o rio Paraná e em seus principais tributários: rio Ivinhema e rio Baía.

2.1.2 Reservatórios

Os reservatórios estudados estão distribuídos em distintas regiões do Brasil, no estado do Paraná, Goiás, Minas Gerais, Santa Catarina, Amazonas, Espírito Santo e Piauí. Variam em morfometrias e no Tempo de Residência da Água (TR). A temperatura das regiões onde estão localizados varia entre 17°C e 28°C. Esses

reservatórios oferecem variados serviços ecossistêmicos (e.x. recreação e abastecimento de água), mas possuem a principal função de geração de energia elétrica.

2.1.3 Rios

Os rios utilizados neste estudo estão situados em regiões de variada altitude (entre 70 m e 700 m) e temperatura (média anual entre 17°C e 28°C), pertencentes aos estados de Tocantins, Goiás, Piauí, Amazonas, Paraná, São Paulo, Pará e Mato Grosso do Sul. Os rios analisados variam em extensão e a maioria são regulados por barragens. Alguns dos reservatórios incluídos neste estudo estão localizados nesses rios.

2.2 AMOSTRAGEM E COLETA DE DADOS

Os dados das espécies e das variáveis ambientais foram obtidos de projetos realizados pelo NUPÉLIA, financiados principalmente pelo CNPq (programas SISBIOTA, PELD, PRONEX, ILHA GRANDE), FURNAS e por empresas privadas (ex. COPEL; ENERGIA SUSTENTÁVEL DO BRASIL-ESBR). As coletas foram padronizadas para todos os ambientes e as análises do fitoplâncton foram realizadas pela mesma equipe.

As amostragens foram realizadas em períodos de seca e as amostragens foram selecionadas espacialmente. Nos lagos, as amostragens estiveram distribuídas entre os meses de setembro de 2011 a dezembro de 2012. As amostragens dos reservatórios foram realizadas entre os meses de junho e dezembro nos anos de 1999, 2001, 2010 a 2015. Nos rios, as amostragens ocorreram entre os meses de julho a dezembro nos anos de 1997, 2002, 2007, 2008, 2012 a 2014.

Foram realizadas amostragens da comunidade fitoplanctônica e variáveis ambientais à sub-superfície, diretamente com frascos, na região limnética dos lagos, na região próxima à barragem dos reservatórios e na região central na calha dos rios. As amostras de fitoplâncton foram fixadas *in situ* com solução de lugol acético 1%. Para auxiliar na identificação taxonômica, foram realizadas amostragens com rede de plâncton, de 15 µm de abertura de malha, e fixadas em solução *Transeau* na proporção de 1:1 (Bicudo and Menezes, 2006).

Foram mensurados *in situ* a temperatura da água (TH₂O - °C), oxigênio dissolvido (OD - mg L⁻¹), condutividade elétrica (Cond - µS L⁻¹), pH, turbidez (Turb - NTU), profundidade (Z_{máx}) e disco de Secchi (m).

2.3 ANÁLISE DAS AMOSTRAS

Foram determinadas as concentrações de nitrogênio total (NT) ($\mu\text{g L}^{-1}$ - Mackereth et al., 1978), nitrogênio inorgânico dissolvido (NID= $\text{N-NO}_3 + \text{N-NH}_4 + \text{NNO}_2$ - $\mu\text{g L}^{-1}$ - Giné et al., 1980), fósforo total (PT - $\mu\text{g L}^{-1}$), Ortofosfato (P- PO_4) ($\mu\text{g L}^{-1}$ - Golterman et al., 1978).

A análise quantitativa das amostras seguiu o método de contagem de 100 campos em transectos aleatórios em microscópio invertido, com erro inferior a 20% (Lund et al., 1958; Utermöhl, 1958). O tempo de sedimentação ocorreu de acordo com Margalef (1983).

O enquadramento taxonômico das espécies fitoplanctônicas eucarióticas ao nível de classe, seguiu o sistema de classificação de Reviere (2006). Para o enquadramento taxonômico das Cyanobacteria foram utilizados os sistemas de classificação proposto por Anagnostidis e Komárek (1985, 1988) e Komárek e Anagnostidis (1989, 1986).

2.4 ANÁLISE DOS DADOS

Os dados de tempo de retenção da água para os reservatórios foram obtidos por meio das concessionárias hidrelétricas. O perímetro dos lagos (m) foi obtido por meio do Google Earth Pro[®]. Os rios foram enquadrados segundo a classificação proposta por Strahler (1957) de acordo com o local de coleta de cada rio. A identificação da ordem dos rios foi realizada pelo Google Earth Pro[®]. Os reservatórios foram categorizados de acordo com o tempo de retenção da água, sendo baixo ($\text{TR} < 10$ dias), médio ($10 < \text{TR} < 100$), alto ($100 < \text{TR} < 300$) e muito alto (> 300 dias) (Straškraba (1999)).

A zona eufótica (Z_{eu}) foi calculada como sendo 2,7 vezes a profundidade do disco de Secchi (Cole, 1994). A zona de mistura (Z_{mix}) foi calculada para reservatórios e lagos, de acordo com o perfil térmico. A relação $Z_{\text{eu}}:Z_{\text{mix}}$ foi utilizada para avaliar a disponibilidade de luz na zona de mistura.

O cálculo do biovolume fitoplanctônico ($\text{mm}^3.\text{L}^{-1}$) foi realizado a partir da multiplicação do volume celular de cada espécie por sua respectiva densidade. O volume celular foi estimado de acordo com formas geométricas (Hillebrand et al., 1999; Sun and Liu, 2003).

Todos os táxons fitoplanctônicos foram enquadrados em GFR (Reynolds et al., 2002 e Padisák et al., 2009), GMF (Salmaso; Padisák, 2007), GFBM (Kruk et al., 2010) e FGF (Stanca et al., 2013) (Tabela 01; Anexo 01). O valor de biovolume de cada grupo de cada classificação foram somados por amostra.

Tabela 01. Classificações dos grupos funcionais fitoplanctônicos (adaptado de Salmaso et al., 2015).

Grupos Funcionais	Abreviação	Principal critério	Principais características utilizadas	Número de grupos	Referências
Grupos Funcionais Baseados em Morfologia	<i>GFBM</i>	Morfológico, Morfométrico e Estrutural	V, S, S/V, MDL mucilagem, flagelo, aerótopo, heterócito e estrutura silicosa	7	Kruk et al. (2010), Kruk e Segura (2011)
Grupos Funcionais	<i>GFR</i>	Fenológico e Ecológico	Atributos fenológicos e ecológicos, tolerância a: baixa Z_{mis} , luz, temperatura, CO_2 e alta pressão de herbivoria	40	Reynolds et al. (2002), Padisák et al. (2009)
Formas Geométricas	<i>FGF</i>	Morfológico	Formas	37	Stanca et al. (2013), Sun e Liu (2002)
Grupos Morfo-Funcionais	<i>GMF</i>	Morfológico, Morfométrico, Estrutural e Comportamental	Flagelo, mixotrofia, organização celular, aerótopos, mucilagem e dimensões	31	Salmaso e Padisák (2007)

Com a finalidade de sumarizar a variabilidade ambiental em cada tipo de ambiente (lagos, reservatórios e rios) foi realizada uma Análise de Componentes Principais (PCA) - (Pearson, 1901). Os dados foram $\log(x+1)$ transformados (exceto pH), a fim de reduzir a discrepância dos valores. Os eixos foram selecionados de acordo com o critério de *broken-stick*. Para verificar diferenças significativas entre as categorias (tipo de ambiente) foram realizadas Análises de Variância (ANOVA) com os escores obtidos a partir dos eixos selecionados da PCA.

Foram realizadas Análises de Redundância (RDA) - (Legendre and Legendre, 1998) para analisar e determinar os fatores que influenciam a distribuição dos grupos fitoplanctônicos das diferentes classificações funcionais e taxonômica (espécie e classes) em cada tipo de ambiente. Para cada agrupamento funcional foi construída uma matriz de biovolume, com os grupos funcionais, classes ou espécies nas colunas e os locais nas linhas. Dessa forma, foram construídas 6 matrizes biológicas para cada tipo de ambiente, totalizando 24 matrizes. Como variáveis explanatórias, foram utilizados os dados das variáveis ambientais disponíveis para cada ambiente. Para os lagos foram utilizados TH_2O , cond, NID, OD, perímetro, pH, PO_4 , $Z_{máx}$, $Z_{eu}:Z_{máx}$, $Z_{eu}:Z_{mis}$ e

$Z_{\text{mis}}:Z_{\text{máx}}$, para os rios, TH₂O, cond, NID, OD, pH, PT, Z_{eu} e $Z_{\text{eu}}:Z_{\text{máx}}$ e para os reservatórios as variáveis TH₂O, cond, NID, OD, pH, PT, turb. Para o conjunto dos três tipos de ambientes foram utilizadas as variáveis TH₂O, cond, NID, OD, pH, PT e turb.

As matrizes biológicas foram submetidas à dissimilaridade de Hellinger. Para verificar colinearidade das variáveis explanatórias, usamos o fator de inflação da variância (VIF). As variáveis com VIF superior a 10 foram retiradas da análise. Foram considerados como resultado para cada RDA os valores de R^2 , R^2 ajustado (R^2_{ajust}), F e a significância dos componentes de $p < 0,05$. Foi utilizado os valores de R^2_{ajust} , pois exclui a influência do número de variáveis no poder de explicação (Borcard et al., 2011).

As análises foram realizadas no programa R versão 2.11.1 (R Development Core Team, 2016) por meio do pacote estatístico ‘Vegan’ (Oksanen et al., 2007).

3 RESULTADOS

3.1 CARACTERIZAÇÃO AMBIENTAL

A PCA que considerou todos os tipos de ambientes mostrou que os dois primeiros eixos foram significativos e explicaram 41,9% (PCA 1) e 26,6% (PCA 2) da variação dos dados. O eixo 1 mostrou uma separação significativa dos tipos de ambiente ($F= 109,5$, $p<0,001$). Essa separação foi influenciada pela disponibilidade de nutrientes e luz (Figura 02a). Os lagos estiveram associados com maiores valores de PT (0,47) e turbidez (0,35), enquanto que os rios e os reservatórios estiveram relacionados com maiores concentrações de NID (-1,13).

Os dois primeiros eixos da PCA realizadas para lagos, rios e reservatórios foram significativos. Para os lagos, foi explicado 34,9% (PCA 1) e 21,8% (PCA 2) da variação dos dados. A maioria dos lagos das planícies Amazônica e do alto rio Paraná estiveram associados com maior disponibilidade de luz ($Z_{\text{eu}}:Z_{\text{mis}} = 0,55$). Os lagos das planícies do Pantanal e Araguaia foram mais similares (Figura 02b). Os dois primeiros eixos da PCA para os rios explicaram 39,6% (PCA 1) e 34,2% (PCA 2) e maior parte dos rios de 2ª ordem estiveram associados com maiores valores de NID (-0,56), PT (-0,51), Cond (-0,72) e pH (0,92) (Figura 02d). Nos reservatórios, os dois primeiros eixos explicaram 40,2% (PCA 1) e 30,2% (PCA 2), e aqueles com TR alto e muito alto estiveram associados a menores valores de PT e turbidez (Figura 02c).

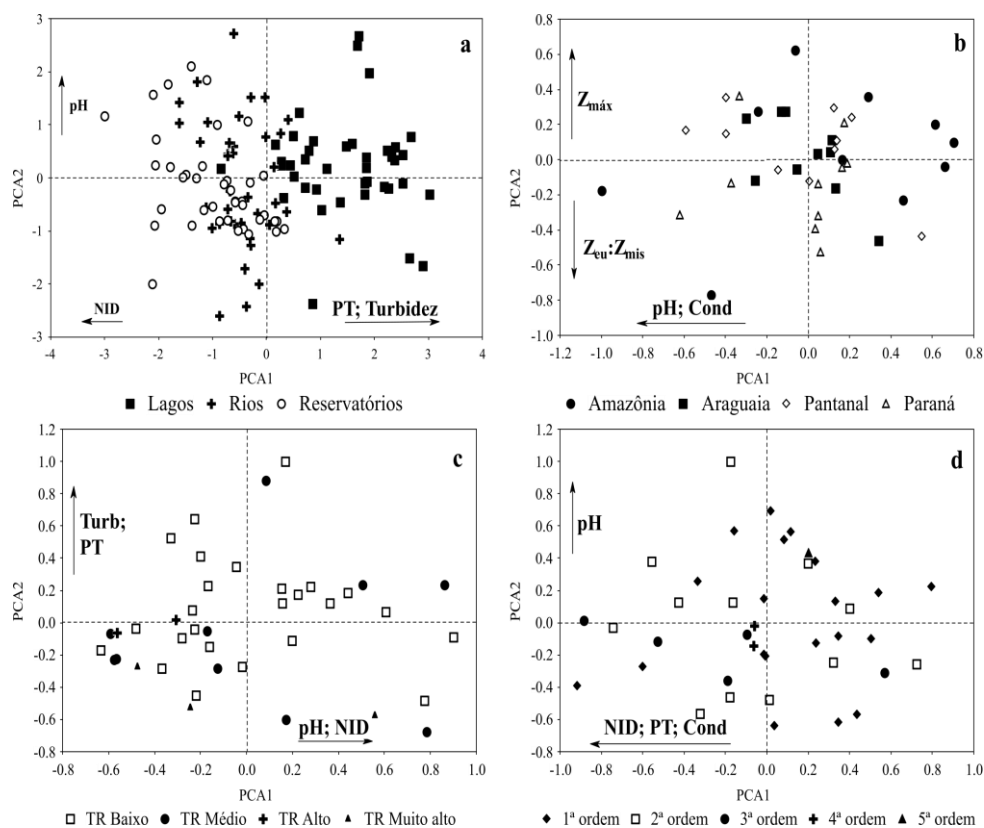


Figura 02. Escores dos dois primeiros eixos da PCA realizada para (a) todos os ambientes juntos (b) lagos, (c) reservatórios e (d) rios. (NID – Nitrogênio inorgânico total; PT – Fósforo total; Cond – condutividade; Turb – turbidez; Z_{eu:Z_{mis}} – Zona Eufótica; Z_{máx} – profundidade).

3.2 COMUNIDADE FITOPLANCTÔNICA

3.2.1 Composição

Foram registrados 511 táxons distribuídos em 10 grupos taxonômicos (Tabela 02 e Anexo 01). Clorófitas (32%), diatomáceas (18%) e cianobactérias (17%) foram os grupos mais representativos em número de táxons. Os lagos apresentaram o maior número de táxons (379 táxons, 10 grupos taxonômicos). Clorófitas (31%), cianobactérias (18%), diatomáceas (16%) e euglenóides (14%) apresentaram maior contribuição para a composição fitoplanctônica.

Nos reservatórios foram identificados 24 táxons, distribuídos em 10 grupos taxonômicos, sendo que as clorófitas (35%), diatomáceas (24%), cianobactérias (16%) e zignematofíceas (12%) foram mais representativas. Nos rios foi verificado o menor número de táxons (196 táxons, 9 grupos taxonômicos). Diatomáceas (27%), clorófitas (27%), cianobactérias (18%) e zignematofíceas (13%) apresentaram maior número de táxons.

Tabela 02. Composição fitoplancônica nos ambientes analisados.

Grupo taxonômico	Lagos	Reservatórios	Rios	Total
Bacillariophyceae	60	59	54	92
Chlorophyceae	117	85	54	161
Chrysophyceae	8	5	3	10
Cryptophyceae	8	7	7	8
Cyanobacteria	69	39	37	88
Dinophyceae	4	3	3	6
Euglenophyceae	52	9	11	58
Raphidophyceae	3	1	1	3
Xanthophyceae	19	2	0	19
Zygnematophyceae	39	30	26	66
Total	379	240	196	511

3.2.2 Biovolume total

Os valores médios de biovolume fitoplancônico foram maiores nos lagos e reservatórios e menores nos rios (Figura 03). Maiores valores médios ocorreram na planície de inundação da Amazônia, e menores nos rios de 4^a e 5^a ordem. Os lagos das planícies amazônica e do rio Araguaia mostraram maiores valores e os lagos da planície de inundação do Alto rio Paraná os menores. Os reservatórios com TR médio e muito alto apresentaram maiores valores e os reservatórios com TR alto apresentaram os menores valores de biovolume. Nos rios de 1^a a 3^a ordem foram verificados valores mais altos de biovolume e nos rios de 5^a foram obtidos os menores valores.

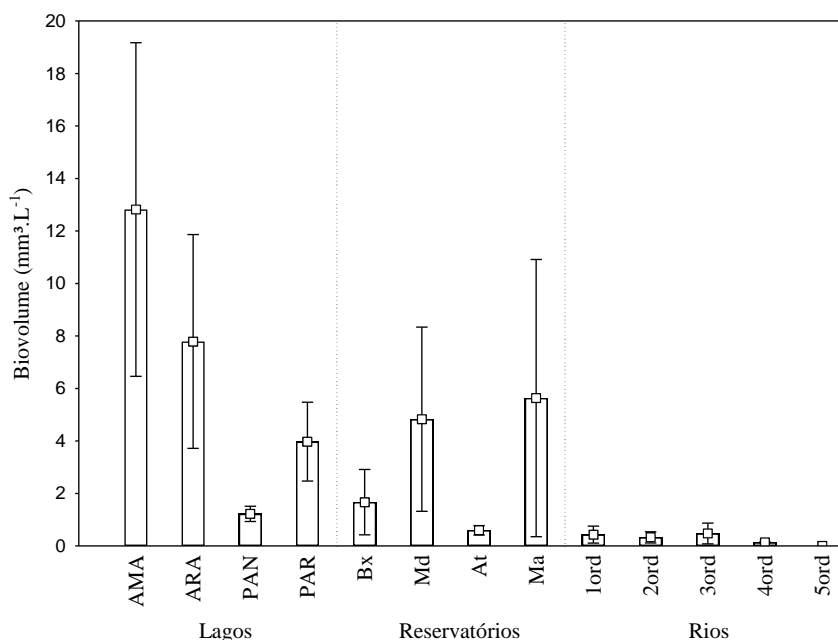


Figura 03. Biovolume fitoplancônico nos ambientes analisados. (AMA – Amazônia, ARA – Araguaia, PAN – Pantanal, PR – Paraná; At - tempo retenção alto, Bx - tempo retenção baixo, Md - tempo retenção médio, Ma - tempo retenção muito alto; ord – ordem (1^a, 2^a, 3^a, 4^a e 5^a).

3.2.3 RDA para os agrupamentos funcionais e taxonômicos

Os agrupamentos mostraram relação significativa com as variáveis ambientais e a capacidade preditiva (r^2_{ajust}) de cada um variou entre os tipos de ambiente. A maioria dos agrupamentos avaliados foi significativa para todos os tipos de ambientes, exceto o agrupamento FGF (Stanca et al., 2013) para lagos e reservatórios e GFBM (Kruk et al., 2010) para reservatórios. Os menores valores de (r^2_{ajust}) foram verificados quando considerados as formas geométricas (FGF) e as espécies (Tabela 03).

Maior poder de explicação foi verificado quando avaliado cada tipo de ambiente separadamente, sendo maior para lagos e rios. Os agrupamentos GFBM (Kruk et al., 2010), GFR (Reynolds et al., 2002) e Classes apresentaram maiores valores de r^2_{ajust} . Os menores valores para todos os agrupamentos ocorreram para os reservatórios e quando avaliados todos os ambientes juntos.

Tabela 03. Valores gerados da Análise de Redundância (RDA) para os ambientes analisados.

Categorias	Rios				Lagos				Reservatórios				Todos			
	r^2	r^2_{ajust}	F	p	r^2	r^2_{ajust}	F	p	r^2	r^2_{ajust}	F	p	r^2	r^2_{ajust}	F	p
GFBM	0,36	0,17	1,88	**	0,42	0,21	1,92	**	0,13	-0,05	0,74	-	0,10	0,04	1,70	*
GFR	0,28	0,10	1,52	**	0,37	0,13	1,54	**	0,22	0,06	1,34	*	0,11	0,05	1,97	**
FGF	0,26	0,07	1,38	*	0,33	0,07	1,25	-	0,19	0,01	1,08	-	0,11	0,05	1,93	**
GMF	0,26	0,08	1,40	*	0,36	0,12	1,48	*	0,21	0,05	1,29	*	0,10	0,04	1,77	**
Classes	0,42	0,20	1,88	**	0,31	0,14	1,78	*	0,25	0,09	1,53	*	0,09	0,03	1,55	*
Espécies	0,26	0,07	1,35	**	0,32	0,05	1,19	*	0,21	0,04	1,23	**	0,09	0,03	1,54	**

* $p < 0,05$; ** $p < 0,005$; - não significativo

A RDA realizada para os lagos evidenciou que a disponibilidade de luz, NID, mistura da coluna de água, PO_4 , condutividade e pH foram os principais determinantes da estrutura do fitoplâncton (Figura 04a-d). O agrupamento GFBM respondeu a estas variáveis e separou a maioria dos lagos das planícies Amazônica e do Araguaia. Nestas planícies as euglenófitas (GFRs W2, W1; GMFs 1c, 2c), cryptófitas (GFR Y; GMF 2d) e Oscillatoriales filamentosas (GFR R; GMF 5a), clorófitas (GFBM IV; GMF 8b), coloniais mucilaginosas (GFBM VII) e a classe Bacillariophyceae apresentaram maiores valores de biovolume. Os lagos do Pantanal apresentaram maiores valores de nutrientes (NID e PO_4), Z_{max} e condutividade associados aos maiores valores de cianobactérias (classe cyanobacteria; GFR H1; GFBM III; GMF 5e). Os lagos do alto rio Paraná estiveram relacionados com os maiores valores de OD e $Z_{mis}:Z_{max}$ e com a maior biomassa de diatomáceas (GFRs P, A), cianobactérias (GFBM III; GMF 5e) e espécies meroplancônicas (GFR MP).

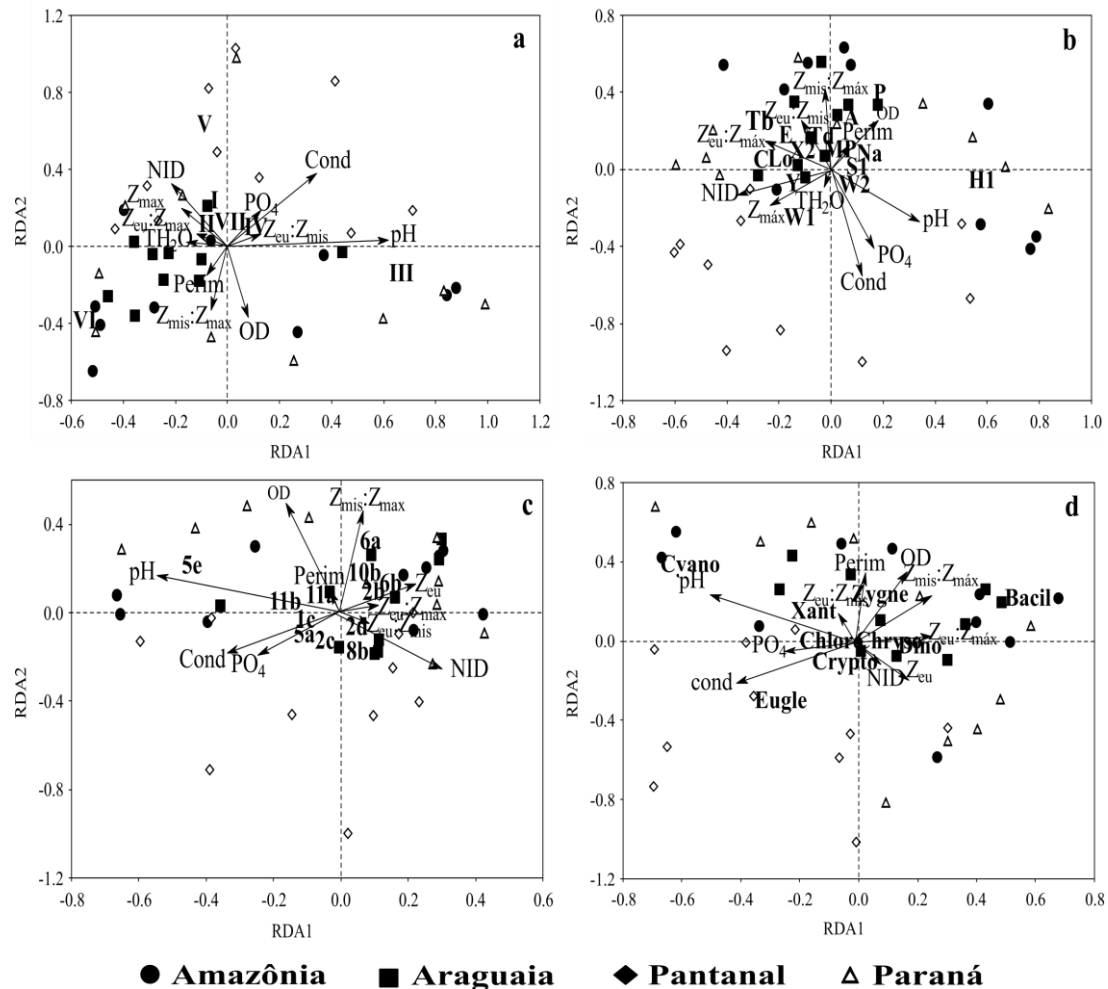


Figura 04. Escores dos dois primeiros eixos gerados pela Análise de Redundância (RDA) para os lagos para os agrupamentos (a) GFBM, (b) GFR, (c) GMF e (d) classes taxonômicas. (NID= Nitrogênio Inorgânico dissolvido; Turb= turbidez; TH₂O= Temperatura da água; Cond= condutividade; PT= fósforo total; OD= oxigênio dissolvido; Z_{cu}= zona eufótica; Z_{máx}= profundidade máxima; Z_{mis}= zona de mistura)

Para reservatórios (Figura 05a-c), os principais determinantes da estrutura do fitoplâncton foram fósforo, NID, turbidez, OD e pH. Os agrupamentos GFR e GMF que melhor refletiram estas condições e discriminaram os reservatórios com menor TR. Os GMFs constituído de pequenas Pennales (7b) e pequenas Chroococcales (5d) foram relacionados com maiores valores de NID, temperatura e pH e criptofíceas (2d) foram relacionadas a fósforo total. Nos reservatórios com alto TR predominaram chlorococcales cenobiais (GMF 11a) e pequenas dinofíceas (GMF 2b).

Nos reservatórios com baixo e médio TR os GFRs com maior biovolume foram constituídos por táxons ticoplanctônicos, como Oscillatoriales e diatomáceas penadas (MP e Tb), pequenas Chroococcales sem aerótopos (K) e Chlorococcales cenobiais (J) e estiveram relacionados com disponibilidade de NID e também por Oscillatoriales com

aerótopos (R), Nostocales (Sn) associados com turbidez e por euglenóides (W1 e W2) associados com PT.

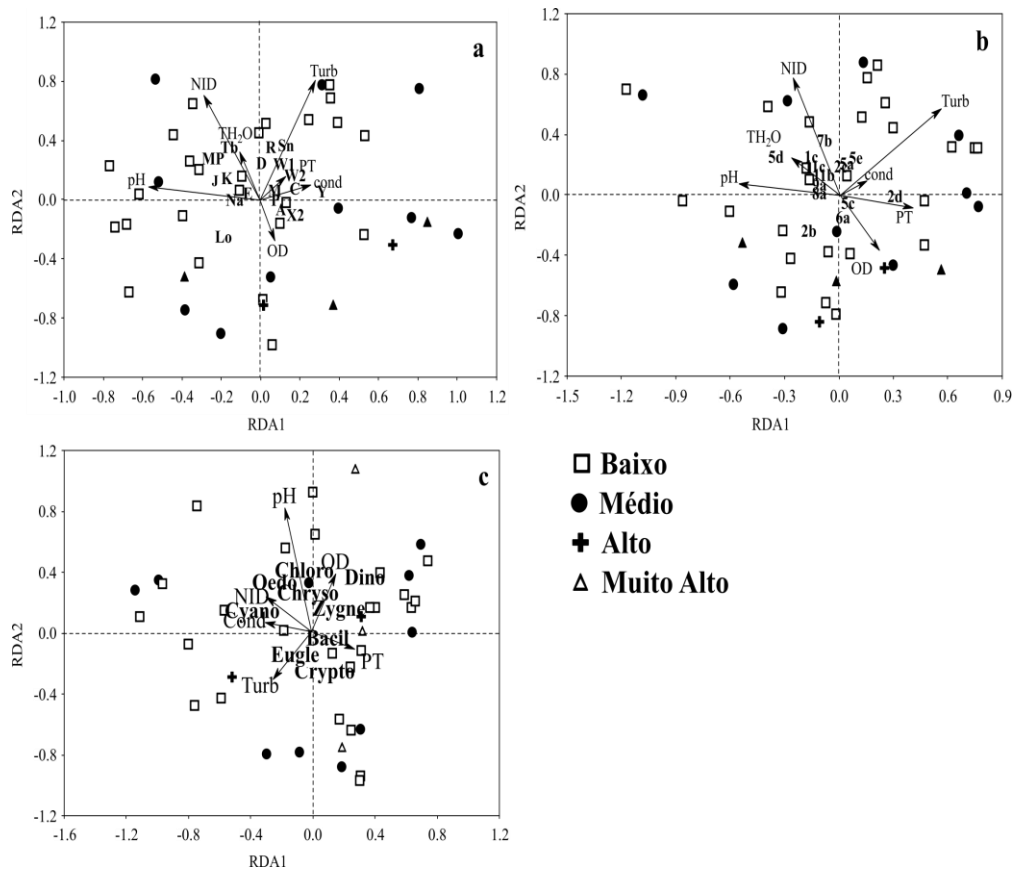


Figura 05. Escores dos dois primeiros eixos gerados pela Análise de Redundância (RDA) para reservatórios (a) GFR, (b) GMF e (c) classes taxonômicas. (NID= Nitrogênio Inorgânico dissolvido; Turb= turbidez; Cond= condutividade; PT= fósforo total; OD= oxigênio dissolvido)

Para rios, a disponibilidade de luz, condutividade e concentração de fósforo foram os principais controladores do biovolume do fitoplâncton (Figura 06a-e). Somente as RDAs feitas para GFR e GMF evidenciaram separação entre os rios de 1^a ordem associados a menor disponibilidade de luz e oxigênio. Para os agrupamentos GFBM e FGF nos rios não houve clara separação. Nos rios, houve predominância em biovolume de organismos filamentosos (GFBM – III; FGFs – Cilíndricas + 2 meia esfera, Cilindro + 2 cones; GFRs – MP, Tb; GMFs 10b, 8a) e diatomáceas (GMFs – 6a, 7a; GFR – P, C).

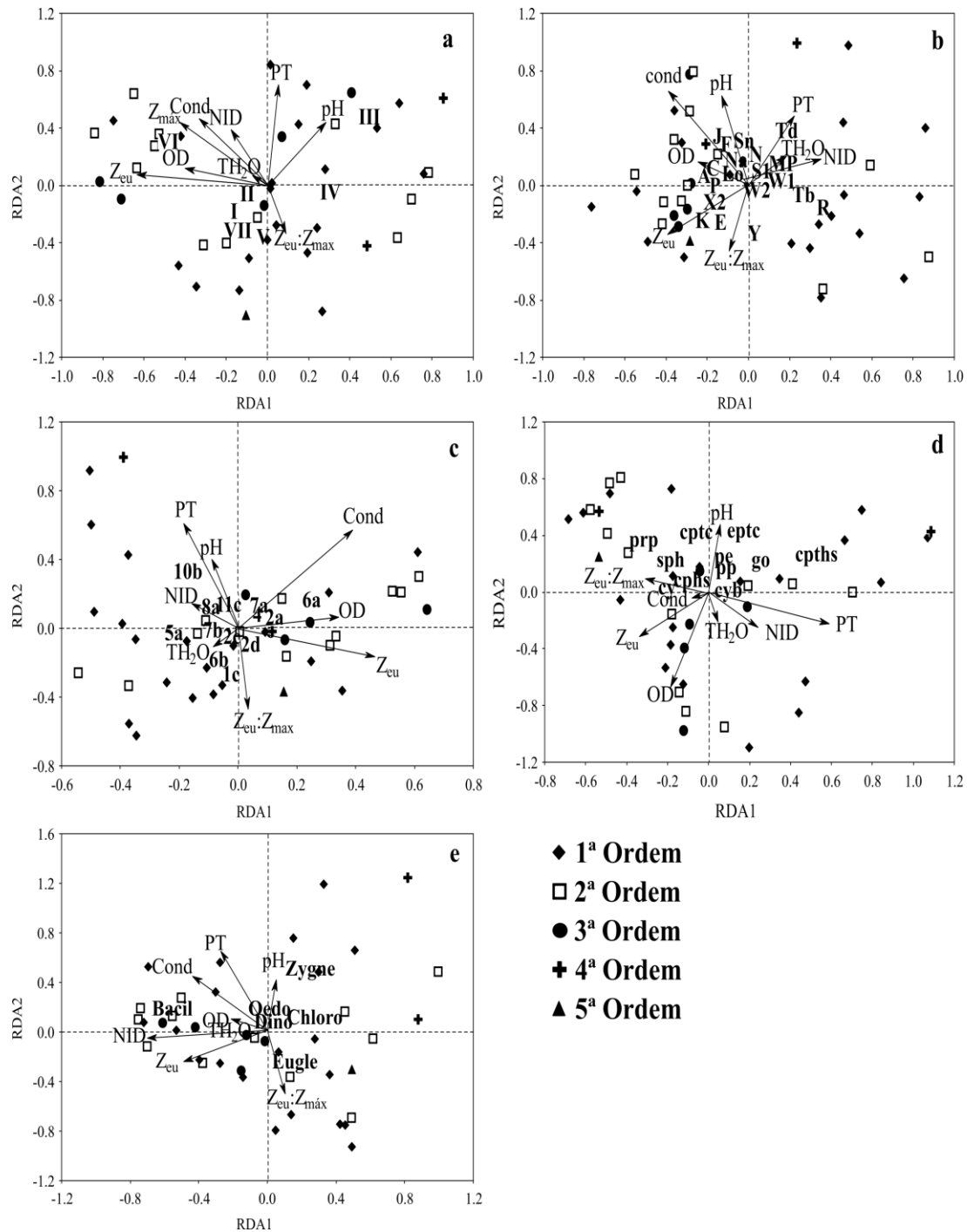


Figura 06. Escores dos dois primeiros eixos gerados pela Análise de Redundância (RDA) para os rios para os agrupamentos (a) GFBM, (b) GFR, (c) GMF, (d) FGF e (e) classes taxonômicas. (NID= Nitrogênio Inorgânico dissolvido; Turb= turbidez; TH₂O= Temperatura da água; Cond= condutividade; PT= fósforo total; OD= oxigênio dissolvido; Z_{eu}= zona eufótica; Z_{máx}= profundidade máxima).

Na RDA realizada para todos os ambientes, as variáveis NID, TH₂O, OD, PT, turbidez foram determinantes da estrutura fitoplanctônica (Figura 07a-e). Somente os agrupamentos GFR e GMF mostraram separação entre os ambientes. Os lagos estiveram relacionados com maior biovolume de grandes centrais (GMF 6a) e

Nostocales com aerótopos (GFR H1), associados a maiores valores de NID. Os rios e reservatórios estiveram relacionados com os maiores valores de PT e temperatura da água.

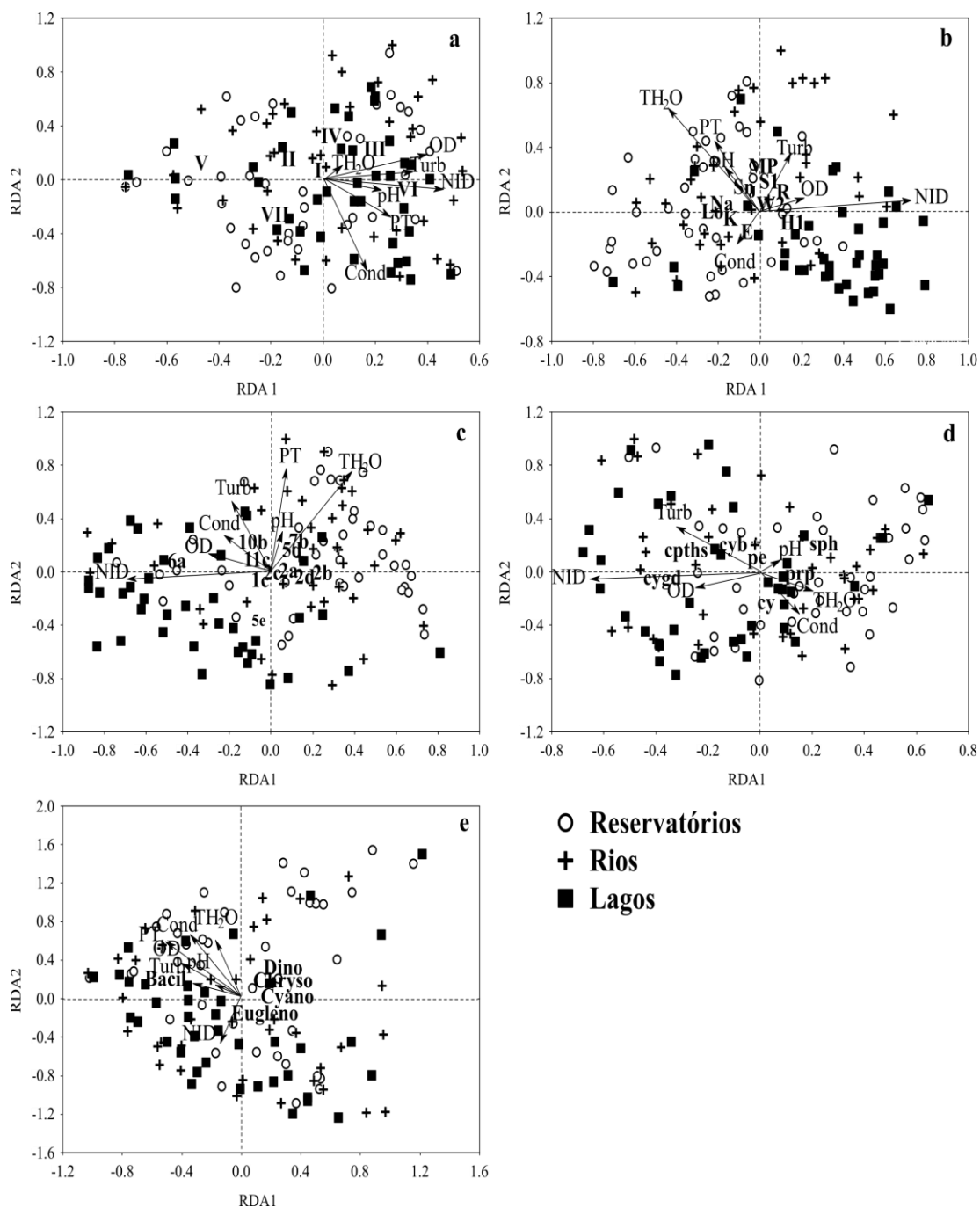


Figura 07. Escores dos dois primeiros eixos gerados pela Análise de Redundância (RDA) para os três ambientes analisados (rios, lagos e reservatórios) para os agrupamentos (a) GFBM, (b) GFR, (c) GMF, (d) FGF e (e) classes taxonômicas. (NID= Nitrogênio Inorgânico dissolvido; Turb= turbidez; TH₂O= Temperatura da água; Cond= condutividade; PT= fósforo total; OD= oxigênio dissolvido; Z_{eu}= zona eufótica; Z_{máx}= profundidade máxima).

4 DISCUSSÃO

A forma dos organismos fitoplanctônicos está relacionada com a aquisição de recursos (Cellamare et al., 2013; Naselli-Flores e Barone, 2011). Neste estudo, formas esféricas e oblongas estiveram relacionadas aos ambientes com maior disponibilidade luminosa. Nestas formas a relação superfície/volume (S/V) é maior, o que otimiza a assimilação de nutrientes e a eficiência na aquisição de luz, sendo altamente vantajoso em ambientes oligotróficos (Kruk et al., 2010; Naselli-Flores et al., 2016; Salmaso e Padisák, 2007). Formas filamentosas apresentaram maior biomassa nos ambientes mais turbidos. Estas formas aumentam a exposição dos cloroplastos à luz, o que possibilita maior eficiência fotossintética e diminuir perdas por herbivoria (Kruk et al., 2011; Kruk e Segura, 2012; Reynolds, 2006).

A significância do agrupamento FGF para os rios se deve provavelmente pela seleção de formas mais resistentes a turbulência, enquanto que para os demais ambientes com características lênticas, possibilita a sobrevivência de variadas formas. Entretanto, Stanca et al. (2013) em seu trabalho conclui que estudos de cunho temporal possuem melhores respostas das formas geométricas, uma vez que maiores variações das formas das espécies são verificadas temporalmente. Com isso, as baixas explicações e ausência de significância nos lagos e reservatórios para o agrupamento FGF pode ser explicado por este trabalho ser de caráter espacial. Além disso, alta redundância funcional pode ser verificada neste agrupamento, pois não somente as formas interferem na permanência das espécies em ambientes com distintas características, como verificados neste estudo (Gallego et al., 2014; Török et al., 2016).

Os dois agrupamentos baseados exclusivamente na morfologia (FGF e GFBM) apresentaram valores extremos entre si, sendo as menores explicações ocorreram para FGF e as maiores para GFBM. Isto implica que além da forma, características comportamentais (i.e. demanda por sílica, flagelo, mixotrofia, aerótopo) estão relacionadas com a prevalência de determinadas espécies nos ambientes, pois atuam em suas maiores taxas de sobrevivência, uma vez que as tornam melhores competidoras em casos de escassez de recursos (Jones, 1988; Litchman et al., 2007; Margalef, 1978; Salmaso e Padisák, 2007).

Além de GFBM, as classes taxômicas também apresentaram maiores valores de r^2_{ajust} , e apesar de GMF apresentar menores valores comparado com classes taxômicas, Salmaso e Padisák (2007) trazem uma abordagem baseada em aspectos taxômicos com maior grau de refinamento e se utilizando de atributos funcionais.

Nesse sentido, características que possuem maior variação intra-táxon (por exemplo, mucilagem e flagelo), e que são compartilhadas por classes distintas, não responderam tão bem quanto as características compartilhadas por todas as espécies em uma dada classe taxonômica, por exemplo, sílica presente em todas as espécies de diatomáceas (Gallego et al., 2012; Machado et al., 2016). Isto indica que características gerais de grandes grupos podem ser utilizadas para explicar a dinâmica do fitoplâncton em ecossistemas de distintas hidrodinâmicas.

Os agrupamentos GFR e GFBM tem sido utilizados por muitos autores para responder perguntas ecológicas por possuírem maior robustez (Gallego et al., 2012; Hu et al., 2013; Petar et al., 2014; Sánchez et al., 2016; Stanković et al., 2012). Entretanto, este estudo encontrou que o agrupamento GFBM teve maior poder preditivo do que GFR da variação espacial do fitoplâncton nos rios e lagos. Este resultado pode estar relacionado com: (i) a hidrodinâmica, que é o fator chave para a dinâmica do fitoplâncton na coluna de água, (ii) com maior eficiência de GFBM para estudos de larga escala, sendo mais adequado para análises de grande conjunto de dados (Kruk e Segura, 2012), (iii) com o alto número de grupos de GFR (40 sensu Padisák et al., 2009), que provavelmente influenciou o resultado da análise utilizada (Machado et al., 2016; Santos et al., 2014). Além disso, (iv) rios e lagos provavelmente são ambientes mais estáveis que reservatórios, contrariando estudos que mostram alta instabilidade em rios (Abonyi et al., 2012; Fraisse et al., 2015).

As distintas hidrodinâmicas dos ambientes também influenciaram os resultados obtidos. Por exemplo, a vazão constitui o principal fator regulador das comunidades em rios, em que a estruturação destas são baseadas principalmente nas variáveis físicas da água (Devercelli, 2006; Fraisse et al., 2013). A alta velocidade da água nos rios, seleciona espécies adaptadas a estas condições (Abonyi et al., 2014; Istvánovics et al., 2010). Como evidenciado nos resultados, grande parte da comunidade fitoplanctônica, principalmente dos rios de 1ª ordem, foi composta por táxons ticoplanctônicos, devido ao aporte das comunidades perifíticas e bentônicas presentes nesses ambientes. E assim como evidenciado pela PCA e a RDA, os reservatórios por serem a maioria de baixo tempo de retenção, se apresentaram mais semelhantes aos rios.

O maior poder preditivo verificado para os lagos pode ser atribuído ao fato de que ambientes lênticos, principalmente lagos de inundação, propiciam alto desenvolvimento fitoplanctônico. O que sugere maior competição entre as espécies e o sucesso de determinada espécie será em função de suas características funcionais,

selecionando as melhores competidoras (Bortolini et al., 2014; Margalef, 1978; Török et al., 2016). Além disso, processos estocásticos relacionados a dispersão sobre a comunidade fitoplanctônica possuem maior influência em ambientes com maior fluxo (Rodrigues et al., 2017; Thorp, 2010), bem como se apresentaram eficientes em refletir as condições dos rios, e assim aceitou-se a primeira hipótese.

De acordo com o esperado na segunda hipótese, maior número de grupos em um agrupamento pode estar relacionado com maior número de processos ecológicos, uma vez que uma maior variabilidade ambiental pode ser expressa. Embora a maior explicação tenha sido registrada para GFBM e classes taxonômicas, apenas GMF e GFR obtiveram significância nos reservatórios que se apresentaram mais similares, evidenciando maior sensibilidade destes agrupamentos, aceitando-se parcialmente a segunda hipótese. A terceira hipótese foi parcialmente aceita, tendo em vista que embora os agrupamentos funcionais GFBM e GFR tenham apresentado maiores r^2_{ajust} , as espécies apresentaram valores semelhantes a FGF.

Os resultados indicam que diferentes formas de simplificar o estudo da comunidade fitoplanctônica, baseado em critérios taxonômicos (classes) e agrupamentos funcionais, apresentaram maior poder preditivo da variação da comunidade quando comparados a nível de espécies. Este estudo demonstra que melhores respostas são obtidas quando se foca a relação das características das espécies com o ambiente e possuem maior importância em uma comunidade comparado com apenas o nível de espécies. Essa abordagem pode auxiliar no entendimento das relações entre a biodiversidade com o funcionamento do ecossistema (ex. produtividade, respiração etc).

REFERÊNCIAS

- Abonyi, A., Leitão, M., Lançon, A.M., Padisák, J., 2012. Phytoplankton functional groups as indicators of human impacts along the River Loire (France). *Hydrobiologia* 698, 233–249. doi:10.1007/s10750-012-1130-0
- Abonyi, A., Leitão, M., Stanković, I., Borics, G., Várbíró, G., Padisák, J., 2014. A large river (River Loire, France) survey to compare phytoplankton functional approaches: Do they display river zones in similar ways? *Ecol. Indic.* 46, 11–22.
- Agostinho, A.A., Pelicice, F.M., Gomes, L.C., 2008. Dams and the fish fauna of the Neotropical region: impacts and management related to diversity and fisheries. *Braz. J. Biol.* 68, 1119–1132. doi:10.1590/S1519-69842008000500019
- Agostinho, A.A., Thomaz, S.M., Gomes, L.C., 2004. Threats for biodiversity in the floodplain of the Upper Paraná River: effects of hydrological regulation by dams. *Ecohydrol. Hydrobiol.* 4, 255–256.
- Anagnostidis, K., Komárek, J., 1985. Modern approach to the classification of cyanophytes. 1. Introduction. *Algolog. Stud.* 38/39.
- Anagnostidis, K., Komárek, J., 1988. Modern approach to the classification of cyanophytes. 3. Oscillatoriales. *Algolog. Stud.* 50/53.
- Bicudo, C.E.M.C.E., Menezes, M., 2006. Gêneros de algas de águas continentais do Brasil: chave para identificação e descrições, Rima. ed. Editora RIMA, São Carlos.
- Borcard, D., Gillet, F., Legendre, P., 2011. *Numerical Ecology with R, Media, Use R!* Springer New York. doi:10.1007/978-1-4419-7976-6
- Borics, G., Tóthmérész, B., Lukács, B. a., Várbíró, G., 2012. Functional groups of phytoplankton shaping diversity of shallow lake ecosystems. *Hydrobiologia* 698, 251–262. doi:10.1007/s10750-012-1129-6
- Bortolini, J.C., Rodrigues, L.C., Jati, S., Train, S., 2014. Phytoplankton functional and morphological groups as indicators of environmental variability in a lateral channel of the Upper Paraná River floodplain. *Acta Limnol. Bras.* 26, 98–108.
- Bovo-Scomparin, V.M., Train, S., Rodrigues, L.C., 2013. Influence of reservoirs on phytoplankton dispersion and functional traits: a case study in the Upper Paraná River, Brazil. *Hydrobiologia* 702, 115–127.
- Brasil, J., Huszar, V.L.M., 2011. O papel dos traços funcionais na ecologia do fitoplâncton continental. *Oecologia Aust.* 15, 799–834. doi:10.4257/oeco.2011.1504.04
- Cellamare, M., Pinto, P. de T., Leitão, M., Coste, M., Boutry, S., Haury, J., 2013. Using functional approaches to study phytoplankton communities in a temperate region exposed to tropical species dispersal. *Hydrobiologia* 702, 267–282. doi:10.1007/s10750-012-1330-7

- Cole, A.G., 1994. Textbook of Limnology, 4th ed. Waveland Press Inc, Illinois.
- David, V., Ryckaert, M., Karpytchev, M., Bacher, C., Arnaudeau, V., Vidal, N., Maurer, D., Niquil, N., 2012. Spatial and long-term changes in the functional and structural phytoplankton communities along the French Atlantic coast. *Estuar. Coast. Shelf Sci.* 108, 37–51. doi:10.1016/j.ecss.2012.02.017
- Devercelli, M., 2010. Changes in phytoplankton morpho-functional groups induced by extreme hydroclimatic events in the Middle Paraná river (Argentina). *Hydrobiologia* 639, 5–19. doi:10.1007/s10750-009-0020-6
- Devercelli, M., 2006. Phytoplankton of the Middle Paraná River during an anomalous hydrological period: A morphological and functional approach. *Hydrobiologia* 563, 465–478. doi:10.1007/s10750-006-0036-0
- Dittrich, J., Dias, J.D., Bonecker, C.C., Lansac-Tôha, F.A., Padial, A.A., 2016. Importance of temporal variability at different spatial scales for diversity of floodplain aquatic communities. *Freshw. Biol.* 61, 316–327. doi:10.1111/fwb.12705
- Fraisse, S., Bormans, M., Lagadeuc, Y., 2015. Turbulence effects on phytoplankton morphofunctional traits selection. *Limnol. Oceanogr.* 60, 872–884. doi:10.1002/lno.10066
- Fraisse, S., Bormans, M., Lagadeuc, Y., 2013. Morphofunctional traits reflect differences in phytoplankton community between rivers of contrasting flow regime. *Aquat. Ecol.* 47, 315–327. doi:10.1007/s10452-013-9446-z
- Gallego, I., Davidson, T. a., Jeppesen, E., Pérez-Martínez, C., Fuentes-Rodríguez, F., Juan, M., Casas, J.J., 2014. Disturbance from pond management obscures local and regional drivers of assemblages of primary producers. *Freshw. Biol.* 59, 1406–1422. doi:10.1111/fwb.12354
- Gallego, I., Davidson, T.A., Jeppesen, E., Pérez-Martínez, C., Sánchez-Castillo, P., Juan, M., Fuentes-Rodríguez, F., León, D., Peñalver, P., Toja, J., Casas, J.J., 2012. Taxonomic or ecological approaches? Searching for phytoplankton surrogates in the determination of richness and assemblage composition in ponds. *Ecol. Indic.* 18, 575–585. doi:10.1016/j.ecolind.2012.01.002
- Giné, M.F., Bergamin F, H., Zagatto, E.A.G., Reis, B.F., 1980. Simultaneous determination of nitrate and nitrite by flow injection analysis. *Anal. Chim. Acta* 114, 191–197.
- Golterman, H.L., Clymo, R.S., Ohnstad, M.A., 1978. Methods for physical and chemical analysis of freshwater, 2^a ed. NP Handbook, N. 8.
- Hillebrand, H., Dürselen, C.-D., Kirschtel, D., Pollingher, U., Zohary, T., 1999. Biovolume Calculation for Pelagic and Benthic Microalgae. *J. Phycol.* 35, 403–

424.

- Hu, R., Han, B., Naselli-Flores, L., 2013. Comparing biological classifications of freshwater phytoplankton: A case study from South China. *Hydrobiologia* 701, 219–233. doi:10.1007/s10750-012-1277-8
- Huszar, V.L.M., Nabout, J.C., Appel, M.O., Santos, J.B.O., Abe, D.S., Silva, L.H.S., 2015. Environmental and not spatial processes (directional and non-directional) shape the phytoplankton composition and functional groups in a large subtropical river basin. *J. Plankton Res.* 13, 1–11. doi:10.1093/plankt/fbv084
- Istvánovics, V., Honti, M., Kovács, Á., Kocsis, G., Stier, I., 2014. Phytoplankton growth in relation to network topology : time-averaged catchment-scale modelling in a large lowland river. *Freshw. Biol.* 59, 1856–1871. doi:10.1111/fwb.12388
- Istvánovics, V., Honti, M., Vörös, L., Kozma, Z., 2010. Phytoplankton dynamics in relation to connectivity, flow dynamics and resource availability-the case of a large, lowland river, the Hungarian Tisza. *Hydrobiologia* 637, 121–141. doi:10.1007/s10750-009-9991-6
- Jones, R.I., 1988. Vertical distribution and diel migration of flagellated phytoplankton in a small humic lake. *Hydrobiologia* 161, 75–87. doi:10.1007/BF00044102
- Junk, W.J., Bayley, P.B., Sparks, R.E., 1989. The flood pulse concept in river-floodplain systems. *Can. Spec. Publ. Fish. Aquat. Sci.* 106, 127.
- Komárek, J., Anagnostidis, K., 1989. Modern approach to the classification of cyanophytes. 4. Nostocales. *Algolog. Stud.* 56.
- Komárek, J., Anagnostidis, K., 1986. Modern approach to the classification of cyanophytes. 2. Chroococcales. *Algolog. Stud.* 43.
- Kruk, C., Huszar, V.L.M., Peeters, E.T.H.M., Bonilla, S., Costa, L., Lurling, M., Reynolds, C.S., Scheffer, M., 2010. A morphological classification capturing functional variation in phytoplankton. *Freshw. Biol.* 55, 614–627. doi:10.1111/j.1365-2427.2009.02298.x
- Kruk, C., Peeters, E.T.H.M., Van Nes, E.H., Huszar, V.L.M., Costa, L.S., Scheffer, M., 2011. Phytoplankton community composition can be predicted best in terms of morphological groups. *Limnol. Oceanogr.* 56, 110–118. doi:10.4319/lo.2011.56.1.0110
- Kruk, C., Segura, A.M., 2012. The habitat template of phytoplankton morphology-based functional groups. *Hydrobiologia* 698, 191–202. doi:10.1007/s10750-012-1072-6
- Latrubesse, E.M., Stevaux, J.C., 2002. Geomorphology and Environmental Aspects of the Araguaia Fluvial Basin, Brasil. *Zeitschrift für Geomorphol.* 129, 109–127.

- Legendre, P., Legendre, L., 1998. Numerical Ecology, Elsevier. ed. Amsterdam.
- Litchman, E., Edwards, K.F., Klausmeier, C.A., Thomas, M.K., 2012. Phytoplankton niches, traits and eco-evolutionary responses to global environmental change. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 470, 235–248. doi:10.3354/meps09912
- Litchman, E., Klausmeier, C.A., Schofield, O.M., Falkowski, P.G., 2007. The role of functional traits and trade-offs in structuring phytoplankton communities : scaling from cellular to ecosystem level. *Ecol. Lett.* 10, 1170–1181. doi:10.1111/j.1461-0248.2007.01117.x
- Longhi, M.L., Beisner, B.E., 2010. Patterns in taxonomic and functional diversity of lake phytoplankton. *Freshw. Biol.* 55, 1349–1366. doi:10.1111/j.1365-2427.2009.02359.x
- Lund, J.W.G., Kipling, C., Le Cren, E.D.E., 1958. The inverted microscope method of estimating algal numbers and the statistical basis of estimations by counting. *Hydrobiologia* 11, 980–985. doi:10.1007/BF00007865
- Machado, K.B., Teresa, F.B., Vieira, L.C.G., De Huszar, V.L.M., Nabout, J.C., 2016. Comparing the effects of landscape and local environmental variables on taxonomic and functional composition of phytoplankton communities. *J. Plankton Res.* 38, 1334–1346. doi:10.1093/plankt/fbw062
- Mackereth, F.Y.H., Heron, J., Talling, J.F., 1978. Water analysis: some revised methods for limnologists. *Freshw. Biol. Assoc.* 36, 1–120.
- Margalef, R., 1983. *Limnología*. Omega, Barcelona.
- Margalef, R., 1978. Life-forms of phytoplankton as survival alternatives in an unstable environment. *Oceanol. Acta* 1, 493–509.
- Nabout, J.C., Siqueira, T., Bini, L.M., Nogueira, I.D.S., 2009. No evidence for environmental and spatial processes in structuring phytoplankton communities. *Acta Oecologica* 35, 720–726. doi:10.1016/j.actao.2009.07.002
- Naselli-Flores and Barone, R., 2011. Fight on plankton! Or, phytoplankton shape and size as adaptive tools to get ahead in the struggle for life. *Cryptogam. Algal.* 32, 157–204. doi:10.7872/crya.v32.iss2.2011.157
- Naselli-Flores, L., Padisák, J., Albay, M., 2007. Shape and size in phytoplankton ecology: Do they matter? *Hydrobiologia* 578, 157–161. doi:10.1007/s10750-006-2815-z
- Naselli-Flores, L., Termine, R., Barone, R., 2016. Phytoplankton colonization patterns. Is species richness depending on distance among freshwaters and on their connectivity? *Hydrobiologia* 764, 103–113. doi:10.1007/s10750-015-2283-4
- Neiff, J.J., 1990. Ideas Para La Interpretación Ecológica Del Paraná. *Interciencia* 15,

424–441.

- Nilsson, C., Reidy, C.A., Dynesius, C., Revenga, M., 2005. Fragmentation and flow regulation of the world's large river systems. *Science* (80-.). 308, 405–408. doi:10.1126/science.1107887
- Oksanen, J., Kindt, R., Legendre, P., O'Hara, B., Stevens, M.H.H., Oksanen, M.J., Suggests, M., 2007. The vegan package. *Community Ecol. Packag.* 10.
- Padial, A.A., Ceschin, F., Declerck, S.A.J., De Meester, L., Bonecker, C.C., Lansac-Tôha, F.A., Rodrigues, L., Rodrigues, L.C., Train, S., Velho, L.F.M., Bini, L.M., 2014. Dispersal Ability Determines the Role of Environmental, Spatial and Temporal Drivers of Metacommunity Structure. *PLoS One* 9, 1–8. doi:10.1371/journal.pone.0111227
- Padisák, J., Crossetti, L.O., Naselli-Flores, L., 2009. Use and misuse in the application of the phytoplankton functional classification: a critical review with updates. *Hydrobiologia* 621, 1–19. doi:10.1007/s10750-008-9645-0
- Pearson, K., 1901. On lines and planes of closest fit to systems of points in space. *Philos. Mag.* 2, 559–572. doi:10.1080/14786440109462720
- Petar, Ž., Marija, G.U., Koraljka, K.B., Anđelka, P.-M., Judit, P., 2014. Morpho-functional classifications of phytoplankton assemblages of two deep karstic lakes. *Hydrobiologia* 740, 147–166. doi:10.1007/s10750-014-1950-1
- Petchey, O.L., Gaston, K.J., 2006. Functional diversity: Back to basics and looking forward. *Ecol. Lett.* 9, 741–758. doi:10.1111/j.1461-0248.2006.00924.x
- Petchey, O.L., Gaston, K.J., 2002. Functional diversity (FD), species richness and community composition. *Ecol. Lett.* 5, 402–411. doi:10.1046/j.1461-0248.2002.00339.x
- R Development Core Team, 2016. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing.
- Reviere, B. de, 2006. *Biologia e filogenia das algas*. Artmed, Porto Alegre.
- Reynolds, C.S., 2006. *The Ecology of phytoplankton*, Ecology. Cambridge University Press, New York, USA. doi:http://dx.doi.org/10.1017/CBO9780511542145
- Reynolds, C.S., 1988. Functional morphology and the adaptive strategies of freshwater phytoplankton, in: Sandgren, C.D. (Ed.), *Growth and Reproductive Strategies of Freshwater Phytoplankton*. Cambridge University Press, Nova Iorque, pp. 388–433.
- Reynolds, C.S., Huszar, V., Kruk, C., Naselli-Flores, L., Melo, S., 2002. Towards a functional classification of the freshwater phytoplankton. *J. Plankton Res.* 24, 417–428. doi:10.1093/plankt/24.5.417

- Rodrigues, L.C., Pivato, B.M., Vieira, L.C.G., Bovo-Scomparin, V.M., Bortolini, J.C., Pineda, A., Train, S., 2017. Use of phytoplankton functional groups as a model of spatial and temporal patterns in reservoirs: a case study in a reservoir of central Brazil. *Hydrobiologia* 10.1007/s10750-017-3289-x. doi:10.1007/s10750-017-3289-x
- Salmaso, N., Naselli-Flores, L., Padisák, J., 2015. Functional classifications and their application in phytoplankton ecology. *Freshw. Biol.* 60, 603–619. doi:10.1111/fwb.12520
- Salmaso, N., Naselli-Flores, L., Padisák, J., 2012. Impairing the largest and most productive forest on our planet: How do human activities impact phytoplankton? *Hydrobiologia* 698, 375–384. doi:10.1007/s10750-012-1253-3
- Salmaso, N., Padisák, J., 2007. Morpho-Functional Groups and phytoplankton development in two deep lakes (Lake Garda, Italy and Lake Stechlin, Germany). *Hydrobiologia* 578, 97–112. doi:10.1007/s10750-006-0437-0
- Sánchez, M.L., Rodríguez, P., Torremorell, A.M., Izaguirre, I., Pizarro, H., 2016. Phytoplankton and Periphyton Primary Production in Clear and Turbid Shallow Lakes: Influence of the Light Environment on the Interactions between these Communities. *Wetlands* 37, 67–77. doi:10.1007/s13157-016-0840-x
- Santos, A.M.C., Carneiro, F.M., Cianciaruso, M. V., 2014. Predicting productivity in tropical reservoirs: The roles of phytoplankton taxonomic and functional diversity. *Ecol. Indic.* 48, 428–435. doi:10.1016/j.ecolind.2014.08.033
- Schleuter, D.S., Aufresne, M.D., Assol, F.M., 2010. A user ' s guide to functional diversity indices. *Ecol. Monogr.* 80, 469–484. doi:10.1890/08-2225.1
- Simões, N.R., Nunes, A.H., Dias, J.D., Lansac-Tôha, F.A., Velho, L.F.M., Bonecker, C.C., 2015. Impact of reservoirs on zooplankton diversity and implications for the conservation of natural aquatic environments. *Hydrobiologia* 758, 3–17. doi:10.1007/s10750-015-2260-y
- Stanca, E., Cellamare, M., Basset, A., 2013. Geometric shape as a trait to study phytoplankton distributions in aquatic ecosystems. *Hydrobiologia* 701, 99–116. doi:10.1007/s10750-012-1262-2
- Stanković, I., Vlahović, T., Gligora Udovič, M., Várbíró, G., Borics, G., 2012. Phytoplankton functional and morpho-functional approach in large floodplain rivers. *Hydrobiologia* 698, 217–231. doi:10.1007/s10750-012-1148-3
- Stomp, M., Huisman, J., Mittelbach, G.G., Litchman, E., Klausmeier, C.A., 2011. Large-scale biodiversity patterns in freshwater phytoplankton. *Ecology* 92, 2096–2107. doi:10.1890/10-1023.1
- Strahler, A.N., 1957. Quantitative analysis of watershed geomorphology. *Trans. Am.*

- Geophys. Union 38, 913–920. doi:10.1029/TR038i006p00913
- Straskraba, M., 1999. Retention time as a key variable of reservoir limnology, in: Tundisi, M.T., Straskraba, M. (Eds.), *Theoretical Reservoir Ecology and Its Applications*. Backhuys Publishers, São Carlos, p. 592.
- Sun, J., Liu, D., 2003. Geometric models for calculating cell biovolume and surface area for phytoplankton. *J. Plankton Res.* 25, 1331–1346. doi:10.1093/plankt/fbg096
- Thomaz, S.M., Bini, L.M., Bozelli, R.L., 2007. Floods increase similarity among aquatic habitats in river-floodplain systems. *Hydrobiologia* 579, 1–13. doi:10.1007/s10750-006-0285-y
- Thorp, J.H., 2010. Models of ecological processes in riverine ecosystems, in: Likens, G.E. (Ed.), *River Ecosystem Ecology*. Academic Press (Elsevier), San Diego, CA, pp. 212–219.
- Tian, C., Pei, H., Hu, W., Hao, D., Doblin, M.A., Ren, Y., Wei, J., Feng, Y., 2015. Variation of phytoplankton functional groups modulated by hydraulic controls in Hongze Lake, China. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 22, 18163–18175. doi:10.1007/s11356-015-4830-y
- Tolotti, M., Boscaini, A., Salmaso, N., 2010. Comparative analysis of phytoplankton patterns in two modified lakes with contrasting hydrological features. *Aquat. Sci.* 72, 213–226. doi:10.1007/s00027-009-0124-0
- Török, P., T-Krasznai, E., B-Béres, V., Bácsi, I., Borics, G., Tóthmérész, B., 2016. Functional diversity supports the biomass-diversity humped-back relationship in phytoplankton assemblages. *Funct. Ecol.* 30, 1593–1602. doi:10.1111/1365-2435.12631
- Utermöhl, H., 1958. Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-methodik. *Mitteilungen der Int. Vereinigung für Theor. und Angew. Limnol.* 9, 1–38.
- Vannote, R.L., Minshall, G.W., Cummins, K.W., Sedell, J.R., Cushing, C.E., 1980. The River Continuum Concept. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 37, 130–137.
- Weithoff, G., Rocha, M.R., Gaedke, U., 2015. Comparing seasonal dynamics of functional and taxonomic diversity reveals the driving forces underlying phytoplankton community structure. *Freshw. Biol.* 60, 758–767. doi:10.1111/fwb.12527
- Zhang, H., Qi, W., John, R., Wang, W., Song, F., Zhou, S., 2015. Using functional trait diversity to evaluate the contribution of multiple ecological processes to community assembly during succession. *Ecography (Cop.)*. 38, 1176–1186.

APÊNDICE A - Taxa inventariados e sua distribuição em classes taxonômicas e agrupamentos funcionais

Taxa inventariados e sua distribuição em classes taxonômicas e agrupamentos funcionais. MBFGF - Grupos Funcionais Baseados em Morfologia (Kruk et al., 2010; Kruk e Segura, 2011), GFR - Grupos Funcionais (Reynolds et al., 2002; Padišák et al., 2009), FGF - Formas Geométricas Fitoplanctônicas (Stanca et al., 2013; Sun e Liu, 2002), GMF - Grupos Morfo-Funcionais (Salmaso e Padišák, 2007). Entre parênteses é mostrado o número total de taxa e grupos registrados. (**sph** = esfera; **cy**= cilindro; **prp**= oblonga; **cptc**= cilindro + 2 cones; **cphs**= cone + meia esfera; **rec**= retangular; **pe**= prisma com base elíptica; **eptc**= prisma elíptico com constricção transapical; **pp**= prisma com base de paralelograma; **skp**= prisma em forma de foice; **skcy**= cilindro em forma de foice; **cyb**= cimbélóide; **go**= gomphonemóide; **eppfc**= prisma elíptico + 4 cones; **cygd**= cilindro em vista lateral; **ptbptc***= prisma com base elíptica + 3 cones; **cord***= cordifome; **pqb***= prisma na base de quadrilátero; **ths***= duas meia esferas). *FGF criados

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Acanthoceras magdeburgensis</i> Honig.	Bacillariophyceae	VI	A	rec	6a
<i>Achnantes exigua</i> (Grunow) D.B.Czarn.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	7b
<i>Achnanthes</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	7b
<i>Achnantheidium exiguum</i> (Grun.) Czarniecki	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Achnantheidium minutissimum</i> (Kütz.) Czarn.	Bacillariophyceae	VI	MP	rec	7b
<i>Achnantheidium</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Amphipleura lindheimeri</i> Grun.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	6b
<i>Amphipleura</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	6b
<i>Amphora</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	skp	7b
<i>Aulacoseira agassizii</i> (Osten.) Sim.	Bacillariophyceae	VI	B	cygd	6a
<i>Aulacoseira alpigena</i> (Grun.) Kram.	Bacillariophyceae	VI	B	cygd	6a
<i>Aulacoseira ambigua</i> (Grun.) Sim. var. <i>ambigua</i>	Bacillariophyceae	VI	C	cygd	6a
<i>Aulacoseira ambigua</i> f. <i>spiroides</i>	Bacillariophyceae	VI	C	cygd	6a
<i>Aulacoseira ambigua</i> (Grunow) Sim. var. <i>ambigua</i> fa. <i>spiralis</i> Ludw.	Bacillariophyceae	VI	C	cygd	6a
<i>Aulacoseira ambigua</i> var. <i>ambigua</i> f. <i>curvata</i>	Bacillariophyceae	VI	C	cygd	6a
<i>Aulacoseira distans</i> (Ehrenb.) Sim.	Bacillariophyceae	VI	C	cygd	6a
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehrenb.) Sim. var. <i>angustissima</i> (O. Müller) Sim.	Bacillariophyceae	VI	P	cygd	6a
<i>Aulacoseira granulata</i> var. <i>granulata</i> (Ehrenb.) Sim.	Bacillariophyceae	VI	P	cygd	6a
<i>Aulacoseira herzogii</i> (Lemm.) Sim.	Bacillariophyceae	VI	C	cygd	6a
<i>Aulacoseira muzzanensis</i> (Meister) Krammer	Bacillariophyceae	VI	B	cygd	6a
<i>Aulacoseira</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	B	cygd	6a
<i>Aulacoseira</i> sp1	Bacillariophyceae	VI	B	cygd	6a
<i>Cocconeis</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	MP	pe	7b
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kütz.	Bacillariophyceae	VI	C	cy	7a
<i>Cyclotella</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	A	cy	7a
<i>Cyclotella</i> sp1	Bacillariophyceae	VI	MP	cy	7a
<i>Cymbella affinis</i> Kütz.	Bacillariophyceae	VI	MP	cyb	7b
<i>Cymbella microcephala</i> Grunow	Bacillariophyceae	VI	MP	cyb	7b
<i>Cymbella naviculiformis</i> Auersw.	Bacillariophyceae	VI	MP	cyb	7b
<i>Cymbella</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	MP	cyb	7b
<i>Cymbella</i> sp1	Bacillariophyceae	VI	MP	cyb	7b

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Cymbella</i> sp2	Bacillariophyceae	VI	MP	cyb	7b
<i>Diploneis ovalis</i> (Nielse) Cleve	Bacillariophyceae	VI	Tb	cy	6b
<i>Discostella</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	A	cy	7a
<i>Discostella stelligera</i> (Cleve e Grunow) Holk e Klee	Bacillariophyceae	VI	B	cy	7a
<i>Encyonema silesiacum</i> Krammer	Bacillariophyceae	VI	D	cyb	7b
<i>Eunotia bilunaris</i> (Ehrenb.) Schaar.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	6b
<i>Eunotia camelus</i> Ehrenb.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	6b
<i>Eunotia didyma</i> Grunow var. <i>didyma</i>	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	6b
<i>Eunotia flexuosa</i> (Bréb.) Kütz.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	6b
<i>Eunotia minor</i> (Kützing) Grunow in van Heurck	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7b
<i>Eunotia muscicola</i> Krasske	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7b
<i>Eunotia pectinalis</i> (Kützing) Rabenhorst	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7b
<i>Eunotia</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7b
<i>Fragilaria capuccina</i> Desm.	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Fragilaria nanana</i> Lange-Bertalot	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Fragilaria</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	7b
<i>Frustulia saxonica</i> Rabenhorst	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	6b
<i>Frustulia</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	6b
<i>Girosygma</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	6b
<i>Gomphonema angustatum</i> (Kütz.) Rab.	Bacillariophyceae	VI	MP	go	7b
<i>Gomphonema augur</i> Ehrenb.	Bacillariophyceae	VI	MP	go	7a
<i>Gomphonema brasiliense</i> Grunow	Bacillariophyceae	VI	MP	go	7b
<i>Gomphonema gracile</i> Ehrenb.	Bacillariophyceae	VI	MP	go	7b
<i>Gomphonema parvulum</i> (Kütz.) Kütz.	Bacillariophyceae	VI	Tb	go	7b
<i>Gomphonema</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	MP	go	7b
<i>Gomphonema</i> sp1	Bacillariophyceae	VI	MP	go	7b
<i>Melosira varians</i> C.Agardh	Bacillariophyceae	VI	Tb	cygd	6a
<i>Navicula amphiceropsis</i> Lange-Bertalot & Rumrich	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Navicula cryptocephala</i> Kütz.	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Navicula jacobii</i> Manguin	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Navicula</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7b
<i>Navicula viridula</i> (Kütz.) Ehrenb.	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7a
<i>Nitzschia acicularis</i> (Kütz.) W. Smth	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Nitzschia agnewii</i> Choln.	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Nitzschia</i> cf. <i>gracilis</i> Hantzs.	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Nitzschia palea</i> (Kütz.) W. Sm.	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Nitzschia sigmoidea</i> (Nitzsch) W.Smith	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Nitzschia</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Nitzschia</i> sp1	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Nitzschia tubicola</i> Grun.	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7b
<i>Orthoseira</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	B	cy	6a
<i>Pinnularia acrosphaeria</i> Rabenhorst	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Pinnularia latarea</i> Krammer	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Pinnularia maior</i> (Kützing) Cleve	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Pinnularia microstauron</i> (Ehrenb.) Cleve	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Pinnularia</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Planothidium</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7b
<i>Pleurosira laevis</i> Ehrenb.	Bacillariophyceae	VI	Tb	cy	6a
<i>Surirella guatimalensis</i> Ehrenberg	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Surirella linearis</i> W. Sm.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Surirella</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Surirella</i> sp2	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Surirella splendida</i> (Ehrenberg) Kützing	Bacillariophyceae	VI	Tb	pe	7a
<i>Synedra goulardii</i> Bréb.	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7a
<i>Synedra</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	D	pp	7a
<i>Thalassiosira</i> sp	Bacillariophyceae	VI	A	cy	7a
<i>Ulnaria</i> sp.	Bacillariophyceae	VI	Tb	pp	7a
<i>Ulnaria ulna</i> (Nitzsch.) Compère	Bacillariophyceae	VI	MP	pp	7a
<i>Urosolenia eriensis</i> (H. L. Sm.) Round e Craw.	Bacillariophyceae	VI	A	cygd	6a
<i>Urosolenia eriensis</i> var. <i>morsa</i> (West e G. S. West)	Bacillariophyceae	VI	A	cy	6a

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Urosolenia longisetata</i> (Zach.) Round & Craw.	Bacillariophyceae	VI	A	cygd	6a
<i>Actinastrum aciculare</i> Playf.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Actinastrum gracillimum</i> G. M. Sm.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Actinastrum hantzschii</i> Lagerh.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Cor.) Ralfs	Chlorophyceae	IV	F	skcy	11a
<i>Ankistrodesmus fusiformis</i> Cor.	Chlorophyceae	IV	F	skcy	11a
<i>Ankistrodesmus gracilis</i> (Reinsch) Kors	Chlorophyceae	IV	F	skcy	11a
<i>Ankistrodesmus spiralis</i> (Turn.) Lem.	Chlorophyceae	IV	F	skcy	11a
<i>Ankyra ancora</i> (G.W. Sm.) Fott	Chlorophyceae	IV	X1	skcy	9b
<i>Ankyra judayi</i> (G.W. Smith) Fott	Chlorophyceae	IV	X1	skcy	9b
<i>Ankyra</i> sp.	Chlorophyceae	IV	X1	skcy	9b
<i>Botryococcus</i> cf. <i>braunii</i> Kütz.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11b
<i>Chlamydomonas</i> sp.	Chlorophyceae	V	G	sph	3a
<i>Chlamydomonas</i> sp1	Chlorophyceae	V	G	sph	3a
<i>Chlamydomonas</i> sp2.	Chlorophyceae	V	G	sph	3a
<i>Chlamydomonas</i> sp3	Chlorophyceae	V	G	sph	3a
<i>Chlorella</i> sp.	Chlorophyceae	IV	X3	sph	9b
<i>Chlorogonium</i> sp.	Chlorophyceae	V	X2	prp	3a
<i>Closteriopsis acicularis</i> (G. M. Sm.) Belc e Sw.	Chlorophyceae	IV	P	cptc	9b
<i>Closteriopsis longissima</i> (Lemmerm.) Lemmerm.	Chlorophyceae	IV	J	cptc	9b
<i>Closteriopsis scolia</i> A.Comas	Chlorophyceae	IV	J	cptc	9b
<i>Coelastrum astroideum</i> de Notaris	Chlorophyceae	IV	J	sph	11b
<i>Coelastrum indicum</i> Turn.	Chlorophyceae	IV	J	sph	11b
<i>Coelastrum microporum</i> Näg.	Chlorophyceae	IV	J	sph	11b
<i>Coelastrum pseudomicroporum</i> Kors.	Chlorophyceae	IV	J	sph	11b
<i>Coelastrum pulchrum</i> Schm.	Chlorophyceae	IV	J	sph	11b
<i>Coelastrum reticulatum</i> (Dang.) Senn.	Chlorophyceae	IV	J	sph	11b
<i>Coenochloris planconvexa</i> Hind.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11b
<i>Coenochloris</i> sp.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11b
<i>Coenocystis</i> sp	Chlorophyceae	IV	F	prp	11a
<i>Crucigenia fenestrata</i> (Schm.) Schm.	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Crucigenia quadrata</i> Morren	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Crucigenia tetrapedia</i> (Kirch.) W. e G.S. West	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Crucigeniella apiculata</i> (Lemmermann) Komarek	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Crucigeniella</i> cf. <i>saguei</i> Kom.	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Crucigeniella crucifera</i> (Wolle) Komárek	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Crucigeniella pulchra</i> (West. Et G. S. West.) Komárek	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Crucigeniella rectangularis</i> (Näg.) Komárek	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Desmodesmus abundans</i> (Kirchner) E. Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus armatus</i> (Chod.) Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>armatus</i> (Chod.) E.Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>bicaudatus</i> (Gugl.) Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>linearis</i>	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus brasiliensis</i> (Bohl) Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus communis</i> (Hegew.) Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus denticulatus</i> var. <i>denticulatus</i> (Lag.) Am., Friedl e Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus dispar</i> (Brébisson) E.Hegewald	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus hystrix</i> (Lagerh.) Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus intermedius</i> var. <i>acutispinus</i> (Roll) E. Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus intermedius</i> var. <i>intermedius</i> (Chod.) E.Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus maximus</i> (W. et G. S. West)	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
Hegew.					
<i>Desmodesmus mucronulatus</i> (Scenedesmus ecornis var. mucronulatus Chodat???)	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus opoliensis</i> (Richter) E.Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus protuberans</i> (F.E.Fritsch & M.F.Rich) E.Hegewald	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus serratus</i> (Corda) Ssan, T.Friedl & E.Hegewald	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus</i> sp.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus</i> sp1	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Desmodesmus spinulatus</i> (Biswas)E.Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	prp	11a
<i>Dictyosphaerium ehrenbergianum</i> Näg.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11a
<i>Dictyosphaerium elegans</i> Bachm.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11a
<i>Dictyosphaerium pulchellum</i> Wood	Chlorophyceae	IV	F	sph	11a
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11b
<i>Dictyosphaerium tetrachotomum</i> Printz	Chlorophyceae	IV	F	sph	11b
<i>Dimorphococcus cordatus</i> Wol. Sensu Chod.	Chlorophyceae	IV	F	cord*	11b
<i>Elakathotrix genevensis</i> (Reverdin) Hindak	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Elakathotrix</i> sp.	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Euastropsis richteri</i> (Schmidle) Lagerheim	Chlorophyceae	IV	J	eppfc	11a
<i>Eudorina elegans</i> Ehrenb.	Chlorophyceae	IV	J	sph	11a
<i>Eudorina</i> sp.	Chlorophyceae	IV	G	sph	11b
<i>Eutetramorus fottii</i> (Hindák) Komárek sensu Komárek	Chlorophyceae	VII	F	sph	11b
<i>Eutetramorus</i> sp.	Chlorophyceae	VII	F	sph	11b
<i>Fusola viridis</i> Snow	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Fusola</i> sp.	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Golenkinia radiata</i> Chod.	Chlorophyceae	IV	J	sph	9b
<i>Gonium pectorale</i> OFMüller	Chlorophyceae	V	W1	sph	3b
<i>Gonium</i> sp.	Chlorophyceae	V	W1	sph	3b
<i>Kirchneriella cornuta</i> Kors.	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Kirchneriella diana</i> (Bohl.) Comas	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Kirchneriella lunaris</i> (Kirchn.) Möb.	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Kirchneriella mayori</i> (G.S.West) Komárek	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Kirchneriella obesa</i> (W. W.) Schm.	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Kirchneriella brasiliiana</i> D.Silva, Sant'Anna, Tucci & Comas	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Kirchneriella</i> sp.	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Lagerheimia genevensis</i> (Chodat) Chodat	Chlorophyceae	IV	F	prp	11a
<i>Micractinium bornhemiense</i> (Conr.) Korshikov	Chlorophyceae	IV	F	sph	11a
<i>Micractinium pusillum</i> Fres.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11a
<i>Monactinus simplex</i> (Pediastrum simplex var. simplex Mey.)	Chlorophyceae	IV	F	cy	11a
<i>Monoraphidium arcuatum</i> (Korshikov) Hindák	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium circinale</i> Nyg.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium contortum</i> (Thur.) Kom. – Legn.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium convolutum</i> (Corda) Komárk. - Legn.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berk.) Komárk.- Legn.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium irregulare</i> (G. M. Smith) Komárk.-Legn.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium komarkovae</i> Nygaard	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium minutum</i> (Näg.) Komárk.- Legn.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium</i> sp.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Monoraphidium tortile</i> (W. e G.S. West) Komárk. - Legn.	Chlorophyceae	IV	X1	skp	9b
<i>Nephroclamys</i> sp.	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Nephrochlamys subsolitaria</i> (G.S.West) Korshikov	Chlorophyceae	IV	F	skp	11b
<i>Nephrocytium agardhianum</i> Nägeli	Chlorophyceae	IV	F	skp	11b
<i>Nephrocytium lunatum</i> W. West	Chlorophyceae	VII	F	skp	11b
<i>Oocystis borgei</i> Snow	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Oocystis lacustris</i> Chodat	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Oocystis tainoensis</i> Kom.	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Oocystis</i> sp.	Chlorophyceae	IV	F	prp	11b
<i>Pandorina morum</i> (Muller) Bory	Chlorophyceae	V	G	sph	11b
<i>Pandorina</i> sp.	Chlorophyceae	V	G	sph	11b
<i>Parapediastrum biradiatum</i> (Meyen) E.Hegewald in Buchheim	Chlorophyceae	IV	J	cy	11a
<i>Pediastrum</i> cf. <i>longecornutum</i>	Chlorophyceae	IV	J	cy	11a
<i>Pediastrum duplex</i> Mey.	Chlorophyceae	IV	J	cy	11a
<i>Pediastrum simplex</i> var. <i>biwaense</i>	Chlorophyceae	IV	J	cy	11a
<i>Pediastrum simplex</i> var. <i>sturmii</i>	Chlorophyceae	IV	J	cy	11a
<i>Pediastrum tetras</i> (Ehr.) Ralfs	Chlorophyceae	IV	J	cy	11a
<i>Pseudodidymocystis fina</i> (Komárek) Hegewald & Deason	Chlorophyceae	IV	X1	eptc	9b
<i>Pteromonas</i> cf. <i>golenkiniana</i>	Chlorophyceae	IV	X2	prp	3a
<i>Pteromonas ovalis</i>	Chlorophyceae	IV	X1	prp	3a
<i>Pteromonas</i> sp.	Chlorophyceae	V	X2	prp	3a
<i>Rhombocystis complanata</i> J.Komárek	Chlorophyceae	IV	F	rec	11a
<i>Scenedesmus bicaudatus</i> Dedusenko	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerh.) Chodat	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus acunae</i> Comas	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus acutus</i> Meyen	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus dimorphus</i> (Turpin) Kützing	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus alternans</i> Reins.	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus arcuatus</i> var. <i>arcuatus</i> (Lemmermann) Lemmermann	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus</i> cf. <i>linearis</i>	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus ecornis</i> (Ehrenb.) Chodat	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus ellipticus</i> Corda	Chlorophyceae	I	J	rec	11a
<i>Scenedesmus indicus</i> Philipose	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus javanensis</i> Chodat	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus linearis</i> Komárek	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus obtusus</i> Mey.	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus ovalternus</i> Chodat	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus protuberans</i> F.E.Fritsch & M.F.Rich	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turpin) Brébisson	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus verrucosus</i> P. Gonzales	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Scenedesmus</i> sp.	Chlorophyceae	IV	J	rec	11a
<i>Schroederia antillarum</i> Komareki	Chlorophyceae	IV	X3	prp	9b
<i>Schroederia setigera</i> (Schröd.) Lemm.	Chlorophyceae	IV	X3	prp	9b
<i>Schroederia spiralis</i> (Printz) Korshikov	Chlorophyceae	IV	X3	prp	9b
<i>Sorastrum americanum</i> var. <i>Undulatum</i> G.M Smith	Chlorophyceae	IV	J	cord*	11a
<i>Sorastrum</i> sp.	Chlorophyceae	IV	J	cord*	11a
<i>Spermatozopsis exsultans</i> Kors.	Chlorophyceae	V	X2	skp	3a
<i>Sphaerellopsissp</i>	Chlorophyceae	V	G	sph	3a
<i>Sphaerocystis planctonica</i> (Kors.) Bourr.	Chlorophyceae	IV	F	sph	11b
<i>Stauridium tetras</i> (Ehrenb.) E. Hegew.	Chlorophyceae	IV	J	cy	11a
<i>Tetraedron caudatum</i> (Corda) Hansgirg	Chlorophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Tetraedron minimum</i> (A. Br.) Hansg.	Chlorophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Tetraedron minimum</i> var. <i>angulosum</i>	Chlorophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Tetraedron</i> sp.	Chlorophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Tetraedron triangulare</i> Kosch.	Chlorophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Tetralantos lagerheimii</i> Teil.	Chlorophyceae	IV	F	skp	11a
<i>Tetralantos novae-geronae</i> Comas	Chlorophyceae	IV	F	skp	11a
<i>Tetranephris</i> sp.	Chlorophyceae	IV	J	skp	11a
<i>Tetrastrum elegans</i> Playf.	Chlorophyceae	IV	J	cy	11b
<i>Tetrastrum heteracanthum</i> (Nordst.) Chod.	Chlorophyceae	IV	J	cy	11b

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Tetrastrum komarekii</i> Hindák	Chlorophyceae	IV	J	cy	11b
<i>Tetrastrum staurogeniaeforme</i> (Schroder) Lemmerm.	Chlorophyceae	IV	J	cy	11b
<i>Treubaria quadrispina</i> (G.M. Sm.) Fott e Kovac.	Chlorophyceae	IV	J	ptbptc*	8a
<i>Treubaria triappendiculata</i> Bern.	Chlorophyceae	IV	J	ptbptc*	8a
<i>Treuboxia</i> sp.	Chlorophyceae	IV	J	ptbptc*	8a
<i>Ulotrix</i> sp.	Chlorophyceae	III	MP	cygd	10a
<i>Bitrichia amazonica</i> Menezes & Husar	Chrysophyceae	II	E	cptc	8a
<i>Dinobryon divergens</i> O. E. Imhof	Chrysophyceae	II	E	prp	2a
<i>Dinobryon sertularia</i> Ehr.	Chrysophyceae	II	E	prp	2a
<i>Dinobryon</i> sp.	Chrysophyceae	II	E	prp	2a
<i>Kephyrion</i> sp.	Chrysophyceae	II	X2	prp	1a
<i>Mallomonas</i> cf. <i>akrokomos</i> Rut.	Chrysophyceae	II	E	conplushalfsph	2a
<i>Mallomonas insignis</i> Penard	Chrysophyceae	II	E	conplushalfsph	2a
<i>Mallomonas</i> sp.	Chrysophyceae	II	E	conplushalfsph	2a
<i>Mallomonas</i> sp1	Chrysophyceae	II	E	conplushalfsph	2a
<i>Synura</i> sp.	Chrysophyceae	II	Ws	sph	1a
<i>Chroomonas acuta</i> Uterm.	Cryptophyceae	V	X2	conplushalfsph	2d
<i>Cryptomonas brasiliensis</i> Castro, Bic. e Bic.	Cryptophyceae	V	X2	prp	2d
<i>Cryptomonas curvata</i> Ehr. Emend. Pen.	Cryptophyceae	V	Y	prp	2d
<i>Cryptomonas erosa</i> Ehrenb.	Cryptophyceae	V	Y	prp	2d
<i>Cryptomonas marssonii</i> Skuja	Cryptophyceae	V	Y	prp	2d
<i>Cryptomonas</i> sp.	Cryptophyceae	V	Y	prp	2d
<i>Cryptomonas</i> sp1	Cryptophyceae	V	Y	prp	2d
<i>Cryptomonas</i> sp4	Cryptophyceae	V	Y	prp	2d
<i>Anabaena</i> cf. <i>ambigua</i> Rao	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Anabaena</i> sp.	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Aphanizomenon flosaquae</i> Ralfs ex Bornet & Flahault	Cyanobacteria	III	H1	cptc	5e
<i>Aphanizomenon gracile</i> Lemmerm.	Cyanobacteria	III	H1	cptc	5a
<i>Aphanizomenon</i> sp.	Cyanobacteria	III	H1	cptc	5a
<i>Aphanizomenon tropicale</i> Hor. et Komárek	Cyanobacteria	III	H1	cptc	5a
<i>Aphanocapsa delicatissima</i> W. Et G. S. West	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Aphanocapsa elachista</i> W. e G. S. West	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Aphanocapsa holsatica</i> (Lemm.) Cronb. e Kom.	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Aphanocapsa incerta</i> (Lemmerm.) Cronb. e Komárek	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Aphanocapsa koordersii</i> Ström	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Aphanocapsa</i> sp1	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Aphanocapsa</i> sp2	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Aphanocapsa</i> sp4	Cyanobacteria	VII	K	sph	5c
<i>Chroococcus limneticus</i> Lemmerm.	Cyanobacteria	IV	Lo	ths*	5d
<i>Chroococcus microscopicus</i> Komárek.-Legn. & Cronb.	Cyanobacteria	VII	MP	ths*	5d
<i>Chroococcus minimus</i> (Keis.) Lemmerm.	Cyanobacteria	VII	MP	ths*	5d
<i>Chroococcus minutus</i> (Kütz.) Nägeli	Cyanobacteria	IV	Lo	ths*	5d
<i>Chroococcus</i> sp.	Cyanobacteria	IV	Lo	ths*	5d
<i>Coelomorum tropicale</i> Senn., Peres e Komárek	Cyanobacteria	VII	Lm	sph	5d
<i>Coelosphaerium evidenter-marginatum</i> Azev.et San'Anna	Cyanobacteria	VII	Lo	sph	5d
<i>Coelosphaerium kuetzingianum</i> Näg.	Cyanobacteria	VII	Lo	sph	5d
<i>Cuspidothrix capricornii</i> (G.Cronberg & J.Komárek) P.Rajaniem, J.Komárek, R.Willame, P.Hrouzek,K.Kastovská, L.Hoffmann & K.Sivonen	Cyanobacteria	III	Sn	cptc	5e
<i>Cuspidothrix tropicalis</i> (Horecká Komárek) Rajan. et al.	Cyanobacteria	III	Sn	cptc	5e
<i>Cyanodictyon filiforme</i> J.Komárková-Legnerová & G.Cronberg	Cyanobacteria	VII	K	sph	5d
<i>Cyanodictyon imperfectum</i> Cronberg &	Cyanobacteria	VII	K	sph	5d

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
Weibull					
<i>Cyanodictyon reticulatum</i> (Lemmerm.) geit.	Cyanobacteria	VII	K	sph	5d
<i>Cyanodictyon</i> sp.	Cyanobacteria	VII	K	sph	5d
<i>Cyanogranis ferruginea</i> (Waw.) Hindák	Cyanobacteria	IV	K	sph	5d
<i>Cylindrospermopsis raciborskii</i> (W.) Seen. e Sub. Rajú	Cyanobacteria	III	SN	cptc	5e
<i>Dolichospermum circinale</i> (Rabenhorst ex Bornet & Flahault) P.Wacklin, L.Hoffmann & J.Komárek	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Dolichospermum planctonicum</i> (Brunnthal) Wacklin et al . Anabaena planctonica Brun.	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Dolichospermum solitarium</i> Komárek	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Dolichospermum</i> sp.	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Dolichospermum spiroides</i> Kleb.	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Dolichospermum/Aphanizomenon</i>	Cyanobacteria	III	H1	cpths	5e
<i>Eucapsis starmachii</i> J.Komárek & F.Hindák	Cyanobacteria	VII	MP	rec	5d
<i>Geitlerinema amphibium</i> (C. Agardh) Anagn.	Cyanobacteria	III	S1	cpths	5a
<i>Geitlerinema</i> sp.	Cyanobacteria	III	S1	cpths	5a
<i>Gloeocapsa</i> cf. <i>fusco-lutea</i> Naeg. ex Kütz.	Cyanobacteria	I	MP	sph	5d
<i>Jaaginema homogeneum</i> (Frémy) Anag. e Komárek	Cyanobacteria	I	S1	cpths	5a
<i>Johannesbaptistia</i> sp.	Cyanobacteria	VII	R	cpths	5a
<i>Konvophoron</i> sp.	Cyanobacteria	III	R	cpths	5e
<i>Konvophoron groenlandicum</i> Anag. et Komárek	Cyanobacteria	VII	R	cpths	5e
<i>Konvophoron</i> skujae	Cyanobacteria	VII	R	cpths	5e
<i>Lemmermanniella flexa</i> Hindák	Cyanobacteria	VII	K	sph	5d
<i>Lemmermanniella pallida</i> (Lemmerm.) Geit.	Cyanobacteria	VII	K	prp	5d
<i>Lemmermanniella parva</i> Hind.	Cyanobacteria	VII	K	prp	5d
<i>Limnothrix</i> sp.	Cyanobacteria	III	S1	cpths	5a
<i>Lyngbya</i> sp.	Cyanobacteria	III	S1	cpths	5a
<i>Merismopedia warmingiana</i> Lagerheim	Cyanobacteria	VII	Lo	rec	5d
<i>Merismopedia convoluta</i> Bréb.	Cyanobacteria	IV	Lo	rec	5d
<i>Merismopedia duplex</i> Playfair	Cyanobacteria	VII	Lo	rec	5d
<i>Merismopedia glauca</i> Breb.	Cyanobacteria	IV	Lo	rec	5d
<i>Merismopedia tenuissima</i> Lemmerm.	Cyanobacteria	I	Lo	rec	5d
<i>Microcystis aeruginosa</i> Kütz.	Cyanobacteria	VII	M	sph	5b
<i>Microcystis</i> sp.	Cyanobacteria	VII	M	sph	5b
<i>Microcystis wesenbergii</i> (Komárek) Komárek. & Komárek	Cyanobacteria	VII	M	sph	5b
<i>Oscillatoria annae</i> van Goor	Cyanobacteria	VII	MP	cpths	5a
<i>Oscillatoria</i> sp	Cyanobacteria	III	MP	cpths	5a
<i>Pannus</i> sp.	Cyanobacteria	VII	M	sph	5b
<i>Phormidium</i> sp.	Cyanobacteria	III	Tc	cpths	5a
<i>Planktolyngbya capillaris</i> (Hind.) Anag. e Kom.	Cyanobacteria	IV	S1	cygd	5a
<i>Planktolyngbya circumcreta</i> (G.S.West) Anagnostidis & Komárek	Cyanobacteria	IV	S1	cygd	5a
<i>Planktolyngbya contorta</i> Lemmerm.	Cyanobacteria	IV	S1	cygd	5a
<i>Planktolyngbya limnetica</i> (Lemmerm.) Komárek-Legn. e Cronberg	Cyanobacteria	IV	S1	cygd	5a
<i>Planktolyngbya</i> sp.	Cyanobacteria	IV	S1	cygd	5a
<i>Planktothrix agardhii</i> (Gom.) Anag. e Kom.	Cyanobacteria	III	S1	cpths	5a
<i>Planktothrix isothrix</i> (Skuja) Komárek	Cyanobacteria	III	S1	cpths	5a
<i>Pseudanabaena catenata</i> Lauterb.	Cyanobacteria	IV	R	cygd	5a
<i>Pseudanabaena limnetica</i> (Lemmerm.) Komárek	Cyanobacteria	IV	R	cygd	5a
<i>Pseudanabaena mucicola</i> (Hüb.-Pest. e W. Naumann) Bourr.	Cyanobacteria	I	R	cygd	5a
<i>Pseudanabaena</i> sp.	Cyanobacteria	III	R	cygd	5a

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Pseudanabaena woronichinii</i> Anagnostidis	Cyanobacteria	I	R	cygd	5a
<i>Pseudoanabaena</i> sp.	Cyanobacteria	IV	R	cygd	5a
<i>Pseudolyngbya</i> sp.	Cyanobacteria	IV	R	cygd	5a
<i>Pseudanabaena</i> sp1	Cyanobacteria	IV	R	cygd	5a
<i>Radiocystis fernandoi</i> Komárek e Komárk.- Legn.	Cyanobacteria	VII	Lo	sph	5b
<i>Rhabdogloea smithii</i> (R. et al. F. Chod.) Kom.	Cyanobacteria	IV	K	prp	5d
<i>Romeria gracilis</i> Koczw.	Cyanobacteria	IV	R	cpths	5a
<i>Romeria</i> sp.	Cyanobacteria	I	R	cpths	5a
<i>Snowella atomus</i> Komárek e Hindák	Cyanobacteria	I	Lo	sph	5d
<i>Snowella lacustris</i> (Chodat) Komárek & Hindák	Cyanobacteria	I	Lo	sph	5d
<i>Synechocystis aquatilis</i> Sauv.	Cyanobacteria	III	Lo	ths	4
<i>Synechocystis salina</i> Wislouch	Cyanobacteria	III	K	ths	4
<i>Syneccoccus</i> sp.	Cyanobacteria	III	K	ths	4
<i>Woronichinia compacta</i> (Lemmerm.) Komárek & Hindák	Cyanobacteria	VII	Lo	sph	5d
<i>Woronichinia</i> sp.	Cyanobacteria	III	Lo	sph	5d
<i>Peridinium</i> sp.	Dinophyceae	V	Lo	sph	2b
<i>Peridinium</i> sp1.	Dinophyceae	V	Lo	sph	2b
<i>Peridinium</i> sp2	Dinophyceae	V	Lo	sph	2b
<i>Peridinium</i> sp3	Dinophyceae	V	Lo	sph	2b
<i>Peridinium</i> sp4 = cf wisconsinense	Dinophyceae	V	Lo	sph	2b
<i>Peridinium umbonatum</i> Stein	Dinophyceae	V	Lo	sph	2b
<i>Euglena acus</i> var. <i>acus</i> (Brons.) Ehrenb.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Euglena ehrenbergii</i> Klebs	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Euglena fusca</i> (Klebs) Lemmermann	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Euglena oxyuris</i> Schm.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Euglena proxima</i> P.A.Dangeard	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena</i> sp.	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena</i> sp5	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena</i> sp1	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena</i> sp2	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena</i> sp3	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena</i> sp6	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena</i> sp7	Euglenophyceae	V	W1	prp	2c
<i>Euglena spirogyra</i> (Brons.) Ehrenb. var. <i>fusca</i> Klebs	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Euglena spirogyra</i> var. <i>spirogyra</i> (Brons.) Ehrenb.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Euglena spiroides</i> Lemmermann	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Lepocinclis caudata</i> (Cunha) Conr.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Lepocinclis ovum</i> var. <i>ovum</i> (Ehrenb.) Lemmerm.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Lepocinclis salina</i> Frits.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Monomorphina pyrum</i> (Ehrenberg) Mereschkowsky	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus acuminatus</i> Stokes	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus</i> cf. <i>hamatus</i>	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus curvicauda</i> Swir.	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus longicauda</i> (Ehrenberg) Dujardin	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus horridus</i> Pochm.	Euglenophyceae	V	W1	cy	2c
<i>Phacus longicauda</i> (Ehrenb.) Duj. var. <i>tortus</i> Lemmerm.	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus longicauda</i> var. <i>attenuada</i> (Pochm.) Hüb-Pest.	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus orbicularis</i> Hübn.	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus pleuronectes</i> (Müell.) Nitzs. ex Duj.	Euglenophyceae	V	W1	cy	1c
<i>Phacus</i> sp.	Euglenophyceae	V	W1	cy	2c
<i>Phacus</i> sp3	Euglenophyceae	V	W1	cy	2c
<i>Strombomonas fluviatilis</i> (Lemmerm.) Defl.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Strombomonas gibberosa</i> (Playf.) Defl.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Strombomonas ovalis</i> (Playf.) Defl.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Strombomonas scabra</i> (Playf.) Tell. e Conf.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Strombomonas</i> sp. cf. <i>jaculata</i>	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Strombomonas verrucosa</i> (Daday) Defl.	Euglenophyceae	V	W1	prp	1c
<i>Trachelomonas armata</i> (Ehrenb.) Stein var. <i>steinii</i> Lemmerm.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas caudata</i> (Ehr.) Stein	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas cervicula</i> Stokes	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas</i> cf. <i>minuscula</i>	Euglenophyceae	V	W2	prp	2c
<i>Trachelomonas cylindrica</i> Playf.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas hemisphaerica</i> Emil.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas hispida</i> (Perty) Stein emend Defl. var. <i>coronata</i> Lemmerm.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas hispida</i> var. <i>hispida</i> (Perty) Stein	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas hispida</i> var. <i>multispinosa</i>	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas oblonga</i> Lemm.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas planctonica</i> Swir.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas pulcherrima</i> Playf.	Euglenophyceae	V	W2	prp	2c
<i>Trachelomonas pusilla</i> Playf.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas rugulosa</i> Stein	Euglenophyceae	V	W2	prp	2c
<i>Trachelomonas scabra</i> Playf.	Euglenophyceae	V	W2	prp	2c
<i>Trachelomonas sculpta</i> Balech.	Euglenophyceae	V	W2	prp	2c
<i>Trachelomonas similis</i> Stokes var. <i>similis</i> Stokes	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas similis</i> Stokes var. <i>spinosa</i> Hub.-Pest.	Euglenophyceae	V	W2	prp	1c
<i>Trachelomonas</i> sp.	Euglenophyceae	V	W2	prp	2c
<i>Trachelomonas</i> sp3	Euglenophyceae	V	W2	prp	2c
<i>Trachelomonas volvocina</i> Ehrenb.	Euglenophyceae	V	W2	sph	2c
<i>Trachelomonas volvocinopsis</i> Swir.	Euglenophyceae	V	W2	sph	2c
<i>Oedogonium</i> sp.	Oedogoniophyceae	III	MP	cpths	11c
<i>Gonyostomum</i> sp.	Raphidophyceae	V	W1	prp	8b
<i>Gonyostomum</i> sp1	Raphidophyceae	V	W1	prp	8b
<i>Gonyostomum</i> sp3	Raphidophyceae	V	W1	prp	8b
<i>Brachiogonium ophiaster</i> Pasch. e Ettl	Xanthophyceae	IV	J	skp	9b
<i>Centritractus belenophorus</i> Lemmerm.	Xanthophyceae	IV	J	conplushalfsph	8b
<i>Goniochloris cochleata</i> Pasch. e Ettl	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Goniochloris contorta</i> (Bourr.) Ettl	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Goniochloris fallax</i> Fott	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Goniochloris iyengarii</i> (Raman.)Ettl	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Goniochloris mutica</i> (A. Braun) Fott	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Goniochloris sculpta</i> Geitler	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Goniochloris</i> sp.	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9b
<i>Goniochloris spinosa</i> Parscher	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9d
<i>Isthmochloron lobulatum</i> (Näg.) Skuja	Xanthophyceae	IV	J	eppfc	9b
<i>Pseudostaurastrum limneticum</i> (Bor.) Cout. e Rous.	Xanthophyceae	IV	J	eppfc	9b
<i>Tetraedriella jovetti</i> (Bourr.) Bourr.	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9d
<i>Tetraedriella regularis</i> (Kütz.) Fott	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9d
<i>Tetraedriella spinigera</i> Skuja	Xanthophyceae	IV	J	pqb*	9d
<i>Tetraplektron acutum</i> (Pasch.) Fott	Xanthophyceae	IV	J	eppfc	9d
<i>Tetraplektron laevis</i> (Bourr.) Ettl	Xanthophyceae	IV	J	eppfc	9d
<i>Tetraplektron</i> sp.	Xanthophyceae	IV	J	eppfc	9d
<i>Tetraplektron tribulus</i> (Pasch.) A R. Loeb.	Xanthophyceae	IV	J	eppfc	9d
<i>Actinotaenium cucurbita</i> (Bréb. ex Ralfs) Teil.	Zygnemaphyceae	IV	N	cpths	8a
<i>Actinotaenium globosum</i> (Bulnh.) Först.	Zygnemaphyceae	IV	N	cpths	8a
<i>Actinotaenium perminutum</i> (G.S. West) Teil.	Zygnemaphyceae	IV	N	cpths	8a
<i>Actinotaenium</i> sp.	Zygnemaphyceae	IV	N	cpths	8a
<i>Closterium aciculare</i> T.West	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium acutum</i> L. A. Bréb. ex Ralfs	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium</i> cf. <i>aciculares</i>	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium limneticum</i> Lemmerm.	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium lineatum</i> Ehrenb. ex Ralfs	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Closterium</i> sp.	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium</i> sp1	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium</i> sp3	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium</i> sp6	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Closterium toxon</i> W. West.	Zygnemaphyceae	IV	P	skp	8a
<i>Cosmarium candianum</i> Delponte	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium contractum</i> Kirch.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium intermedium</i> Delponte	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium lagoensi</i> (Nordstedt) Nordstedt var. <i>amoebum</i> Förster & Eckert	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium margaritatum</i> (P.Lundell) J.Roy & Bisset	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium protractum</i> (Näg.) De Bary	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium punctulatum</i> Bréb.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium rectangulare</i> Grunow	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium regnesi</i> Reins.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium</i> sp.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium</i> sp1	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium</i> sp2	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium spagnicolum</i> West e West	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium sublobatum</i> (Ralfs) W.Archer	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Cosmarium trilobum</i> (trilobulatum??)	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Desmidium baileyi</i> (Ralfs) Nordstedt	Zygnemaphyceae	III	MP	cpths	10b
<i>Euastrum abruptum</i> Nordsted.	Zygnemaphyceae	IV	P	eptc	9a
<i>Euastrum ansatum</i> Ralfs	Zygnemaphyceae	IV	P	eptc	9a
<i>Euastrum rectangulare</i> Fritsch & Rich	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Euastrum</i> sp.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	9a
<i>Gonatozygon kinahanii</i> (Arch.) Rabenh.	Zygnemaphyceae	IV	Td	cpths	8a
<i>Micrasterias truncata</i> (Corda) Bréb ex Ralfs	Zygnemaphyceae	IV	Td	cpths	8a
<i>Mougeotia</i> sp.	Zygnemaphyceae	III	Td	cpths	10b
<i>Onychonema laeve</i> Nordstedt	Zygnemaphyceae	III	Td	cpths	10b
<i>Pleurotaenium ehrenbergii</i> (Brébisson ex Ralfs)	Zygnemaphyceae	IV	Td	eptc	10b
<i>Spondylosium planum</i> (Wol.) W. e W.	Zygnemaphyceae	IV	Td	cpths	10b
<i>Spyrogira</i> sp.	Zygnemaphyceae	III	Td	cpths	10b
<i>Staurastrum</i> cf. <i>excavatum</i>	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum gracile</i> Ralfs	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum leptocladum</i> var. <i>cornutum</i> Will	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum leptocladum</i> var. <i>leptocladum</i> Nordst.	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum longibrachiatum</i> West & G.S.West	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum margaritaceum</i> (Ehrenb.) Breb.	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum quadrangulare</i> Bréb.	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum setigerum</i> Cleve	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum</i> sp.	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum</i> sp1	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum</i> sp2	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum</i> sp3	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum taperinhae</i> Grönblad	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum tetracerum</i> (Kütz.) Ralfs ex Ralfs	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum tetracerum</i> var. <i>excavatum</i> (West & G.S.West) Playfair	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum trifidum</i> Nordsted.	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Staurastrum volans</i> West	Zygnemaphyceae	IV	N	eptc	8a
<i>Stauroidesmus</i> cf. <i>o mearii</i>	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	8a
<i>Stauroidesmus cuspidatus</i> (Breb.) Teil.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	8a
<i>Stauroidesmus dickiei</i> (Ralfs) S. Lillieroth	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	8a
<i>Stauroidesmus mucronulatus</i> Nordstedt	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	8a
<i>Stauroidesmus</i> sp.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	8a
<i>Stauroidesmus</i> sp1	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	8a

Taxa (511)	Classe (11)	MBFGF (7)	GFR (30)	FGF (21)	GMF (28)
<i>Staurodesmus triangularis</i> (Lagerh.) Teil.	Zygnemaphyceae	IV	Na	eptc	8a
<i>Teilingia granulata</i> (Roy e Biss) Bourr.	Zygnemaphyceae	IV	Td	cpths	10b