

## **MATERIAL SUPLEMENTAR (ANEXO 3 DULCICOLA - BIÓTICO)**

### **1 METODOLOGIA**

#### **1.1 Caracterização das comunidades bióticas**

##### **1.1.1 Fitoplâncton**

As amostras da comunidade fitoplanctônica foram realizadas mensalmente, a partir de outubro de 2018, ao longo do Rio Doce (região do estado do Espírito Santo), Rio Guandú e ecossistemas lacustres adjacentes. A malha amostral do sistema aquático dulcícola (rios e lagos) e estuarino é composta por 12 estações de amostragem, sendo quatro na calha fluvial do Rio Doce (E0 - Itapina, E21 – Porto de Linhares, E22 - Povoação e E26 – Foz do Rio do Doce), uma em um rio tributário (E17 – Rio Guandú), quatro em ecossistemas lacustres rasos (E23 - Areão, E24 - Areal, E25 – Monsarás mais ao interior e E25a – Monsarás mais próximo à costa) e três em lagos (E18 - Limão, E19 - Nova e E20 - Juparanã). Nestas últimas, foram realizadas amostragens na subsuperfície e no ponto de compensação (PC), região onde incide aproximadamente 1% da radiação solar incidente na superfície.

A coleta para análise qualitativa do fitoplâncton na calha dos rios e nos ecossistemas lacustres, foi utilizado o método do arrasto superficial com rede de plâncton de abertura de malha de 20 $\mu$ m, na subsuperfície (aproximadamente 20 cm de profundidade), sendo uma amostra por ponto amostral. A amostra coletada em cada ponto foi dividida em duas partes, acondicionadas em frascos de polietileno (100 ml), sendo uma das partes fixada com formol 4%, enquanto a outra foi mantido sem fixador (viva). As amostras foram acondicionadas em caixa térmica com gelo permanente, para análise do material vivo em laboratório. As espécies foram analisadas em microscópio óptico Motic Panthera, equipado com câmera e aplicativo de imagens. A identificação foi realizada ao menor nível taxonômico possível usando bibliografias específicas. Para o estudo quantitativo do fitoplâncton na calha do Rio Doce e Rio Guandú, foram coletadas amostras de 100 mL de água em cada estação amostral, submergindo o frasco a 20 cm de profundidade. Nos ambientes lacustres, amostras de 100 mL de água foram coletadas na subsuperfície e na profundidade de 1% da radiação solar incidente na superfície (PC), com garrafa de Van Dorn. Todas as amostras quantitativas foram acondicionadas em frascos de vidro âmbar (100 mL) e fixadas com solução de lugol acético 5%.

A densidade do fitoplâncton foi estimada pelo método de Utermöhl (1958), em microscópio invertido Motic AE2000 em aumento de 400x, usando tempo de sedimentação de pelo menos 3 horas para cada centímetro de altura da câmara (MARGALEF, 1983). O volume sedimentado por amostra variou entre 2 a 25 mL, de acordo com as condições de cada amostra. A partir dos dados qualitativos e quantitativos foram determinadas: a riqueza de espécies, a densidade total de indivíduos (ind/mL), densidade de células de cianobactérias (cel/mL), a diversidade da comunidade fitoplanctônica através dos índices de diversidade de Shannon-Weaver (1949), equitabilidade segundo Pielou (1975) e dominância através do índice de Simpson (1949). A biomassa foi calculada a partir da concentração de clorofila-a, segundo método de Strickland e Parsons (1972) adaptado por Barroso e Littlepage (1998), conforme descrito no subprojeto “A3D - limnologia (água)” O biovolume de cada táxon presente na comunidade ( $\mu\text{m}^3\cdot\text{ml}^{-1}$ ) foi

determinado pela multiplicação dos valores de densidade específica e biovolume específico ( $\mu\text{m}^3$ ), calculado a partir das formas geométricas, segundo Hillebrand et. al. (1999) e Sun & Liu (2003). A determinação das cianobactérias com maior potencial de produção de toxinas foi feita a partir do registro de cepas comprovadamente tóxicas para outros ecossistemas brasileiros, segundo Sant'Anna et al. (2008).

Também foram avaliados o esforço amostral na determinação do levantamento da biodiversidade de algas fitoplanctônicas, com uso da curva de rarefação de espécies (MAGURRAN, 2011), a diversidade beta e seus componentes de substituição de espécies (turnover) e aninhamento (nestedness), segundo Baselga (2010). A ordenação das estações amostrais de acordo com sua composição de espécies foi avaliada utilizando a análise de escalonamento multidimensional não métrico (nMDS; LEGENDRE & LEGENDRE; 2012). As análises de diversidade funcional foram realizadas com a aplicação dos índices de riqueza funcional (FRic), segundo Villéger et al. (2008) e dispersão funcional (FDis), segundo Laliberté & Legendre (2010), utilizando seis traços funcionais: motilidade (imóvel, aerótopo ou flagelo), demanda por sílica, presença de mucilagem, fração da comunidade em relação ao tamanho (pico, nano, micro ou mesoplâncton), razão superfície / volume (SV) e forma de vida (unicelular, filamentosa ou colonial). Todas as análises foram realizadas no programa R (versão 4.0.3; R CORE TEAM, 2020) utilizando os pacotes vegan (OKSANEN et al., 2019) e FD (LALIBERTÉ et al., 2014).

### 1.1.2 Perifíton

As amostras da comunidade perifítica foram coletadas mensalmente, durante 17 meses (outubro/2018 a março/2020, exceto outubro/2019), em 12 estações de amostragem ao longo do Baixo rio Doce, no estado do Espírito Santo. Em cada uma das estações amostrais localizadas em ambientes lóticos, foram coletadas duas amostras, sendo uma por margem. Não foram encontrados substratos na região de calha dos rios. Nas estações amostrais de ambientes lênticos, a comunidade perifítica foi coletada na margem mais próxima à localização do ponto amostral, onde houvesse disponibilidade de substratos colonizados. Por questões logísticas, não foram coletadas as seguintes amostras: E22 de OUT-18 (ambas as margens), E23 e E24 de NOV-18, E21D de JUL-19, e E22D de SET-19, todas as estações em OUT19, e E23 entre NOV-19 a MAR-20.

#### *Coleta e Análise*

Em cada uma das estações amostrais foram coletadas, no mínimo, três unidades do mesmo substrato de modo que a quantidade de material perifítico fosse suficiente para os procedimentos analíticos. Para a padronização do substrato coletado entre as estações amostrais, a seguinte ordem de escolha foi utilizada: 1º - seixos (ou rochas); 2º - macrófitas aquáticas fixas (enraizadas); 3º - macrófitas aquáticas flutuantes. Na maior parte das estações amostrais, o substrato foi coletado de macrófitas fixas (**Erro! Fonte de referência não encontrada.**). Sempre que possível, o material perifítico foi coletado de macrófitas do mesmo gênero. Os substratos foram coletados de forma que a área colonizada pelo perifíton fosse mais facilmente determinada após a remoção do mesmo. No caso de substratos vivos (e.g., macrófitas), foi observada a idade do substrato, mantendo-se o cuidado para selecionar partes ou indivíduos de mesma idade (para evitar efeitos da sucessão na comunidade perifítica) e não

estarem em fase de senescência (que também pode influenciar na estrutura da comunidade). Os substratos coletados foram armazenados em frascos com pequena quantidade de água destilada (câmara úmida), acondicionados em baixa temperatura, até serem levados ao laboratório. Em cada estação amostral foi coletada a quantidade de material perifítico suficiente para a análise qualitativa, quantitativa, de peso seco e biomassa fotossintetizante (clorofila-a).

Tabela 1. Substratos coletados no monitoramento na bacia do Baixo rio Doce, sua classificação em relação À forma de vida, em quais estações foram encontrados e o número de amostras.

Substrato	Tipo	Estação	# Amostras
Acanthaceae	Macrófita fixa	E21, E22	10
Amaranthaceae	Macrófita fixa	E21, E26	5
Apocynaceae	Macrófita fixa	E21	1
Bambusoideae	Macrófita fixa	E21	5
Cascalho	Rocha	E0, E17	38
<i>Cuphea</i> sp.	Macrófita fixa	E21, E22	18
<i>Eichhornia</i> sp.	Macrófita flutuante	E19, E20, E21, E26	6
<i>Eleocharis</i> sp.	Macrófita fixa	E18, E23 E24	22
Euphorbiaceae	Macrófita fixa	E0	1
Galho	Fixo	E0, E22, E26	4
<i>Ipomoea</i> sp.	Macrófita fixa	E0	2
<i>Limnocharis</i> sp.	Macrófita fixa	E23, E24	2
<i>Ludwigia</i> sp.	Macrófita fixa	E0	1
<i>Mimosa</i> sp.	Macrófita fixa	E22	1
<i>Nymphaea</i> sp.	Macrófita fixa	E18, E21, E22, E23, E24, E25a	30
<i>Panicum</i> sp.	Macrófita fixa	E0, E20, E21, E26	15
<i>Paspalum</i> sp.	Macrófita fixa	E0	8
Poaceae	Macrófita fixa	E0, E20, E21, E22, E26	40
<i>Polygonum</i> sp.	Macrófita fixa	E21	1
Pontederiaceae	Macrófita fixa	E23	1
<i>Sagittaria</i> sp.	Macrófita fixa	E23	7
<i>Talipariti</i> sp.	Macrófita fixa	E26	15
<i>Typha</i> sp.	Macrófita fixa	E25	17

#### Processamento e análise das amostras em laboratório

Os substratos com perifíton foram levados ao laboratório e o material perifítico foi removido utilizando escova de cerdas macias e jatos de água destilada, sendo acondicionado em um volume conhecido (~200 ml). Dessa amostra total, alíquotas foram separadas para as análises qualitativas e quantitativas, peso seco, clorofila-a e preparação de lâminas permanentes de diatomáceas.

Para a análise qualitativa da comunidade, a alíquota foi fixada com solução formalina a aproximadamente 4% (4 ml de solução formalina para cada 100 ml de amostra). A identificação taxonômica foi realizada em microscópio óptico equipado com captura de imagem (câmera fotográfica) e todos os táxons esquematizados em microscópio com câmara clara.

Para análise taxonômica das diatomáceas, parte do material perifítico foi oxidado, segundo Battarbee et al. (2001), utilizando peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$  35%) e ácido clorídrico (HCl 10%) e lâminas permanentes foram montadas utilizando Naphrax® (IR = 1,73) como meio de inclusão. Para a análise quantitativa, as amostras foram fixadas com solução de lugol acético 1% e a determinação da densidade perifítica foi realizada em microscópio invertido (segundo UTERMÖHL, 1958), com tempo de sedimentação segundo Lund et al. (1958). A contagem foi realizada em campos aleatórios (UELINGER, 1964), e o limite de contagem foi determinado pela curva de rarefação de espécies (quando nenhuma espécie nova foi observada em, pelo menos, sete campos analisados) e pelo menos 100 indivíduos da espécie mais abundante foram contados por amostra (FERRAGUT et al., 2013). Os cálculos da densidade de indivíduos seguiram Ferragut et al. (2013).

O peso seco e peso seco livre de cinzas da comunidade perifítica foram determinados pelo método de pesagem, segundo APHA (2005). A biomassa algal (representado pela clorofila-a, corrigida da feofitina) foi determinada pelo método de extração em etanol 90% aquecido, sem maceração (SARTORY & GROBELLAR, 1984) e os cálculos baseados em Golterman et al. (1978).

#### *Análise de dados*

As análises foram realizadas utilizando as médias entre margens para representar as estações amostrais dos ambientes lóticos (rio Doce e rio Guandu), considerando a similaridade entre as comunidades das duas margens opostas (RRDM, 2019; RT 18I), a determinação das condições ambientais da estação amostral apenas na calha do rio (e não nas duas margens), e o objetivo do monitoramento frente ao tamanho da malha amostral (pequenas diferenças entre as comunidades entre as margens poderiam causar confusão na interpretação geral dos resultados).

A partir dos dados quantitativos, foi avaliada a representatividade do esforço amostral na determinação do levantamento da biodiversidade de algas perifíticas pela curva de rarefação de espécies (MAGURRAN, 2011); a diversidade beta e a sua participação nos componentes de substituição de espécies (*turnover*) e aninhamento (*nestedness*), segundo Baselga (2010); e a diversidade da comunidade perifítica a partir dos índices de Shannon, equitabilidade, e índice de Simpson (MAGURRAN, 2004). Para a ordenação das estações amostras de acordo com a comunidade perifítica, foi realizada a análise de escalonamento multidimensional não métrico (nMDS; LEGENDRE; LEGENDRE; 2012). Para identificar as espécies indicadoras dos metais que apresentaram valores maiores que os limites da resolução CONAMA 357/05, para águas de classe 2, foi utilizado o valor de indicação das espécies, por meio da análise de *IndVal*, segundo descrito por Dufrene & Legendre (1997). Para as espécies com algum valor de indicação significativo, foi realizada a correlação de Pearson entre a concentração do metal e a densidade das espécies nas amostras analisadas. Ainda, foram avaliadas as variações dos grupos funcionais descritos por Passy (2007), e complementados por Rimet e Bouchez (2011), baseados na forma

de vida e adaptação das algas: baixo perfil (algas aderidas e dispostas próximas ao substratos), alto perfil (algas aderidas e dispostas em camadas superiores da matriz perifítica), móveis (algas não aderidas com capacidade de rápida movimentação), e fitoplanctônica (algas não típicas da comunidade perifítica, não aderidas e com baixa ou nenhuma mobilidade). Todas as análises foram realizadas no programa R (versão 3.1.3; R CORE TEAM, 2015) utilizando o pacote *vegan* (OKSANEN et al., 2013).

### 1.1.3 Macrófitas

As expedições para coleta de macrófitas aquáticas (Plantas Vasculares sem sementes e Angiospermas) foram realizadas mensalmente ao longo de 17 meses. Para a amostragem, as plantas foram coletadas utilizando um quadrado de 1 m<sup>2</sup> que foi lançado quatro vezes aleatoriamente em cada um dos pontos dentro da malha amostral (Figura 1). Para efeitos de comparação, as estações amostrais foram divididas em rio Guandu (E17 - Tributário), Lagos (E18 - Limão, E19 - Nova, E20 - Juparanã), Lagoas (E23 - Areão, E24 - Areal, E25 e E25a - Monsarás) e calha do rio Doce (E0 - Itapina, E21 - Porto de Linhares, E22 - Povoação e E26 - Porto de Regência). Ressalta-se que devido questões burocráticas de ordem superior, da 13ª campanha, a Lagoa Areão (E23) não foi amostrada. Além disso, destaca-se que, devido às consequências causadas pela pandemia de COVID-19, a 17ª campanha, realizada em março de 2020, precisou ser interrompida no segundo dia de coleta (17 de março de 2020). Assim, na referida campanha foram amostrados somente as seguintes estações: Lagoas (E24 - Areal, E25 e E25a - Monsarás) e calha do rio Doce (E21 - Porto de Linhares, E22 - Povoação e E26 - Porto de Regência).

Os espécimes férteis (frondes para plantas vasculares sem sementes, flores e/ou frutos para as Angiospermas) foram coletados com no mínimo de três amostras (sempre que possível) e processados de acordo com os métodos usuais em taxonomia vegetal (Bridson & Forman 1998). As amostras foram encaminhadas para o Laboratório de Sistemática e Genética Vegetal/PPGBT/CEUNES/UFES para posterior envio para a coleção biológica que as receberá - Herbário VIES (Universidade Federal do Espírito Santo). Sempre que possível, amostras adicionais foram coletadas (flores e frutos) e acondicionadas em recipientes adequados e preservadas em álcool etílico 70%, para estudos morfológicos e identificação. Para as plantas vasculares sem sementes, uma amostra foi necessariamente coletada e armazenada em álcool 70% (além das três amostras para exsiccatas).

Os representantes da flora foram acompanhados de seus respectivos registros fotográficos e os dados referentes às coordenadas geográficas obtidos por meio do aparelho de GPS (Global Positioning System). As espécies foram identificadas por meio do método comparativo de vouchers depositados em herbários [CVRD, K, MBML, MO, NY, RB, SPF, VIES, acrônimos de acordo com Thiers (2019)] e/ou utilizando-se bibliografias específicas.

Os nomes das famílias botânicas seguem o proposto pelo APG IV (2016) para as angiospermas e Smith et al. (2006) para as plantas vasculares sem sementes. Os nomes dos autores estão de acordo com BFG (2018) e estados de conservação dos táxons segue o sugerido pelo CNCFiora (2020). Para a classificação das formas biológicas das macrófitas aquáticas foi seguido o proposto por Irgang et al. (1984), sendo as espécies categorizadas como: Submersa fixa -

enraizadas e que crescem totalmente submersas na água; Submersa livre - permanecem flutuando submersas na água; Flutuante fixa - são enraizadas e com folhas flutuando na superfície da água; Flutuante livre - permanecem flutuando com as raízes abaixo da superfície da água; Anfíbia - plantas geralmente de margens; Emergentes - enraizadas com folhas emergindo parcialmente; e Epífita.

Os parâmetros de diversidade (abundância, riqueza, índice de dominância e composição de espécies) foram comparados tanto espacial (áreas afetadas diretamente X áreas adjacentes) quanto temporalmente (ao longo de 17 meses). Para testar a suficiência amostral total e de cada ambiente (rio Guandu, Lagos, Lagoas e rio Doce), curvas de rarefação foram realizadas reunindo os dados gerais e abundância específica. Para todas as análises relativas aos parâmetros numéricos das comunidades foram construídos modelos lineares generalizados (GLMs), usando-se as distribuições de erros adequadas em cada caso. As variáveis dependentes (resposta) dos modelos foram abundância, riqueza e índice de dominância e as variáveis independentes (explicativas) foram o local nas análises espaciais e o tempo nas análises temporais, levando em consideração três tempos sazonais: C1, que corresponde à um período chuvoso de Outubro/2018 até Março/2019; S, que corresponde à um período seco de Abril/2019 até Setembro/2019; e C2, que corresponde à um segundo período chuvoso de Outubro/2019 até Março/2020. Todos os modelos, bem como os testes estatísticos, foram construídos/realizados utilizando-se a plataforma R (R Development Core Team 2018). Todas as investigações foram submetidas à análise de resíduos para verificação das distribuições de erro utilizadas, adequação dos modelos e possível presença de 'outliers'.

As análises de composição foram feitas através de estatística multivariada a partir de planilhas de presença X ausência com abundância em cada ponto. Foram então realizadas análises de escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS), seguidas de análises de similaridade (ANOSIM) e de porcentagem de contribuição das espécies mais influentes (SIMPER), utilizando-se o índice de similaridade de Bray-Curtis. A realização de testes do tipo SIMPER permitem a identificação de espécies mais "influentes" na separação das comunidades, de maneira que, a partir da biologia de tais espécies, seja possível inferir se a mesma é uma espécie que possa ser apontada como bioindicadora. Tais análises foram realizadas no software Past 2.17 (Hammer et al. 2001).

Para a análise de UPGMA, foi elaborada uma matriz de presença (Legendre & Legendre 2012) e ausência com 16 áreas, sendo 12 as estações do PMBA, três áreas lacustres do alto rio Doce (Ferreira et al. 2009; Pivari et al. 2008; Pivari et al. 2011) e uma área fora da bacia hidrográfica do rio Doce, o Parque Estadual da Itaúnas (Souza et al. 2017). Para a escolha das áreas for a do âmbito do PMBA, foi realizada uma revisão de literature para buscar lista de macrófitas publicadas para áreas da bacia hidrográfica do rio Doce. Além disso, o Parque Estadual de Itaúnas foi inserido na análise para contrastar com as outras áreas, uma vez que pertence à outra bacia hidrográfica. Já para o algoritmo UPGMA, calculamos o índice de Bray-Curtis no R, considerando o número de espécies diferentes coletadas em cada estação de amostragem.

Visando o monitoramento de espécies sabidamente bioindicadoras de qualidade da água, foram realizados testes para verificar se a abundância dessas espécies variou ao longo do tempo e se tal variação ocorria da mesma forma nos diferentes ambientes amostrados. Para isso foram



realizadas análises de co-variância (ANCOVAs), onde a variável dependente foi sempre a abundância de cada espécie e as variáveis explicativas foram ambiente (categórica) e tempo (contínua). Para tanto, quatro espécies foram selecionadas devido à sua natureza de altas taxas de crescimento em ambientes perturbados: *Eichhornia azurea* (Sw.) Kunth e *E. crassipes* (Mart.) Solms (Anthophyta - Pontederiaceae).

#### 1.1.4 Zooplâncton

As campanhas compreendidas no RA2020 foram realizadas entre outubro de 2018 a março 2020, sendo interrompidas a partir de março 2020 em função da pandemia do COVID-19. Seguindo as recomendações de isolamento social impostas pela UFOP, as amostras coletadas em março ainda não foram analisadas na sua totalidade em relação à biomassa, mas para a confecção do relatório foram analisadas amostras pontuais representativas de cada ponto amostral. Nos demais aspectos, a coleta, processamento das amostras e variáveis analisadas são os mesmos apresentados no relatório do Ano 1 (RRDM, 2019; RT 18I, Pág. 7-10).

Para análise quantitativa do zooplâncton, a contagem dos organismos foi realizada por subamostragem, a partir da retirada de 3 sub-amostras (1 mL) para cada amostra analisada, visando estimar a densidade, biomassa e a riqueza dos organismos. O zooplâncton foi contado em câmara de Sedgwick-Rafter em microscópio Zeiss (Stemi 508) e câmera acoplada (Axiocam 105). Para a obtenção da densidade do zooplâncton ( $\text{ind.L}^{-1}$ ), o número total de organismos contados na análise da amostra foi multiplicado pelo fator de diluição utilizado na contagem da amostra e dividido pelo volume de água filtrado no momento da obtenção da amostra, em campo (50 L). Para o cálculo da biomassa do zooplâncton, 30 organismos pertencentes a cada taxa registrado nas amostras foram medidos e tiveram suas biomassas estimadas (metodologia mais detalhada descrita abaixo). A média da biomassa individual de cada taxa foi multiplicada pela densidade desse taxa em todas as amostras analisadas, o que possibilitou a estimativa da biomassa total do zooplâncton em  $\mu\text{g.L}^{-1}$ . Para a estimativa do recrutamento ( $\text{ind.L}^{-1}$ ), foi considerada a densidade de copépodes nos estágios de náuplio e copepodito.

A riqueza (diversidade alfa) foi mensurada através da contagem do número total de espécies que ocorreram em cada amostra (S). A diversidade foi expressa através da função entre o número de espécies e a equitabilidade dos valores de importância da mesma. Para tanto, foi utilizado o índice de Shannon & Wiener (1949), o qual utiliza dos valores de riqueza e equitabilidade:

$$H' = - \sum p_i (\log p_i)$$

Em que:  $p_i$  é o valor importância e log será calculado na base 2, ou 10 ou neperiano. A diversidade  $H'$  é adimensional.

Para a análise dos espectros de biomassa do zooplâncton, cerca de 50-100 organismos foram fotografados em algumas amostras para a obtenção de métricas de tamanho para o cálculo da

biomassa individual (as amostras ainda estão em processo de análise). As fotografias foram obtidas com o uso do estereomicroscópio Zeiss (Stemi 508) e câmera acoplada (Axiocam 105), na interface do software Zen.

O número de medidas obtidas em cada fotografia variou para cada taxa. Para rotíferos, de uma a três medidas individuais foram obtidas de acordo com o formato do corpo do espécime. Para cladóceros e copépodes, apenas uma medida foi obtida por espécime. Posteriormente, foi mensurado o biovolume individual de cada organismo que foi utilizado para as estimativas de biomassa individual ( $\mu\text{g}$  de peso seco) em equações específicas para cada taxa, segundo as recomendações de Bottrell et al. (1976) e Ruttner-Kolisko (1977).

#### *Análises estatísticas*

A densidade total do zooplâncton, o recrutamento, a biomassa total, a riqueza (número total de taxa), a diversidade (Shannon) e equitabilidade (Pielou) do zooplâncton foram avaliadas quanto à variação espacial (estações de amostragem), temporal (meses de amostragem) e sazonal (período chuvoso C1: outubro de 2018 a março de 2019; período seco: abril de 2019 a setembro de 2019; período chuvoso C2: outubro de 2019 a março de 2020). A densidade, recrutamento, biomassa, riqueza, diversidade e equitabilidade do zooplâncton foi testada em relação aos ambientes estudados (rio Doce e Guandu, lagos - na superfície e na profundidade de compensação da luz, e lagoas) com o teste Kruskal-Wallis e Mann-Whitney à posteriori.

Para verificar uma possível associação dos dados de vazão do Rio Doce com as variáveis bióticas acima citadas, os dados foram previamente testados, quanto a normalidade, com o teste de Shapiro-Wilk. Como não apresentaram distribuição normal, a correlação de Spearman foi utilizada. Para visualizar as contribuições do zooplâncton para diferentes classes de tamanho de biomassa nos ambientes de coleta, foi utilizada a estimativa de kernel (kernel density estimation), que representa um histograma com a suavização de dados.

As espécies registradas foram classificadas em diferentes grupos funcionais, baseando-se nos seguintes traços funcionais do zooplâncton: longevidade (curta e longa, até 30 dias e maior que 30 dias de vida, respectivamente), capacidade de escape (ausente, intermediário e longo), tamanho (pequeno e grande,  $< 450 \mu\text{m}$  e  $> 450 \mu\text{m}$ , respectivamente) e estratégias de alimentação (rotíferos filtradores e suspensívoros, cladóceros raspadores, copépodes filtradores, rotíferos filtradores, cladóceros filtradores e copépodes raptorais). Os traços funcionais estão apresentados no Material Suplementar A3DZS1.

Foi realizada uma análise de cluster com o objetivo de comparar similaridades entre os pontos amostrais em relação aos traços funcionais das espécies encontradas durante todo o período de estudo, utilizando o método de Charrad et al. (2014). Análises de redundância (RDA) foram realizadas com os dados de abundância de espécies do zooplâncton pertencentes a diferentes grupos funcionais (variáveis resposta), tendo como possíveis variáveis explicativas as



limnológicas (clorofila a, carbono orgânico total, material particulado em suspensão, nitrogênio e fósforo total) e as concentrações de metais na sua fração total (alumínio, ferro, zinco, bário e cobre). Posteriormente, a análise de variância (ANOVA) foi utilizada para avaliar a possível associação das variáveis resposta e explicativas consideradas na RDA. Todas as análises estatísticas consideraram um nível de significância de 0.05.

## 1.2 Calha do Rio

### 1.2.1 Avaliação espaço-temporal das comunidades bióticas e sua relação com as variáveis ambientais (Integração biótico/abiótico)

Para a avaliação espaço-temporal conjunta das variáveis ambientais, foi utilizada a Análise de Componentes Principais (ACP; Legendre & Legendre, 2012). A análise ordenou as amostragens de acordo com os metais (Fe total, Mn total, Zn total, Pb total, Cr total, Ba total, V total, As total), indicadores de poluição orgânica/nutrientes (fósforo total – PT, nitrato -  $\text{NO}_3$ ,  $\text{SiO}_4$ , clorofila-a da coluna d'água, coprostanol) e variáveis de caracterização ambiental utilizada na ecologia de comunidades (material particulado suspenso - MPS, temperatura da água, oxigênio dissolvido – OD, condutividade elétrica, pH e vazão dos últimos 7 dias – Vazão7D). Arsênico total foi utilizado apenas para o Rio Doce e para as lagoas, uma vez que não foi observada variação nos outros ambientes. A vazão dos últimos 7 dias foi utilizada apenas para o Rio Doce pois não existem dados para os demais ambientes. Ainda para o Rio Doce e para as lagoas não foram utilizadas as variáveis  $\text{NO}_3$ , coprostanol e pH, pelo maior número de dados ausentes. A ACP foi realizada para cada um dos ambientes: Rio Doce, Rio Guandu, Lagos e Lagoas. Além das definições das estações amostrais, as campanhas foram divididas, baseadas em dados pluviométricos, em estações chuvosas e seca, sendo: Chuvoso 1 (C1) entre Outubro/18 e Março/2019; Seco (S) entre Abril/19 e Setembro/19; e Chuvoso 2 (C2) entre Novembro/19 e Março/20. Para todas as análises, foram utilizadas as frações totais dos metais e estes serão tratados doravante apenas pelo nome do elemento.

A partir dos resultados, os eixos serão definidos como tendências da variação ambiental, baseado nas correlações das variáveis com os eixos. Esses eixos serão, então, utilizados como variáveis na análise conjunta com os dados das comunidades bióticas: fitoplâncton, perifiton, macrófitas e zooplâncton. Os dois primeiros eixos da ACP serão utilizados por reunirem a maior explicabilidade das variações das variáveis utilizadas.

As relações das variáveis ambientais (eixos da Análise de Componentes Principais) com as matrizes bióticas foram avaliadas por meio da Análise de Correspondência Canônica (ACC - Legendre & Legendre, 2012). Essa análise foi preterida considerando que, em análises prévias dessas matrizes bióticas por meio da Análise de Correspondência Destendenciada (ACD), foi

observado comprimento de gradientes maiores que 2,5 desvios padrões, indicando que métodos de ordenação baseados em distribuições unimodais (como a ACC) são mais indicados (Birks, 2010). Para a ACC, foram utilizados, além dos eixos das análises de ACP, matrizes bióticas com espécies que ocorreram com abundância relativa maior que 5% em pelo menos uma das amostras, evitando assim ruído nas análises causadas por espécies raras (Gauch, 1982). Foi realizada uma ordenação para cada ambiente e cada comunidade neste ambiente.

Os efeitos dos metais, fósforo total, MPS e vazão sobre a diversidade das comunidades bióticas (Riqueza e Índices de Shannon – H') foram avaliados utilizando correlação de Pearson. A correlação foi avaliada entre cada comunidade e variável biótica, considerando as estações amostrais do PMBA no ambiente dulcícola.

### 1.3 Lagos/Lagoas

#### 1.3.1 Avaliação espaço-temporal das comunidades bióticas e sua relação com as variáveis ambientais (Integração biótico/abiótico)

Ver ITEM 1.2.1

### 1.4 Conclusões (Avalia locais mais impactados/ menos impactados)

#### 1.4.1 Índice Integrado de Integridade Biótica (IIIB)

O Índice Integrado de Integridade Biótica (IIIB) foi desenvolvido baseado no trabalho de Hill et al (2000), que utiliza diversas métricas das comunidades bióticas para inferir sobre diversos estressores ambientais (e.g. eutrofização e assoreamento). O IIIB foi calculado a partir da média dos Índices de Integridade Biótica (IIB) de cada uma das comunidades estudadas (fitoplâncton, perifíton, macrófitas e zooplâncton). Estes índices, por sua vez, foram calculados a partir da média dos valores indicativos da métricas utilizadas para cada comunidade. A métrica é específica de cada comunidade e seu valor indicativo varia entre 0 e 100, onde maiores valores indicam maior integridade. A comparação do IIIB entre as estações amostrais foi realizada com base do intervalo de confiança de 95%. O Quadro 1 mostra as métricas utilizadas para cada comunidade:

Quadro 1. Cálculo das métricas utilizadas em cada comunidade biótica, a direção da relação com a integridade ambiental e o estressor que ela representa.

	Métrica	Estressor	Relação com a Integridade	Cálculo do valor indicativo
--	---------	-----------	---------------------------	-----------------------------

Fitoplâncton	Cianobactéria	Poluição orgânica (nutrientes)	Negativa	$100 - \frac{\text{Biovolume}_{\text{Cianobactéria}}}{\text{Biovolume total}} * 100$
	Algas palatáveis	Poluição orgânica (nutrientes)	Positiva	$\frac{\text{Biovolume}_{\text{Algas palatáveis}}}{\text{Biovolume total}} * 100$
	Desmídias	Poluição orgânica (nutrientes)	Positiva	$\frac{\text{Biovolume}_{\text{Desmídias}}}{\text{Biovolume total}} * 100$
	Diversidade	Geral	Positiva	Índice de Dominância de Simpson (1-D)
	Densidade do Picoplâncton	Poluição por metais	Negativa	$100 - \frac{\text{Biovolume}_{\text{Picoplâncton}}}{\text{Biovolume total}} * 100$
	Algas potencialment e tóxicas	Floração de algas tóxicas	Negativa	$100 - \frac{\text{Biovolume}_{\text{algas potencialmente tóxicas}}}{\text{Biovolume total}} * 100$
	Clorofila-a	Floração de algas tóxicas	Negativa	$100 - IET_{clo}$
Perifiton	Riqueza de espécies	Geral	Negativa	$\frac{\text{Número de gêneros na amostra}}{\text{Número total de gêneros no estudo}} * 100$
	Diatomáceas	Poluição orgânica (nutrientes)	Positiva	$\frac{\text{Densidade de diatomáceas}}{\text{Densidade total}} * 100$
	Cianobactéria	Poluição orgânica (nutrientes)	Negativa	$100 - \frac{\text{Densidade de cianobactérias}}{\text{Densidade total}} * 100$
	Diatomáceas eutrafênticas	Poluição orgânica (nutrientes)	Negativa	$100 - \frac{\text{Densidade de diatom. eutrafênticas}}{\text{Densidade total}} * 100$
	Diatomáceas Móveis	Assoreamento	Negativa	$100 - \frac{\text{Densidade de diatomáceas móveis}}{\text{Densidade total}} * 100$
Macrófita	Espécies flutuantes livres	Poluição orgânica (nutrientes)	Negativa	$100 - \frac{\text{Abundância de espécies flutuantes livre}}{\text{Abundância total}} * 100$
	Espécies hiper-acumuladoras de metais	Poluição por metais	Negativa	$100 - \frac{\text{Abundância de espécies hiperacumuladoras de metais}}{\text{Abundância total}} * 100$
	Espécies fixas	Modificação do fluxo da água	Negativa	$100 - \frac{\text{Abundância de espécies fixas}}{\text{Abundância total}} * 100$
	Riqueza de formas de vida	Homogeneizaçã o de habitat	Positiva	$\frac{\text{Riqueza de formas de vida}}{\text{Riqueza máxima de formas de vida}} * 100$
	Espécies naturalizadas	Espécies invasoras	Negativa	$100 - \frac{\text{Abundância de espécies naturalizadas}}{\text{Abundância total}} * 100$

Zooplâncton	Espécies indicadoras de eutrofização	Poluição orgânica (nutrientes)	Negativa	$100 - \frac{\text{Densidade de espécies indicadoras de eutrofização}}{\text{Densidade total}} * 100$
	Cladóceros indicadores de metal	Poluição por metais	Negativa	$100 - \frac{\text{Densidade de cladóceros indicadores de metais}}{\text{Densidade total}} * 100$
	Espécies tolerantes à turbidez	Assoreamento	Negativa	$100 - \frac{\text{Densidade de rotíferos tolerantes à turbidez}}{\text{Densidade total}} * 100$

## REFERÊNCIAS

### Fitoplâncton

AMÉ, M. V.; WUNDERLIN, D. A. Effects of iron, ammonium and temperature on microcystin content by a natural concentrated *Microcystis aeruginosa* population. *Water, Air and Soil pollution*, v. 168, p. 235-248, 2005.

ANJOS, F. M.; BITTENCOURT-OLIVEIRA, M. C.; ZAJAC, M. P.; HILLER, S.; CHRISTIAN, B.; ERLER, K.; LUCKAS, B.; PINTO, E. Detection of harmful cyanobacteria and their toxins by both PCR amplification and LC-MS during a bloom event. *Toxicon*, v. 48, n. 3, p. 239-245, Sept 2006.

BANCI, L. et al. Solution structures of a cyanobacterial metallochaperone. *Journal of Biological Chemistry*, v. 279, n. 26, p. 27502-27510, 2004.

BARROS, C.F.A.; SANTOS, A.M.M.; BARBOSA, F.A.R. Phytoplankton diversity in the middle Rio Doce lake system of southeastern Brazil. *Acta Botanica Brasílica*, v. 27, p. 327-346, 2013. *Borics*, G.,

BARROSO, G. F.; LITTLEPAGE, J. 1998. Protocolo para análise de clorofila-a e feopigmentos pelo método fluorimétrico (Fluorímetro TD700). Programa Brasileiro de Intercâmbio em Maricultura (BMPL) e Programa de Monitoramento Ambiental. Vitória.

BASELGA A. 2010. Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. *Global Ecology and Biogeography* 19(1): 134-143

BRASIL.CONAMA. Resolução nº 357: Classificação de águas, doces, salobras e salinas do Território Nacional. Publicado no D.O.U., 2005.

CODD, G.A.; Morrison, L.F.; Metcalf, J.S. Cyanobacterial toxins: risk management for health protection. *Toxicol. Appl. Pharmacol.* 2005, 203, 264–272

COSTA, S. M. & AZEVEDO, S. M. F. O., 2006. Implantação de um banco de cianofíceas tóxicas. *Sér. Iheringia, Botânica*, 45: 69-72.

ESTEVES, F.A. Fundamentos em Limnologia. Rio de Janeiro: Interciência, 545p. 2011, 3 ed.

GOMES, A. M. A.; MARINHO, M. M.; AZEVEDO, S. M. F. O. The success of *Cylindrospermopsis* Brazilian aquatic systems. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON TOXIC CYANOBACTERIA, 7, 2007. Rio de Janeiro. *Anais* 2007. p. 55.

GRADÍSSIMO, D.G.; MOURÃO, M.M.; SANTOS, A.V. Importância do Monitoramento de Cianobactérias e Suas Toxinas em Águas Para Consumo Humano. *Revista Brasileira de Criminalística*, v. 9, n. 2, p. 15-21, 2020.

HESSEN, D.O., FAAFENG, B.A. BRETTUM, P., ANDERSEN, T. 2006. Nutrient enrichment and planktonic biomass ratios in lakes. *Ecosystems*. 9: 516-527.

HILLEBRAND, H.; DÜRSELEN, C.D.; KIRSCHTEL, D.; POLLINGHER, U.; ZOHARY, T. Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. *Journal of Phycology*, 35, 403-424, 1999.

HINO K., TUNDISI J.G., REYNOLDSC.S. 1986. Vertical distribution of phytoplankton in a stratified lake (Lago Dom Helvecio, Southeastern Brazil) with special reference to the metalimnion. Japanese Journal of Limnology. 47: 239-246.

HUSZAR V.L.M.; SILVA, L.H.S.; ESTEVES, F.A. Estrutura das comunidades fitoplanctônicas de 18 lagoas da região do baixo Rio Doce, Linhares, Espírito Santo, Brasil. Revista Brasileira de Biologia, v. 50, n. 3, p. 585-598, 1990.

HUSZAR, V.L.M., CARACO, N.F. 1998. The relationship between phytoplankton composition and physical-chemical variables: a comparison of taxonomic and morphological functional descriptors in six temperate lakes. Freshwater Biology. 40: 679-696.

HUSZAR, V.L.M.; WERNECK, A.M.; ESTEVES, F.A. Dinâmica nictemeral (48H) da comunidade fitoplanctônica em relação aos principais fatores abióticos na Lagoa Juparanã, Linhares, Espírito Santo, Brasil: Fevereiro de 1987. Rev. Brasil. Biol., 54 (1): 111-134, 1994.

HYENSTRAND, P., BLOMQVIST, P., and PETTERSON, A. 1998. Factors determining cyanobacterial success in aquatic systems - a literature review. Arch. Hydrobiol. Spec. Issues Adv. Limnol. 15: 41-62.

JARDIM FA, FONSECA YMF, AZEVEDO SMFO. First occurrence of toxic cyanobacteria in a reservoir of COPASA - Minas Gerais – Brazil. In: Anais do Simpósio Internacional de Engenharia Sanitária e Ambiental; 2000; Trento, Itália. p.381-6.

JARDIM FA, MACHADO JNA, SCHEMBRI MCAC, AZEVEDO SMFO, von Sperling E. A experiência da COPASA no monitoramento, detecção e adoção de medidas mitigadoras para as cianobactérias tóxicas em estações de tratamento de água - Minas Gerais - Brasil. In: Anais do XXVII Congresso Interamericano de Engenharia Sanitária e Ambiental; 2004; Porto Alegre, Brasil.

KIM, H.-S., HWANG, S.-J., SHIN, J.-K., AN, K.-G., YOON, C.-G. 2007. Effects of limiting nutrients and N:P ratios on the phytoplankton growth in a shallow hypertrophic reservoir. Hydrobiologia. 581: 255-267.

KOMÁREK, J. & ANAGNOSTIDIS, K. Chroococcales. In: Ettl, A.; Gerloff, J.; Heynig, H. & Mollenhauer, D. (Eds.) Süßwasserflora von Mitteleuropa. Bd. 19. Stuttgart: G. Fischer Verlag,. 548p. 1999.

LAGOS, N. et al. The first evidence of paralytic shellfish toxins in the freshwater cyanobacterium *Cylindrospermopsis raciborskii*, isolated from Brazil. Toxicon, v. 37, p. 1359-1373, 1999.

LALIBERTÉ, E. & LEGENDRE, P. A distance-based framework for measuring functional diversity from multiple traits. **Ecology**, 91(1), 299-305, 2010.

LALIBERTÉ, E.; LEGENDRE, P.; SHIPLEY, B. (2014). FD: measuring functional diversity from multiple traits, and other tools for functional ecology. R package version 1.0-12.

LEE, J., LEE, S. and JIANG, X. 2017. Cyanobacterial toxins in freshwater and food: important sources of exposure to humans. Annual Review of Food Science and Technology. 8: 281 - 304.

LEGENDRE P. & LEGENDRE L. Numerical Ecology. Elsevier Science Publication: London, p. 1006. 2012.



LEWIS, W.M. Jr. 1973. The thermal regime of Lake Lanao (Philippines) and its theoretical implications for tropical lakes. *Limnology and Oceanography*. 18: 200-217.

LEWIS, W.M. Jr. 1987. Tropical Limnology. *Annual Review of Ecology and Systematics*. 18: 159-184.

MAGALHÃES, V. F.; AZEVEDO, S. M. F. O. Ecological implications of hepatotoxic *Microcystis aeruginosa* in Jacarepaguá Lagoon, Brazil. Xunta de Galicia and Intergovernmental Oceanographic Commission of Unesco, 1998. p. 28.

MAGURRAN, A. E. **Medindo a diversidade biológica**. Editora UFPR: Curitiba, p.262, 2011.

MANTZOUKI, E. et al. Temperature effects explain continental scale distribution of cyanobacterial toxins. *Toxins*, v.10, n.4, p. 156, 2018.

MARGALEF, R. *Limnologia*. Barcelona. Editora Omega. 1010p. 1983.

MARTÍNEZ-RUIZ, E.B.; MARTÍNEZ-JERÓNIM, F. How do toxic metals affect harmful cyanobacteria? An integrative study with a toxigenic strain of *Microcystis aeruginosa* exposed to nickel stress. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v.133, p. 36-46, 2016.

MATTHIENSEN, A.; YUNES, J. S.; CODD G. A. Ocorrência, distribuição e toxicidade de cianobactérias no Estuário na Lagoa dos Patos, RS. *Revista Brasileira de Biologia*, v. 59, n. 3, p. 361-376, 1999.

MORALES C.; AZEVEDO, S.M.F.O. 2003. Ocorrência de cianobactérias potencialmente tóxicas e cianotoxinas em ambientes aquáticos do estado do Rio Grande do Norte. IX Congresso Brasileiro de Limnologia, Universidade Federal de Juiz de Fora, Juiz de Fora.

NABOUT, J.C., NOGUEIRA, I.S., OLIVEIRA, L.G. & MORAIS, R.R. 2007. Phytoplankton diversity (alpha, beta, and gamma) from the Araguaia River tropical floodplain lakes (central Brazil). *Hydrobiologia*, 557: 455–461.

NOGUEIRA, I.S.; NABOUT, J.C.; IBÁÑEZ, M.S.R.; BOURGOIN, L.M.; Determinants of beta diversity: the relative importance of environmental and spatial processes in structuring phytoplankton communities in an Amazonian floodplain. *Acta Limnol. Bras.* (Online), 2010, vol.22, no.3, p.247-256.

OKSANEN, J.; BLANCHET, F.G.; FRIENDLY, M.; KINDT, R.; LEGENDRE, P.; MCGLINN, D.; MINCHIN, P.R.; O'HARA, R. B.; SIMPSON, G.L.; SOLYMOS, P.; STEVENS, M.H.H.; SZOECS, E.; WAGNER, H. (2019). *vegan: Community Ecology Package*. R package version 2.5-6. <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>.

PAERL, H. W., 1988, Nuisance phytoplankton blooms in coastal, estuarine, and inland waters. *Limnol. Oceanogr.*, 33(4, part 2): 823-847

PETCHEY, O. L., & K. J. GASTON. 2006. Functional diversity: back to basics and looking forward. *Ecology Letters* 9:741– 758

PIELOU, E. C. *Ecological diversity*. New York: Wiley, 1975.

R CORE TEAM (2020). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

- REYNOLDS, C. S. The response of phytoplankton communities to change lake environments. Schweiz. Z. Hydrol., v. 49, p. 220-236, 1997.
- REYNOLDS, C.S. The Ecology of Phytoplankton (Ecology, Biodiversity and Conservation). Cambridge: Cambridge University Press, 2006, 537 p.
- REYNOLDS, C.S., HUSZAR, V., KRUK, C., NASELLI-FLORES, L., MELO, S. Towards a functional classification of the freshwater phytoplankton. Journal of Plankton Research. v.24, n. 5, p. 417-428, 2002.
- SANT'ANNA, C.L. et al. Review of toxic species of Cyanobacteria in Brazil. Algological studies, v.126, p. 251-265, 2008.
- SHANNON, C.E.; WEAVER, W. The Mathematical Theory of Communication. University of Illinois, Urbana, Illinois, 1949.
- SIMPSON, E. H. Measurement of diversity. Nature, v. 163, p. 688, 1949.
- STRICKLAND, J.D.H.; PARSONS, T.R. 1972. A practical handbook of seawater analysis. Fisheries. **Research Board of Canada**, Ottawa, 310p.
- SUN, J.; LIU, D. Geometric models for calculating cell biovolume and surface area for phytoplankton. **Journal of Plankton Research**, 25, 1331-1346, 2003.
- UTERMOHL, H. Zur Vervollkommung der quantitativen phytoplankton-methodik. Verh. Internat. Verein. **Theor. Angew. Limnol.**, v. 9, p. 1-39. 1958.
- UTERMÖHL, H. Zur Vervollkommung der quantitativen phytoplankton- methodik. Mitteilungen Internationale Vereinigung Theoretische Angewandte Limnologie, v. 9, p. 1-38, 1958.
- VILLEGGER, S., J. RAMOS MIRANDA, D. FLORES HERNANDEZ, A. SOSA LOPEZ, and D. MOUILLOT. Stable trophic structure across coastal nekton assemblages despite high species turnover. Marine Ecology Progress Series, v.364, p.135-146, 2010.
- VILLÉGER, S.; MANSON, N.W.H.; MOUILLOT, D. New multidimensional functional diversity indices for a multifaceted framework in functional ecology. **Ecology**, v. 89, n.9, p. 2290-2301, 2008.
- WEHR, J.D. & SHEAT R.G. Freshwater algae of North America. Ecology and classification. USA, 2003.
- WEIHER, E.; CLARKE, G.D.P. & KEDDY, P.A. 2011. Community assembly rules, morphological dispersion, and the coexistence of plant species. Oikos, 81: 309-322, <http://dx.doi.org/10.2307/3547051>
- WILHM, J.L.; DORRIS, T.C. Biological parameters for water quality criteria. Bioscience, v. 18, n. 6, p. 447-481, 1968.
- YUNES, J. S., SALOMON, P. S., MATTHIENSEN, A., BEATTIE, K. A., RAGGETT, S. L. & CODD, G. A. Toxic blooms of cyanobacteria in the Patos Lagoon Estuary, Southern Brazil. J. Aq. Ecos. Health, v.5, p. 223-229, 1996.

YUNES, J.S.; CUNHA, N.T.; PROENÇA, L.A.; MONSERRAT; J.M. Cyanobacterial neurotoxins from Southern Brazilian Freshwaters. *Comments Toxicol.*, v.9, p.103- 115, 2003.

## Perifiton

ALMEIDA, S.Z.; FERNANDES, V.O. Effects of intensive fish-farming and domestic wastewater on the periphytic algal community in a tropical coastal lagoon (Juara, Brazil). **Acta Scientiarum, Biological Sciences**, v. 35, p. 335-342, 2013.

ALMEIDA, S.Z.; FERNANDES, V.O. Periphytic algal biomass in two distinct regions of a tropical coastal lake. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 24, p. 244-254, 2012.

ALTERMATT F.; BIEGER A.; CARRARA F.; RINALDO A.; HOLYOAK M. Effects of Connectivity and Recurrent Local Disturbances on Community Structure and Population Density in Experimental Metacommunities. **PLoS ONE**, 2011

APHA - American Public Health Association. **Standard methods for the examination of water and wastewater**. 21st edition. APHA: Washington DC, p. 874, 2005.

BAK M.; LANGE-BERTALOT H. Four small-celled *Planorhynchus* species from Central Europe proposed as new to science. **Oceanological and Hydrobiological Studies**, v. 43, p. 346-359, 2011.

BARBOUR, M. T. et al. **Rapid Bioassessment Protocols for use in wadeable streams and rivers - periphyton, benthic macroinvertebrates, and fish**. 2nd ed. p.233-298, 1999.

BASELGA, A. Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. **Global Ecology and Biogeography**, v. 19, p. 134-143, 2010.

BATTARBEE, R. W. et al. Diatoms. In: SMOL, J. P; BIRKS, H. J. B.; LAST, W. M. (eds.). **Tracking Environmental Change Using Lake Sediments**. London: Kluwer Academic Publishers, 2001. cap. 8, p. 155-203.

BECK, W.S.; MARKMAN, D.W.; OLEKSY, I.A.; LAFFERTY, M.H.; POFF, N.L. Seasonal shifts in the importance of bottom-up and top-down factors on stream periphyton community structure. **Oikos**, v. 128, p. 680-691, 2018

BERTHON, V.; BOUCHEZ, A.; RIMET, F. Using diatom life-forms and ecological guilds to assess organic pollution and trophic level in rivers: a case study of rivers in south-eastern France. **Hydrobiologia**, v.673, p.259–271, 2011

BESSER, J.M. et al. Biomonitoring of Lead, Zinc, and Cadmium in Streams Draining Lead-Mining and Non-Mining Areas, Southeast Missouri, USA. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 129, p. 227, 2007.

BRASIL. Resolução CONAMA 357, de 17 de março de 2005. Conselho Nacional de Meio Ambiente. Acesso em: 12 out. 2020

BUTTIGIEG P.L.; RAMETTE, A. A Guide to Statistical Analysis in Microbial Ecology: a community-focused, living review of multivariate data analyses. **FEMS Microbiol Ecol.**, v. 90, p. 543–550, 2014

CATTANEO, A.; COUILLARD, Y.; WUNSAM, S.; COURCELLES, M. Diatom taxonomic and morphological changes as indicators of metal pollution and recovery in Lac Dufault (Québec, Canada). **J Paleolimnol**, v. 32, p. 163–75, 2004

CAVATI, B.; FERNANDES, V. O. Algas perifíticas em dois ambientes do baixo rio Doce (lagoa Juparanã e rio Pequeno – Linhares, Estado do Espírito Santo, Brasil): variação espacial e temporal. **Acta Scientiarum - Biological Sciences**, v. 30, p. 439–448, 2008

CONNOR, E.F.; MCCOY, E.D. 2001. Species-area relationships. **Encyclopedia of Biodiversity**, v. 5: p. 397-411, 2001.

DENICOLA, D.M.; LELLOCK, A.J. Nutrient limitation of algal periphyton in streams along an acid mine drainage gradient. **Journal of Phycology**, v. 51, p. 739–749, 2015.

DUFRENE, M.; LEGENDRE, P. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. **Ecol. Monogr.** v.67, n.3, p.345-366, 1997

FERNANDES, V.O. **Variação temporal da estrutura e dinâmica da comunidade perifítica em dois tipos de substrato na Lagoa Imboassica, Macaé (RJ)**. 1997. 198 p. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1997

FERRAGUT, C., BICUDO, D.C. & VERCELLINO, I.S. Amostragem e medidas de estrutura da comunidade perifítica. In: A. SCHWARZBOLD, A. BURLIGA & L.C. TORGAN (eds.). Ecologia do perifíton. RiMa: São Carlos, 2013, p. 157- 177.

GOLTERMAN, H. L.; CLYMO, R. S.; OHNSTAD, M. A. M. 1978. **Methods for physical and chemical analisys of fresh waters**. 2a ed. Blackwell Scientific Publications: Oxford, p. 213, 1978.

HILL, B.H. et al. Periphyton community responses to elevated metal concentrations in a Rocky Mountain stream. **Hydrobiologia**, v. 428, p. 161, 2000.

SOININEN, J.; BARTELS, P.; HEINO, J.; LUOTO, M.; HILLEBRAND, H. Toward More Integrated Ecosystem Research in Aquatic and Terrestrial Environments, **BioScience**, v. 65, p. 174–182, 2015

JOHNSTON, E.L. & ROBERTS, S.A. 2009. Contaminants reduce the richness and evenness of marine communities: A review and meta-analysis. **Environmental Pollution**, v. 157, p. 1745-1752, 2009.

KUMARI, J.N.; VENKATESWARLU, V.; RAJKUMAR, B. Heavy metal pollution and phytoplankton in the river Moosi (Hyderabad), India. **International Journal of Environmental Studies**, v. 38, p. 157-164, 1991

LEGENDRE P.; LEGENDRE L. **Numerical Ecology**. Elsevier Science Publication: London, p. 1006. 2012

LIU, J.; QIU, Y.; HE, L.; LUO, K.; WANG, Z. Effect of iron and phosphorus on the microalgae growth in co-culture. **Archives of Microbiology**, 2020

LOWE, R.L.; PAN, Y. Periphyton patterns in lakes. In: Stevenson, R.J.; Bothwell, M.L.; Lowe, R.L. (Eds). **Algal ecology: freshwater benthic ecosystems**. New York: Academic Press. 1996. p. 57-76.

LUÍS, A.T.; TEIXEIRA, P.; ALMEIDA, S.F.P.; MATOS, J.X.; DA SILVA, E.F. Environmental impact of mining activities in the lousal area (Portugal): chemical and diatom characterization of metalcontaminated stream sediments and surface water of corona stream. **Sci Total Environ**, v. 409, p. 4312–4325, 2011

LUND, J.W.G., KIPLING, C. & LE-CREN, E.D. The inverted microscope method of estimating algal number and the statistical basis of estimating by counting. **Hydrobiologia**, v. 11, p. 143-170. 1958.

MAGURRAN, A. E. **Medindo a diversidade biológica**. Editora UFPR: Curitiba, p.262, 2011.

MANE, P.C.; BHOSLE, A.B. Bioremoval of Some Metals by Living Algae *Spirogyra* sp. and *Spirulina* sp. from aqueous solution. **International Journal of Environment Research**, v. 6, p. 571-576, 2012

MCCAULEY, J.R.; BOULDIN, J.L. Cadmium Accumulation in Periphyton from an Abandoned Mining District in the Buffalo National River, Arkansas. **Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 96, p. 757, 2016.

Moro, R.S.; Furstenberger, C.B. **Catálogo dos principais parâmetros ecológicos de diatomáceas não-marinhas**. Ponta Grossa : Editora UEPG, 1997, 262p.

OKSANEN, J.; TONTERI, T. Rate of compositional turnover along gradients and total gradient length. **J. Veg. Sci.**, v.6, p.815–824, 1995

OLENICI, A.; BLANCO, S.; BORREGO-RAMOS, M.; MOMEU, L.; BACIU, C. Exploring the effects of acid mine drainage on diatom teratology using geometric morphometry. **Ecotoxicology**, v. 26, p. 1018-1030, 2017.

PASSY, S. I. Diatom ecological guilds display distinct and predictable behavior along nutrient and disturbance gradients in running waters. **Aquatic Botany**, v. 86, p. 171–178, 2007.

PIENITZ, R.; ROBERGE, K.; VINCENT, W. F. Three hundred years of human-induced change in an urban lake: paleolimnological analysis of Lac Saint-Augustin, Quebec City, Canada. **Canadian Journal of Botany**, v. 84, p. 303-320, 2006

PIÑOSA, L.A.G. Influence of colonization time on phytoplankton growth during wet and dry seasons in brackish water pond. **Journal of Applied Phycology**, v. 30, p. 3633-3641, 2018

POIKANE, S.; KELLY, M.; CANTONATI, M. Benthic algal assessment of ecological status in European lakes and rivers: Challenges and opportunities. **Science of the Total Environment**, v. 568, p. 603–613, 2016.

RIMET, F.; BOUCHEZ, A. Use of diatom life-forms and ecological guilds to assess pesticide contamination in rivers: Lotic mesocosm approaches. **Ecological Indicators**, v. 11, p. 489–499, 2011.

RRDM. Relatório Anual: Anexo 3 Dulcícola – Perifiton – R18l. 60p., 2019

SALOMONI, S.; ROCHA, O.; HERMANY, G.; LOBO, E.; (2011) Application of water quality biological indices using diatoms as bioindicators in the Gravataí river, RS, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, p. 949–959, 2011

SALOMONI, S.E.; ROCHA, O.; CALLEGARO, V.L.; LOBO, E.A.; Epilithic Diatoms as Indicators of Water Quality in the Gravataí River, Rio Grande do Sul, Brazil. **Hydrobiologia**, v. 59, p. 233–246, 2006

SARTORY, D.P.; GROBBELAAR, J.E. Extraction of chlorophyll a from freshwater phytoplankton for spectrophotometric analysis. **Hydrobiologia**, v. 114, p.177-187. 1984.

SMITH, R.A.; DUNCAN, M.J. Velocity and Sediment Disturbance of Periphyton in Headwater Streams: Biomass and Metabolism. **Journal of the North American Benthological Society**, v. 18, p. 222–241, 1999

STENGER-KOVÁCS, C.; LENGYEL, E.; CROSSETTI, L.O.; ÜVEGES, V.; PADISÁK, J. Diatom ecological guilds as indicators of temporally changing stressors and disturbances in the small Torna-stream, Hungary. **Ecological Indicators**, v. 24, p. 138–147, 2013

STEVENSON, J.R. An introduction to algal ecology in freshwater benthic habitats. In: STEVENSON, J. R.; BOTHWELL, M. L.; LOWE, R. L. (Eds.). **Algal ecology: freshwater benthic ecosystems**. New York: Academic Press. 1996. p. 3-30.

UEHLINGER, V. Étude statistique des méthodes de dénombrement planctonique. **Archives des Sciences**, v. 17, p. 121-123. 1964.

UTERMOHL, H. Zur Vollkommenheit der quantitativen phytoplankton-methodik. **Verh. Internat. Verein. Theor. Angew. Limnol.**, v. 9, p. 1-39. 1958.



VAN DAM, H.; MERTENS, A.; SINKELDAM, J. A coded checklist and ecological indicator values of freshwater diatoms from the Netherlands. **Netherlands Journal of Aquatic Ecology**, v. 28, p. 117-133, 1994

VETRIVEL, S.A.; DIPTANGHU, M.; EBHIN, M.R.; SYDAVALLI, S.; GAURAV, N.; TIGER, K.P. Green algae of the genus *Spirogyra*: a potential absorbent for heavy metal from coal mine water. **Remediation**, v. 27, p. 81-90, 2017

WETZEL, R.G. Land-water interfaces: metabolic and limnological regulators. **Verh. Internat. Verein. Limnol.**, v. 24, p. 6-24, 1990.

WETZEL, R.G. Opening remarks. In: \_\_\_\_\_. **Periphyton of freshwater ecosystems**. The Hague: Dr. W. Junk Publishers, 1983. p. 339-346

WILK-WOŹNIAK, E.; POCIECHA, A.; CISZEWSKI, D. et al. Phyto- and zooplankton in fishponds contaminated with heavy metal runoff from a lead-zinc mine. *Oceanological and Hydrobiological Studies*, v. 40, 77-85, 2011

WOLOWSKI, K.; WALNE, P.L. Strombomonas and Trachelomonas species (Euglenophyta) from south-eastern USA. **European Journal of Phycology**, v. 42, p. 409-431, 2007

ZORZAL-ALMEIDA, S.; SALIM, A.; ANDRADE, M.R.M.; NASCIMENTO, M.N.; BINI, L.M.; BICUDO, D.C. Effects of land use and spatial processes in water and surface sediment of tropical reservoirs at local and regional scales. **Science of the Total Environment**, v. 644, p. 237-246, 2018

### **Macrófitas**

ALVES, J.A.A.; TAVARES, A.S.; TREVISAN R. **Composição e distribuição de macrófitas aquáticas na lagoa da Restinga do Massiambu, Área de Proteção Ambiental Entorno Costeiro, SC.** Rodriguésia, vol. 62, nº 4, p. 785-801, 2011.

APG IV. **An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants:** APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, vol. 181, nº 1, p. 1-20, 2016.

ARAÚJO, E.S.; SABINO, J.H.F.; COTARELLI, V.M.; FILHO, J.A.S.; CAMPELO, M.J.A. **Riqueza e diversidade de macrófitas aquáticas em mananciais da Caatinga.** *Diálogos & Ciência*, vol. 32, nº 1, p. 229-233, 2012.

BARBOUR, M.T.; GERRITSEN, J.; SNYDER, B.D.; STRIBLING, J.B. **Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadeable rivers: periphyton, benthic macroinvertebrates and fish.** 2. ed. Washington, D.C.: Environmental Protection Agency, Office of Water, 1999.

BFG - THE BRAZILIAN FLORA GROUP. Brazilian Flora 2020: **Innovation and collaboration to meet Target 1 of the Global Strategy for Plant Conservation (GSPC)**. Rodriguésia, vol. 69, nº 4, p. 1513-1527, 2018.

BIANCHINI-JÚNIOR, I. **Modelos de crescimento e decomposição de macrófitas aquáticas**. In: Thomaz SM & Bini LM. Ecologia e manejo de macrófitas aquáticas. Ed. da Universidade Estadual de Maringá, Maringá, 341 p., 2003.

BOVE, C.P.; GIL, A.S.B.; MOREIRA, C.B.; ANJOS, R.F.B. **Hidrófitas fanerogâmicas de ecossistemas aquáticos temporários da planície costeira do estado do Rio de Janeiro, Brasil**. Acta Botanica Brasilica, vol. 17, nº 1, p. 119-135, 2003.

CALLISTO, M.; GONÇALVES Jr., J.F. **A vida nas águas das montanhas**. Ciência Hoje, vol. 31, nº 182, p. 68-71, 2002.

CALLISTO, M.; GOULART, M.; BARBOSA, F.A.R.; Rocha, O. **Biodiversity assessment of benthic macroinvertebrates along a reservoir cascade in the lower São Francisco river (Northeastern Brazil)**. Brazilian Journal of Biology, vol. 65, nº 2, p. 1-6, 2005.

CNCFlora. **Lista Vermelha da flora brasileira versão 2012.2 Centro Nacional de Conservação da Flora**. Disponível em <http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/listavermelha>. Acesso em 15 outubro 2020.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de limnologia**. Rio de Janeiro: Interciência/FINEP, 1988. 575 p.

FERREIRA, F.A.; MORMUL, R.P.; PEDRALLI, G.; POTT, V.J.; POTT, A. **Estrutura da comunidade de macrófitas aquáticas em três lagoas do Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil**. Hoehnea, vol. 37, nº 1, p. 43-52, 2010.

FRANÇA, F.; MELO, E.; GÓES NETO, A.; ARAÚJO, D.; BEZERRA, M.G.; RAMOS, H.M.; CASTRO, I.; GOMES, D. **Flora vascular de açudes de uma região de semi-árido da Bahia, Brasil**. Acta Botanica Brasilica, vol. 17, nº 4, p. 549-559, 2003.

HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J.M.C. **Iron and free radical reactions: two aspects of antioxidant protection**. Trends Biochemical Science vol. 11, nº 9, p. 372-375, 1986.

HAMMER, Ø; HARPER, D.A.T.; RYAN, P.D. PAST: **Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis**. Palaeontologia Electronica, vol. 4, nº 1, p. 1-9, 2001.

HEEGARD, E.; BIRKS, H.H.; GIBSON, C.E.; SMITH, S.J.; WOLFEMURHY, S. **Species-environmental relationships of aquatic macrophytes in Northern Ireland**. Aquat. Bot., vol. 70, nº 3, p. 175-223, 2001.

IMLAY, J.A.; CHIN, S.M.; LINN, S. **Toxic DNA damage by hydrogen peroxide through the Fenton reaction in vivo and in vitro**. Science, vol. 240, nº 4852, p. 640-642, 1988.

IRGANG, B.E.; PEDRALLI, G.; WAECHTER, J.L. **Macrófitas aquáticas da estação ecológica do Taim, Rio Grande do Sul, Brasil**. Roessleria, vol. 6, nº 1, p. 395-405, 1984.

JONES, J.I.; LI, W.; MABERLY, S.C. **Area altitude and aquatic plant diversity**. Ecography., vol. 26, nº 4, p. 433 411-420, 2003.

KOVÁCS, M. (Ed.). **Biological Indicators in Environmental Protection**. Tradução de Á. Máthé, Z. Tuba, J. L. Meenks, Zs. Csintalan. Chichester: Ellis Horwood, 125 p., 1992.

KUFNER, D.C.L.; SCREMIN-DIAS, E.; GUGLIERI-CAPORAL, A. **Composição florística e variação sazonal da biomassa de macrófitas aquáticas em lagoa de meandro do Pantanal**. Rodriguésia, vol. 62, nº 4, p. 803-812, 2011.

LACOUL, P.; FREEMAN, B. **Environmental influences on aquatic plants in freshwater ecosystems**. Environ. Rev., vol. 14, nº 2, p. 89-136, 2006.

LIMA, L.F.; SILVA, S.S.L.; MOURA-JÚNIOR, E.G.; ZICKEL, C.S. **Composição florística e chave de identificação das macrófitas aquáticas ocorrentes em reservatórios do estado de Pernambuco**. Rodriguésia, vol. 62, nº 4, p. 771-783, 2011.

MALTCHIK, L.; OLIVEIRA, G.R.; ROLON, A.S.; STENERT, C. **Diversity and stability of aquatic macrophyte community in three shallow lakes associated to a floodplain system in the South of Brazil**. Interciencia, vol. 30, nº 3, p. 166-170, 2005.

MANTOVANI, W.; MARTINS, F.R. **Variações fenológicas das espécies do cerrado da Reserva Biológica de Moji Guaçu, Estado de São Paulo**. Revista Brasileira de Botânica, vol. 11, nº 1/2, p. 101-112. 1988.

MOREIRA, S.N.; POTT, A.; POTT, V.J.; DAMASCENO-JÚNIOR, G.A. **Structure of pond vegetation of a vereda in the Brazilian Cerrado**. Rodriguésia, vol. 62, p. 4, p. 721-729, 2011.

MUHAMMETOG˘LU, A.; SOYUPAK, S. **A three-dimensional water quality-macrophyte interaction model for shallow lakes**. Ecological Modelling, vol. 133, nº 3, p.161-180. 2000.

NEIFF, J.J. **Ideas para la interpretacion ecológica del Paraná**. Interciencia, vol.15, nº 6, p. 424-441, 1990.

NEVES, E.L.; LEITE, K.R.B.; FRANÇA, F.; MELO, E. **Plantas aquáticas vasculares em uma lagoa de planície costeira no município de Candeias, Bahia, Brasil**. Sitientibus Série Ciências Biológicas, vol. 6, nº 1, p. 24-29, 2006.

OERTLI, B.; JOEY, D.A.; CASTELLA, E.; JUGE, R.; CAMBIN, D.; LACHAVANNE, J.B. **Does size matter? The relationship between pond area and biodiversity**. Biological Conservation, vol. 104, nº 1, p. 59-70, 2002.

PAROLIN, P. **Submergence tolerance vs. escape from submergence: two strategies of seedling establishment in Amazonian floodplains**. Environm. Experim. Botany, vol. 48, nº 2, p. 177-186, 2002.

PEDRALLI, G. **Macrófitas aquáticas como bioindicadoras da qualidade da água: alternativa para usos múltiplos de reservatórios**. In Ecologia e manejo de macrófitas aquáticas (S.M. Thomaz & L.M. Bini, eds.). Universidade Estadual de Maringá, Maringá, 2003.

PEIXOTO, A.L.; MAIA, L.C. **Manual de Procedimentos para Herbários. INCT-Herbário virtual para a Flora e os Fungos**. Editora Universitária UFPE, Recife, 2013.

Pivari, M.O.D.; Salimena, F.R.G.; Pott, V.J.; Pott, A. **Macrófitas Aquáticas da Lagoa Silvana, Vale do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil**. Iheringia, 63(2) 321-327, 2008.

PIVARI, M.O.D.; OLIVEIRA, V.B.; COSTA, F.M.; FERREIRA, R.M.; SALINO, A. **Macrófitas aquáticas do sistema lacustre do Vale do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil**. Rodriguésia, vol. 62, nº 4, p. 759-770, 2011.

POMPEO, M.L.M. **Monitoramento de Macrófitas Aquáticas**. Oecol. Bras., vol. 12, nº 3, p. 406-424, 2008.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: **A language and environment for statistical computing**. **Vienna, Austria**: R Foundation for Statistical Computing. Disponível em <http://www.R-project.org/> Acesso em 6 setembro 2019.

RICHARDSON, C.J.; FERRELL, G.M.; VAITHIYANATHAN, P. **Nutrient effects on stand structure, resorption efficiency, and secondary compounds in everglades sawgrass**. Ecology, vol., 80, nº 7, p. 2182-2192, 1999.

ROLON, A.S.; HOMEM, H.F.; MALTCHIK, L. **Aquatic macrophytes in natural and managed wetlands of Rio Grande do Sul State, Southern Brazil**. Acta Limnologica Brasiliensia, vol. 22, nº 2, p. 133-146, 2010.

SHOTYK, W.; LE ROUXY, G. **Biogeochemistry and cycling of lead**. Metal Ions Biological Systems, vol. 43, nº 1, p. 239-275, 2005.

SMITH, A.R.; PRYER, K.M.; SCHUETTEL, E.; KORALL, P.; SCHNEIDER, H.; WOLF, P.G. **A classification for extant ferns**. Taxon, vol. 55, nº 3, p. 705-731, 2006.

SOUZA, W.O.; PENA, N.T.L.; GARBIN, M.L.; ALVES-ARAÚJO, A. **Macrófitas aquáticas do Parque Estadual de Itaúnas, Espírito Santo, Brasil**. Rodriguésia, vol. 68, nº 5, p. 1907-1919, 2017.

THIERS, B. Index Herbariorum: **A global directory of public herbaria and associated staff**. **New York Botanical Garden's Virtual Herbarium**. Disponível em <http://sweetgum.nybg.org/science/ih/> Acesso em 6 setembro 2019.

VAN GEEST, G.J.; WOLTERS, H.; ROOSEN, F.C.J.M.; COOPS, H.; ROIJACKERS, R.M.M.; BUIJSE, A.D.; SCHEFFER, M. **Water-level fluctuations affect macrophyte richness in floodplain lakes**. Hydrobiologia, vol. 539, nº 1, p. 239-248, 2005.

## Zooplâncton

BAYS, S.; CRISMAN, T.L. Zooplankton and trophic state relationships in Florida lakes. **Can. J. Fish. Aquat. Sci.**, v. 40, p. 1813-1819, 1983.

BJERRING, R.; AMSINCK, S. L. Zooplankton as indicators in lakes - a plea for including zooplankton in the ecological quality assessment of lakes according to the European Water Framework Directive (WFD). **Hydrobiologia**, v. 676, p. 270-297, 2011.

BOMFIM, F. F.; BRAGHIN, L. S. M.; BONECKER, C. C.; LANSAC-TÔHA, F. A. High food availability linked to dominance of small zooplankton in a subtropical floodplain. **Int. Rev. Hydrobiol.**, v. 103, p. 26–34, 2018.

BONECKER, C.C.; DINIZ, L.P.; BRAGHIN, L.S.M.; MANTOVANO, T.; SILVA, J.V.F.; BOMFIM F.F.; MOI, D.A.; DEOSTI, S.; SANTOS, G.N.T.; CANDEIAS, D.A.; MOTA, A.J.M.M.; VELHO, L.F.M.; LANSAC-TÔHA, F.A. Synergistics effects of natural and anthropogenic impacts on zooplankton diversity in a subtropical floodplain: a long-term study. **Oecol. Aust.**, v. 24, p. 524-537, 2020.

BOTTRELL, H. H.; DUNCAN, A.; GLIWICZ, Z .M.; GRYGIEREK, E.; HERZIG, A.; HILLBRICHT-ILKOWSKA, A.; KUROSAWA, H.; LARSSON, P.; WEGLENSKA, T. A review of some problems in zooplankton production studies. **Norw. J. Zool.**, v. 24, p. 419-456, 1976.

BRAGHIN, L. S. M.; DIAS, J. D.; SIMÕES, N. R.; BONECKER, C. C. Food availability, depth and turbidity drive zooplankton functional diversity over time in a Neotropical floodplain. **Aquat. Sci.**, v. 82, Article number: 10, 2021.

BRITO, S. L.; MAIA-BARBOSA, P. M.; PINTO-COELHO, R. M. Zooplankton as an indicator of trophic conditions in two large reservoirs in Brazil. *Lakes Reserv.* **Res. Manag.**, v. 16, p. 253–264, 2011.

BRITO, S.A.C.; CAMARGO, M.; MELO, N.F.A.C.; ESTUPIÑAN, R.A. A checklist for the zooplankton of the Middle Xingu – an Amazon River system. **Braz. J. Biol.**, v. 75, p. S55-S64, 2015.

CHARRAD, M.; GHAZZALI, N.; BOITEAU, V.; NIKNAFS, A. NbClust: An R Package for Determining the Relevant Number of Clusters in a Data Set. *J. Stat. Softw.* 61:6, 2014.

COSTA, B. N. S.; PINHEIRO, S. C. C.; DE OLIVEIRA LIMA, M.; AMADO, L. L. Microzooplankton as an indicator of environmental quality at an industrial complex in the Brazilian Amazon. **Ecol. Indic.**, v. 66, p. 220–229, 2016.

DIAS, J.D.; SIMÕES, N.R.; MEERHOFF, M.; LANSAC-TÔHA, F.A. Hydrological dynamics drives zooplankton metacommunity structure in a Neotropical floodplain. **Hydrobiologia**, v. 781, p. 109-125, 2016.

DÍAZ, S.; FARGIONE, J.; CHAPIN I.I.I.; F.S.; TILMAN, D. Biodiversity loss threatens human well-being. **PLoS Biol.**, v. 4, p. 1300–1305, 2006.

FIGUEREDO, C. C.; PINTO-COELHO, R. M.; LOPES, A. M. M. B.; LIMA, P. H. O.; GÜCKER, B.; GIANI, A. From intermittent to persistent cyanobacterial blooms: Identifying the main drivers in an urban tropical reservoir. **J. Limnol.**, v. 75, p. 445–454, 2016.

FRAGOSO-MOURA, E.N.; OPORTO, L.T.; MAIA-BARBOSA, P.M.; BARBOSA, F.A.R. Loss of biodiversity in a conservation unit of the Brazilian Atlantic Forest: the effect of introducing non-native fish species. **Braz. J. Biol.**, v.76, p. 18-27, 2016.

GAEDKE, U. The size distribution of plankton biomass in a large lake and its seasonal variability. **Limnol. Oceanogr.**, v. 37, p. 1202–1220, 1992.

GOBLER, C. J.; DAVIS, T. W.; COYNE, K. J.; BOYER, G. L. Interactive influences of nutrient loading, zooplankton grazing, and microcystin synthetase gene expression on cyanobacterial bloom dynamics in a eutrophic New York lake. **Harmful Algae**, v. 6, p. 119–133, 2007.

HANSSON, L. A.; GUSTAFSSON, S.; RENGEFORS, K.; BOMARK, L. Cyanobacterial chemical warfare affects zooplankton community composition. **Freshw. Biol.**, v. 52, p. 1290–1301, 2007.

JEPPESEN, E.; PEDER JENSEN, J.; SØNDERGAARD, M.; LAURIDSEN, T.; LANDKILDEHUS, F. Trophic structure, species richness and biodiversity in Danish lakes: changes along a phosphorus gradient. **Freshw. Biol.**, v. 45, p. 201–218, 2000.

KOBAYASHI, T.; SHIEL, R.J.; GIBBS, P.; DIZON, P.I. Freshwater zooplankton in the Hawkesbury-Nepean River: comparison of community structure with other rivers. **Hydrobiologia**, v. 377, p. 133-145, 1998.

LEITÃO, E.; PANOSSO, R.; MOLICA, R.; GER, K.A. Top-down regulation of filamentous cyanobacteria varies among a raptorial versus current feeding copepod across multilevel prey generations. **Freshw. Biol.**, v. 00, p. 1-15, 2020.

LITCHMAN, E.; OHMAN, M. D.; KIØRBOE, T. Trait-based approaches to zooplankton communities. **J Plankton Res.**, v. 35, p. 473–484, 2013.

LOPES, P.M.; BINI, L.M.; DECLERCK, S.A.J.; FARJALLA, V.F.; VIEIRA, L.C.G.; BONECKER, C.C.; LANSAC-TÔHA, F.A.; ESTEVES, F.A.; BOZELLI, R.L. Correlates of Zooplankton Beta Diversity in Tropical Lake Systems. **PLoS ONE** 9(10): e109581, 2014.

MAIA-BARBOSA, P. M.; MENENDEZ, R. M.; PUJONI, D. G. F.; BRITO, S. L.; AOKI, A.; BARBOSA, F. A. R. Zooplankton (Copepoda, Rotifera, Cladocera and Protozoa: Amoebozoa, Testacea) from natural lakes of the middle Rio Doce basin, Minas Gerais, Brazil. **Biota Neotrop.**, v. 14, e20134040, 2014.

MAIA-BARBOSA, P.M.; BOZELLI, R.L. Community structure and temporal dynamics of cladocerans in an Amazonian Lake (Lake Batata, PA, Brazil) impacted by bauxite tailings. **Acta Limnol. Bras.**, v. 18, p. 67-75, 2006.



MATSUMURA-TUNDISI, T.; SILVA, W. M. Occurrence of *Mesocyclops ogunnus* Onabamiro, 1957 (Copepoda Cyclopoida) in water bodies of São Paulo state, identified as *Mesocyclops kieferi* Van de Velde, 1984. **Braz. J. Biol.**, v. 62, p. 615–620, 2002.

MESCHIATTI, A. J.; ARCIFA, M. S. Early life stages of fish and the relationships with zooplankton in a tropical Brazilian reservoir: Lake Monte Alegre. **Braz. J. Biol.**, v. 62, p. 41–50, 2002.

MOREIRA, FWA, LEITE, MGP., FUJACO, MAG., CAMPOS, FPC, CAMPOS, LP., ESKINAZI-SANT'ANNA, EM. (2016). Assessing the impacts of mining activities on zooplankton functional diversity. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 28: e7.

NEVES, I. F.; ROCHA, O.; ROCHE, K. F.; PINTO, A. A. Zooplankton community structure of two marginal lakes of the River Cuiabá (Mato Grosso, Brazil) with analysis of Rotifera and Cladocera diversity. **Braz. J. Biol.**, v. 63, p. 329–343, 2003.

NOGUEIRA, M. G. Zooplankton composition, dominance and abundance as indicators of environmental compartmentalization in Jurumirim Reservoir (Paranapanema River), São Paulo, Brazil. **Hydrobiologia**, v. 455, p. 1–18, 2001.

PEIXOTO, R. S.; BRANDÃO, L. P. M.; VALADARES, C. F.; BARBOSA, P. M. M. Occurrence of *Kellicottia bostoniensis* (Rousselet, 1908) and *Mesocyclops ogunnus* Onabamiro, 1957 in lakes of the Middle River Doce, MG, Brazil. **Acta Limnol. Bras.**, v. 22, p. 356–360, 2010.

PEIXOTO, R. S.; SÁ, C. E. M. ; GUIMARÃES, A. S.; MAIA-BARBOSA, P. Seasonal fluctuations of the microcrustacean assemblages in the littoral zone of Lake Dom Helvécio (Parque Estadual do Rio Doce, MG). **Acta Limnol. Bras.**, 20, 213–219, 2008.

PERBICHE-NEVES G.; SAITO V.S.; PREVIAELLI D., ROCHA C.E.F.; NOGUEIRA M.G. Cyclopoid copepods as bioindicators of eutrophication in reservoirs: Do patterns hold for large spatial extents? **Ecol. Indic.**, v. 70, p. 340-347, 2016.

PERBICHE-NEVES, G.; SAITO, V. S.; SIMÕES, N. R.; DEBASTIANI-JÚNIOR, J. R.; NALIATO, D. A. O.; NOGUEIRA, M. G. Distinct responses of Copepoda and Cladocera diversity to climatic, environmental, and geographic filters in the La Plata River basin. **Hydrobiologia**, v. 826, p. 113–127, 2019.

RIVERA, F. V.; MENEZES, R. F.; ATTAYDE, J. L. Effects of the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) on the plankton community of a tropical reservoir during and after an algal bloom. **Hydrobiologia**, v. 817, p. 393–401, 2018.

ROBERTSON, B.A.; HARDY, E.R. Zooplankton of Amazonian lakes and rivers. In SIOLI, H. (Ed.). *The Amazon: limnology and landscape*. The Hague: Dr. W. Junk Publishers. **Monographie Biologicae**, v. 56, p. 337-352, 1984.

RUTTNER-KOLISKO, A. Suggestions for biomass calculations of plankton rotifers. **Arch. Hydrobiol.**, v. 8, p. 71-76, 1977.

SHANNON, C. E.; WEAVER, W. The Mathematical Theory of Communication. Urbana, IL: The University of Illinois Press, p. 1-117, 1949.

SILVA, W.M.; MATSUMURA-TUNDISI, T. Taxonomy, ecology, and geographical distribution of the species of the genus *Thermocyclops* Kiefer, 1927 (Copepoda, Cyclopoida) in São Paulo State, Brazil, with description of a new species. **Braz. J. Biol.**, v. 65, p. 521-531, 2005.

SPRULES, G.; GOYKE, P. Size-based structure and production in the pelagia of Lakes Ontario and Michigan. **Can. J. Fish Aquat. Sci.**, v. 43, p. 2603-2611, 1994.

SPRULES, W. G.; MUNAWAR, M. Plankton size spectra in relation to ecosystem productivity size and plankton size spectra in relation to ecosystem productivity size and perturbation. **Can. J. Fish Aquat. Sci.**, v. 43, p. 1789-1794, 1986.

WAHL, H.D.; GOODRICH, J.; NANNINI, M.A.; DETTEMERS, J.M.; SOLUK, D.A. Exploring riverine zooplankton in three habitats of the Illinois River Ecosystem: Where do they come from? **Limnol. Oceanogr.**, v. 53, p. 2583-2593, 2008.

### Integração

ABDULAZIZ, A.; SAGEER, S.; CHEKIDHENKUZHIYIL, J.; VIJAYAN, V.; PAVANAN, P.; ATHIYANATHIL, A.; NAIR, S. Unicellular cyanobacteria *Synechocystis* accommodate heterotrophic bacteria with varied enzymatic and metal resistance properties. **Journal of Basic Microbiology**, v. 56, p. 1-12, 2016.

BARBOUR, M. T. et al. **Rapid Bioassessment Protocols for use in wadeable streams and rivers - periphyton, benthic macroinvertebrates, and fish**. 2nd ed. p.233-298, 1999.

BIRKS, H. Numerical methods for the analysis of diatom assemblage data. In J. Smol& E. Stoermer (Eds.), **The Diatoms: Applications for the Environmental and Earth Sciences**. Cambridge: Cambridge University Press, 2010.

CALLIERI, C. *Synechococcus* plasticity under environmental changes. **FEMS Microbiology Letters**, v.364 (23), p. 1-8, 2017.

CALLIERI, C.; CARAVATI, E.; MORABITO, G.; OGGIONI, A. The unicellular freshwater cyanobacterium *Synechococcus* and mixotrophic flagellates: evidence for a functional association in an oligotrophic, subalpine lake. **Freshwater Biology**, v. 51, p. 263-273, 2006

CAREY, C.C; IBELINGS, B.W.; HOFFMANN, E.P.; HAMILTON, D.P.; BROOKES, J.D. Eco-physiological adaptations that favour freshwater cyanobacteria in a changing climate. **Water Research**, v.46, p. 1394-1407, 2012.

CATTANEO, A.; COUILLARD, Y.; WUNSAM, S.; COURCELLES, M. Diatom taxonomic and morphological changes as indicators of metal pollution and recovery in Lac Dufault (Québec, Canada). **J Paleolimnol**, v. 32, p. 163-175, 2004

EJSMONT-KARABIN, J. Rotifer occurrence in relation to age, depth and trophic state of quarry lakes. **Hydrobiologia**, v. 313, p. 21-28, 1995

ELLISON M.B.; DE NYS, R.; PAUL, N.A.; ROBERTS, D.A. Growth and metal bioconcentration by conspecific freshwater macroalgae cultured in industrial waste water. **PeerJ.**, 2:e401, 2014

GAUCH, H. G. **Multivariate analysis in community ecology**. Cambridge University Press, Cambridge, UK, 1982

HILL, B.H.; HERLIHY, A.T.; KAUFMANN, P.R.; STEVENSON, R.J.; MCCORMICK, F.H.; JOHNSON, C.B. Use of periphyton assemblage data as an index of biotic integrity. **Journal of North American Benthological Society**, v. 19, p. 50-67, 2000.

LEGENDRE, P.; LEGENDRE, L. 2012. **Numerical Ecology**. 3ed. Elsevier, 2012

LUCINDA, I. Composição de Rotífera de corpos d'água da bacia do Rio Tietê – São Paulo, Brasil. Universidade Federal de São Carlos. Tese de doutorado. Universidade Federal de São Carlos. Centro de Ciências Biológicas e da Saúde. 2003. 199 f

LUÍS, A.T.; TEIXEIRA, P.; ALMEIDA, S.F.P.; MATOS, J.X.; DA SILVA, E.F. Environmental impact of mining activities in the lousal area (Portugal): chemical and diatom characterization of metalcontaminated stream sediments and surface water of corona stream. **Sci Total Environ**, v. 409, p. 4312–4325, 2011

OLENICI, A.; BLANCO, S.; BORREGO-RAMOS, M.; MOMEU, L.; BACIU, C. Exploring the effects of acid mine drainage on diatom teratology using geometric morphometry. **Ecotoxicology**, v. 26, p. 1018-1030, 2017.

PARMAR, T. K.; RAWTANI, D.; AGRAWAL, Y. K. **Bioindicators**: the natural indicator of environmental pollution. **Frontiers in life science**, v. 9, p. 110-118, 2016

PERBICHE-NEVES, G.; SERAFIM-JÚNIOR, M.; GHIDINI, A. R.; BRITO, L. D. Spatial and temporal distribution of Copepoda (Cyclopoida and Calanoida) of an eutrophic reservoir in the basin of upper Iguaçu River, Paraná, Brazil. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 19, p. 393-406, 2007

RAHMAN, M.A.; SOUMYA, K.K.; TRIPATHI, A.; SUSHILSINGH, S. S.; GUPTA, A. Evaluation and sensitivity of cyanobacteria, *Nostocmuscorum* and *Synechococcus* PCC 7942 for heavy metals stress – a step toward biosensor. **Toxicological & Environmental Chemistry**, v. 93, p. 1982-1990, 2011

REYNOLDS, C. Nutrient uptake and assimilation in phytoplankton. In: REYNOLDS, C. **Ecology of phytoplankton**. New York: Cambridge, 2006. p. 145-177.

ROSSA, D. C.; LANSAC-TÔHA, F. A.; BONECKER, C. C.; VELHO, L. F. M. Abundance of cladocerans in the littoral regions of two environments of the upper Paraná river floodplain, Mato Grosso do Sul, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 61, p. 45-53, 2001

RUTTNER-KOLISKO, A. **The abundance and distribution of *Filinia terminalis* in various types of lakes as related to temperature, oxygen, and food**. In Rotatoria (pp. 169-175). Springer, Dordrecht, 1980.

SOUSA, W.; ATTAYDE, J. L.; ROCHA, E. D. S.; ESKINAZI-SANT'ANNA, E. M. The response of zooplankton assemblages to variations in the water quality of four man-made lakes in semi-arid northeastern Brazil. **Journal of Plankton Research**, v. 30, p. 699-708, 2008

WILK-WOŹNIAK, E.; POCIECHA, A.; CISZEWSKI, D. et al. Phyto- and zooplankton in fishponds contaminated with heavy metal runoff from a lead-zinc mine. **Oceanological and Hydrobiological Studies**, v. 40, p. 77-85, 2011

YAĞCI, M. A.; USTAOĞLU, M. R. Zooplankton fauna of Lake İznik (Bursa, Turkey). **Turkish Journal of Zoology**, v. 36, p. 341-350, 2012