

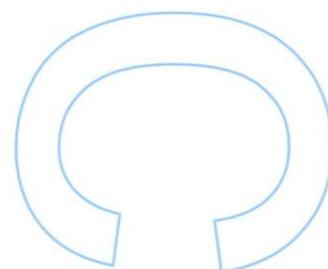
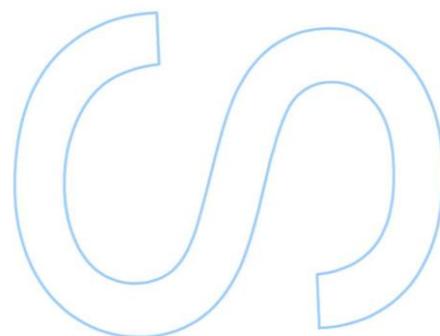
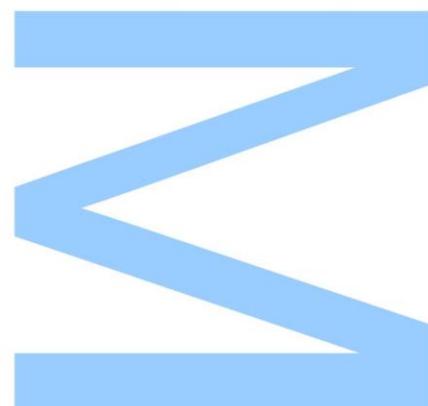
Avaliação da qualidade da água na Albufeira do Torrão: dinâmica do zooplâncton como bioindicador

Sandra Isabel Madureira Nogueira

Mestrado em Ecologia e Ambiente
Departamento de Biologia
Ano 2017/2018

Orientador

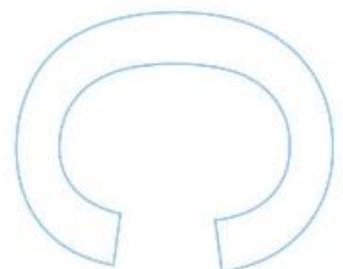
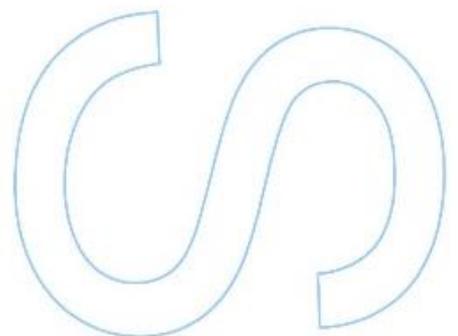
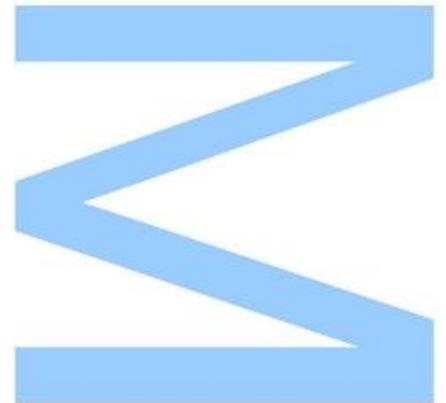
Sara Cristina Ferreira Marques Antunes, Professora Auxiliar Convidada, Faculdade de Ciências da Universidade do Porto e Investigadora de Pós-doutoramento do CIIMAR (Centro Interdisciplinar de Investigação Marinha e Ambiental)





Todas as correções determinadas pelo júri, e só essas, foram efetuadas.
O Presidente do Júri,

Porto, ____/____/____



Dissertação submetida a Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, para a obtenção do grau de Mestre em Ecologia e Ambiente, da responsabilidade do Departamento de Biologia.

A presente tese foi desenvolvida sob a orientação científica da Doutora Sara Cristina Ferreira Marques Antunes, Professora Auxiliar Convidada do Departamento de Biologia da FCUP e Investigadora de Pós-doutoramento do CIIMAR (Centro Interdisciplinar de Investigação Marinha e Ambiental).

Agradecimentos

Quero agradecer de forma mais sincera à professora Sara Antunes pela orientação do trabalho, pela disponibilidade, apoio e confiança que sempre me transmitiu. Foi sem dúvida a pessoa mais importante e fundamental ao longo desta jornada de trabalho. Obrigada!

Ao professor Nuno Formigo, agradeço a ajuda, a disponibilidade e a boa disposição nas saídas de campo e sempre que passava no laboratório.

A toda a equipa de trabalho do laboratório 1.14, pelos bons momentos, pelo apoio e interajuda. Agradeço ao Fábio por me dar a conhecer os cantos à casa, à Joana e ao Filipe pela companhia nas sessões à lupa e microscópio, ao Ivo pela ajuda no campo e organização do laboratório, ao Sérgio pela ajuda na elaboração dos mapas, à Conceição pela simpatia e ajuda sempre que precisava e ao mais recente membro da equipa, a Filipa que sempre nos mimou com os seus dotes culinários.

Aos tasqueiros, Tó, Fábio, Nala, Fatinha, Jorge, Talica que desde que entraram na minha vida, ela nunca mais foi a mesma. Obrigada!

Às minhas meninas, Cardósia, Mocotó, Nala, Maria, Vangoga vocês são das melhores coisas que levo da vida académica. Obrigada pelo apoio nos bons e maus momentos!

Aos meus amigos mais “velhinhos”, Louis, Patrícia, Diogo, Susana obrigada por fazerem parte da minha vida desde os primórdios!

À minha família, toda ela. Aos meus pais e ao meu irmão, que são o meu exemplo e inspiração para seguir em frente independentemente das dificuldades e que sempre me apoiaram nas minhas escolhas. Obrigada!

À minha tia Lurdes, que me acolheu em sua casa durante estes últimos anos. Com o apoio dela, tornou tudo isto possível! Um sincero obrigada!

A todos aqueles que não foram mencionados e que, de alguma forma, contribuíram para a realização deste trabalho. Obrigada!

Resumo

O estudo dos ecossistemas aquáticos lênticos e lóticos tornou-se cada vez mais importante nos últimos anos, nomeadamente em termos da política da água e da Diretiva Quadro da Água. Esta linha de investigação é focada na melhoria do conhecimento sobre a qualidade da água e sobre a estrutura das comunidades que ocorrem nestes ecossistemas, e ainda fornece informação sobre os efeitos resultantes dos diversos impactes no meio ambiente. Assim, o objetivo deste estudo pretendeu avaliar a qualidade da água da albufeira do Torrão, e compreender a importância das comunidades planctónicas como indicadores biológicos. Assim, foram definidos 5 locais de amostragem ao longo da albufeira do Torrão e ao longo de um ano foram recolhidas amostras em cada estação do ano. Em cada local foram registados parâmetros físicos e químicos *in situ*, e foram recolhidas amostras de água para determinações laboratoriais de alguns nutrientes. Adicionalmente, foram recolhidas amostras para caracterizar a dinâmica das comunidades planctónicas (zooplanctónica e fitoplanctónica). Os resultados dos parâmetros físicos e químicos classificaram esta albufeira com um Potencial Ecológico razoável. De acordo com os RQEs obtidos para o indicador biológico fitoplâncton, a albufeira do Torrão apresentou um Potencial Ecológico Razoável na primavera em dois locais (P e PF) e no verão em três locais (MC, PF e P). O Bom Potencial Ecológico foi observado nos restantes períodos de amostragem. Relativamente à comunidade zooplanctónica os resultados demonstraram uma maior abundância dos grupos Calanoida e Cyclopoida, embora os cladóceros também estiveram representados com abundância, nomeadamente dos géneros *Ceriodaphnia* e *Chydorus*. No verão, *Bosmina*, *Chydorus* e Cyclopoida são as *taxa* mais frequentes nos locais mais a montante da barragem, enquanto que os Calanoida são mais frequentes nos locais junto da barragem. Estes resultados parecem indicar que há uma tendência para um estado eutrófico nos locais mais a montante na albufeira, uma vez que as espécies aí observadas estão descritas como comuns em águas eutróficas. No tocante aos grupos funcionais, observou-se um aumento de abundância dos organismos omnívoros (Cyclopoida) na primavera acompanhada por elevados biovolumes de algas verdes filamentosas (ex. *Mougeotia*). Por outro lado, os organismos macrofiltradores registaram abundâncias mais elevadas no verão e no outono, períodos em que surgiram organismos fitoplanctónicos, nomeadamente *Ceratium*, normalmente associados a espécies zooplanctónicas macrofiltradoras.

Palavras-chave: Ecossistemas lênticos; plâncton; fitoplâncton; diretiva quadro da água; qualidade da água; água doce; grupos funcionais de zooplâncton

Abstract

The study of lentic and lotic aquatic ecosystems has become increasingly important in recent years, namely in terms of water policy and Water Framework Directive. This line of research improves our knowledge of the structure of the communities that inhabit them and provides a better understanding of the impact of the surrounding environment. Therefore, the objective of this study was to evaluate the water quality of Torrão reservoir and understand the relevance of zooplankton and phytoplankton communities as biological indicators. For this purpose, 5 sampling sites were defined in the reservoir, and one sampling will be done in each season. In each site, *in situ* physical and chemical parameters were recorded and water collected for nutrient determinations. Additionally, samples were collected to characterize the dynamics of planktonic communities (zooplankton and phytoplankton). The results of physical and chemical parameters were above the thresholds defined in the Water Framework Directive for lakes and reservoirs in summer and autumn, classifying this ecosystem with a reasonable status. According to the RQEs obtained for the phytoplankton biological indicator, the reservoir presented a reasonable ecological potential in the spring in two sampling sites (P and PF) and in summer in three sites (MC, PF and P). The good ecological potential was presented in the remaining sampling period. Regarding the zooplankton community the results showed that most observed individuals belong to the calanoid and cyclopoida groups, although cladocerans are also represented with *Ceriodaphnia* and *Chydorus* genus. In the summer, the results showed that *Bosmina*, *Chydorus* and cyclopoids are more frequent upstream, whereas calanoids are more frequent in the sites near the dam. This may indicate that there is a tendency for an eutrophic state upstream, since these species are described as more common in eutrophic waters. Concerning the functional groups, there was an increase in abundance of omnivores (Cyclopoida) in the spring, accompanied by high biovolumes of filamentous green algae (e.g. *Mougeotia*). In contrast, macrofiltrators recorded higher abundances in the summer and fall, when phytoplanktonic organisms appeared, namely *Ceratium*, usually associated with macrofiltrator species.

Keywords: Lentic ecosystems; plankton; phytoplankton; water framework directive; water quality; freshwater; zooplankton functional groups

Índice

1. Introdução	1
1.1. Importância da água	1
1.2. Albufeiras	3
1.3. Diretiva Quadro da Água	4
1.3.1. Elementos físicos e químicos de suporte geral	6
1.3.2. Elementos hidromorfológicos	7
1.3.3. Elementos biológicos - Fitoplâncton	8
1.4. Dinâmica funcional do zooplâncton	11
1.5. Objetivos	14
2. Materiais e métodos	15
2.1. Caracterização da área de estudo	15
2.2. Procedimentos de amostragem	17
2.3.1. Carência bioquímica em oxigénio - CBO5	19
2.3.2. Carbono orgânico dissolvido - COD	20
2.3.3. Turbidez	20
2.3.4. Teor em sólidos suspensos (TSS) e Sólidos suspensos voláteis (VSS)	20
2.3.5. Determinação da concentração em Fósforo	21
2.3.6. Determinação da concentração em Nitratos, Nitritos e Amónia	22
2.4. Procedimentos laboratoriais - Parâmetros biológicos	22
2.4.1. Fitoplâncton	22
2.4.2. Zooplâncton	25
2.5. Análise dos dados	25
3. Resultados	28
3.1. Parâmetros físicos e químicos da água	28
3.2. Comunidade fitoplanctónica	30
3.3. Comunidade zooplanctónica	33
4. Discussão	39
5. Conclusão	45
6. Referências bibliográficas	46
Anexos	55

Índice das figuras

Figura 1 – Água disponível no planeta Terra (fonte: https://saveh.com.br/artigos/a-disponibilidade-de-agua-no-mundo-e-no-brasil/).....	1
Figura 2 – População mundial, uso de água, áreas irrigadas (Adaptado: Gleick 2000).2	
Figura 3 – Representação gráfica dos diferentes níveis de estado trófico de ecossistemas lênticos relativamente à transparência, clorofila a e fósforo total (Fonte: http://www.lakeaccess.org/lakedata/datainfotsi.html).	4
Figura 4 – Classificação das características dos organismos zooplânctónicos de acordo com as suas características morfológicas, fisiológicas, comportamentais e ciclo de vida e as suas funções ecológicas, nomeadamente estratégias de alimentação, de sobrevivência e crescimento e reprodução. A negrito estão assinaladas as principais características (ex.: tamanho do corpo) que transcendem as várias funções ecológicas (alimentação, sobrevivência e crescimento e reprodução) e influenciam muitas outras características (ex.: morfológicas) (Litchman et al., 2013).....	12
Figura 5 – Delimitação geográfica da bacia hidrográfica do Douro (a azul) e da sub-bacia hidrográfica do Tâmega (a roxo) (Adaptado: A.P.A. 2016b)	15
Figura 6 – Localização geográfica da área em estudo no território português; Albufeira do Torrão assinalada com os diferentes locais de amostragem (mapa de Sérgio Ribeiro).	17
Figura 7 – A. Medição de parâmetros físico-químicos in situ com o auxílio de uma sonda multiparamétrica; B Recolha de uma amostra de água para posterior análise de parâmetros físicos e -químicos e biológica em laboratório; C. Recolha de zooplâncton com rede de arrasto com malha de 250 µm.	18
Figura 8 – Esquema elucidativo do processamento das amostras de água.	19
Figura 9 – A. Quantificação das concentrações de nutrientes (amónia, nitritos e nitratos) para cada amostra; B. Fotómetro de bancada (<i>Spectroquant Multy Colimeter</i>).	22
Figura 10 – Microscópio ótico e câmara de Neubauer para identificação e quantificação do fitoplâncton.	23
Figura 11 – Procedimento laboratorial para a leitura espectrofotométrica e respetivo espectrofotómetro (VWE UV 3100pc) das amostras de água após extração dos pigmentos fotossintéticos.....	24
Figura 12 – Lupa e caixa de Petri quadriculada para a contagem de zooplâncton.	25
Figura 13 - Representação gráfica da abundância relativa (%) das comunidades de zooplâncton para cada estação do ano em cada local de amostragem. Cada cor representa os diferentes grupos de zooplâncton.....	34

Figura 14 – Resultados da abundância relativa (%) dos grupos funcionais de zooplâncton tendo em conta a capacidade filtradora e de alimentação (Geller e Müller (1981) e Tabela 12). 37

Figura 15 – Representação gráfica da análise de correspondência canónica entre variáveis ambientais e abundância de zooplâncton. 38

Índice das tabelas

Tabela 1 – Parâmetros Físicos e Químicos de suporte geral a monitorizar em massas de água fortemente modificadas – albufeiras (<i>Adaptado de:</i> (INAG, 2009a)).....	6
Tabela 2 – Limiares máximos para os parâmetros físicos e químicos de suporte geral para o estabelecimento do Bom Potencial Ecológico em massas de água fortemente modificadas – albufeiras (INAG, 2009a).....	7
Tabela 3 – Elementos Hidromorfológicos e respetivas componentes e indicadores a utilizar na avaliação do Potencial Ecológico em águas fortemente modificadas - albufeiras (INAG, 2009a).	7
Tabela 4 – Indicadores para a avaliação do elemento biológico fitoplâncton em albufeiras (<i>Adaptado de:</i> (INAG, 2009b)).....	8
Tabela 5 – Principais características da bacia hidrográfica e albufeira do Torrão (SNIRH, 2018).	16
Tabela 6 – Locais de amostragem na albufeira e respetivas coordenadas geográficas.	17
Tabela 7 – Resultados dos parâmetros físicos e químicos determinados em laboratório [fósforo total (P) e nitratos (NO ₃ ⁻)] e <i>in situ</i> [pH e oxigénio dissolvido (O ₂)] para cada local de amostragem em cada estação do ano. Por baixo de cada parâmetro estão indicados os valores de referência para o estabelecimento do Bom Potencial Ecológico em massas de água fortemente modificadas do tipo norte. A negrito destacam-se os valores que excederam os limiares propostos pela DQA para cada parâmetro.....	28
Tabela 8 – Resultados dos parâmetros físicos e químicos determinados <i>in situ</i> [(condutividade (Cond) e temperatura da água (Temp))] e em laboratório [nitritos (NO ₂ ⁻), amónia (NH ₄ ⁺), turbidez (Turb), carbono orgânico dissolvido (CDOC), carência bioquímica em oxigénio (CBO5), total de sólidos suspensos (TSS) e total sólidos dissolvidos (VSS)] para cada local de amostragem em cada estação.	30
Tabela 9 – Resultados dos índices de diversidade Shannon-Weaver (H' – diversidade) e equitabilidade Pielou (J – Equitabilidade) referentes à comunidade de fitoplâncton para cada ponto de amostragem em cada estação do ano.....	31
Tabela 10 – Valores da biomassa [Clorofila <i>a</i> (Chl <i>a</i>) e biovolume total (Biov.T.)] e da composição e abundância [% de biovolume de cianobactérias (% Biov. Cian.) e o Índice do Grupo de Algas (IGA)] da comunidade fitoplanctónica para cada estação do ano em cada ponto de amostragem e respetivos valores de referência* para albufeiras do tipo Norte. Classificação do Potencial Ecológico de acordo com o Rácio de Qualidade Ecológica (RQE) do fitoplâncton.	32

Tabela 11 – Índice de diversidade Índices de Diversidade e Equitabilidade: Índices de Shannon-Weaver (H' – diversidade) e Pielou (J – Equitabilidade) referentes à comunidade de zooplâncton para cada local de amostragem em cada estação do ano.	35
Tabela 12 – Grupos funcionais da comunidade zooplanctónica da albufeira do Torrão tendo em conta a capacidade filtradora e de alimentação (Adaptado de: Geller e Müller (1981)).	36

Lista de abreviaturas

APA	Agência Portuguesa do Ambiente
CBO5	Carência Bioquímica em Oxigénio
CCA	Análise de Correspondência Canónica
CDOC	<i>Colored Dissolved Organic Carbon</i>
Chl a	Clorofila a
DQA	Diretiva Quadro da Água
IGA	Índice de Grupo de Algas
INAG	Instituto Nacional da Água
RQE	Rácio de Qualidade Ecológica
TSI	<i>Trophic State Index</i>
TSS	Teor em Sólidos Suspensos
VSS	<i>Volatile Suspended Solids</i>

1.Introdução

1.1. Importância da água

A água é um recurso natural de extrema importância para os seres vivos, e no apoio ao ecossistema que os sustenta (Jackson et al., 2001). Por outro lado, a água desempenha um papel fundamental no desenvolvimento económico, no bem-estar da comunidade e nos valores culturais (Gleick, 1998). Cerca de dois terços da superfície do nosso planeta é ocupado por água, ainda assim, esta é escassa dadas as necessidades do Homem. De toda a água disponível, cerca 97 % é salgada e, portanto, imprópria para o consumo (Moss, 2010). A água doce representa aproximadamente cerca de 3 % da água do planeta, das quais 2,5 % está retida em calotes polares. Dos 0,5 % de água restantes no mundo, a maior parte está em aquíferos subterrâneos, de difícil acesso. Assim, apenas 0,04% da água do planeta está disponível à superfície, em rios, lagos, albufeiras (Figura 1) para posterior consumo. No entanto, é de realçar a sua extrema importância, dado que esta pequena fração de água doce sustenta pelo menos 100 mil espécies de, aproximadamente 1,8 milhões, ou seja quase 6 % de todas as espécies descritas atualmente (Dudgeon et al., 2006).

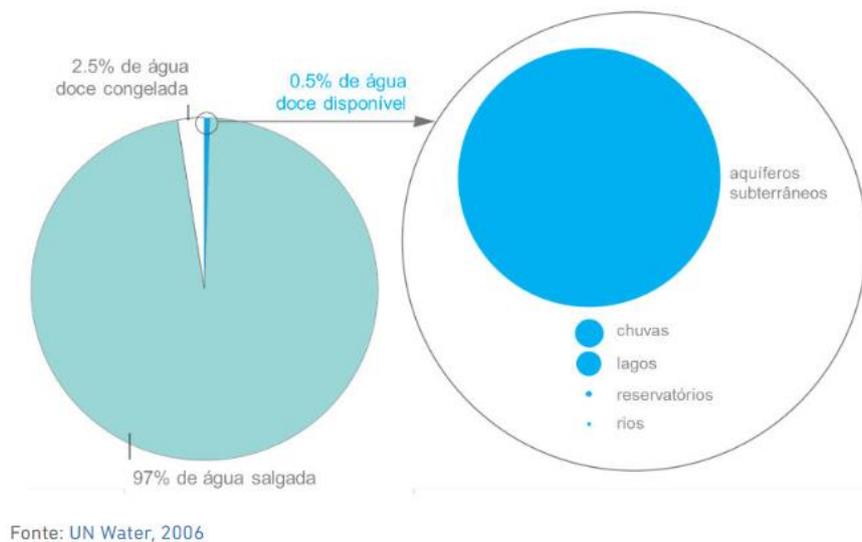


Figura 1 – Água disponível no planeta Terra (fonte: <https://saveh.com.br/artigos/a-disponibilidade-de-agua-no-mundo-e-no-brasil/>).

Durante milénios a água foi considerada um recurso infinito, contudo o gasto deste recurso para as mais variadas atividades industriais, agrícolas ou domésticas (Figura 2) tem estado no limiar de ultrapassar a taxa de produção natural da água no planeta (Wada et al., 2016). Note-se que o crescimento da população em todo o mundo

e as suas atividades estão diretamente relacionadas com a exploração deste recurso natural (Bengtsson et al., 2012).

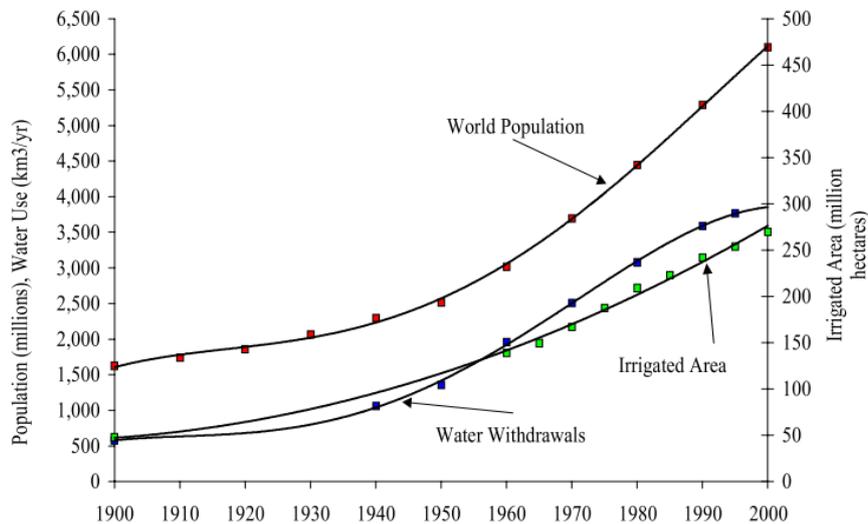


Figura 2 – População mundial, uso de água, áreas irrigadas (Adaptado: Gleick 2000).

Para satisfazer as necessidades, o Homem extrai grandes quantidades de água das águas superficiais e dos recursos hídricos subterrâneos. Mais ainda, para aumentar a disponibilidade de água superficial, dezenas de milhares de barragens foram construídas em rios e afluentes dos principais rios, onde as capacidades totais de armazenamento excedem atualmente os 8 000 km³ de água em todo o mundo (Lehner et al., 2011).

A disponibilidade de água potável é significativamente afetada pela poluição. A maioria dos problemas relacionados com a qualidade da água tem origem em diversas atividades antrópicas como a agricultura intensiva, a produção industrial, os resíduos domésticos e urbanos e águas residuais não tratadas. A expansão da agricultura industrial levou a um aumento na aplicação de fertilizantes e outros poluentes industriais que geram riscos ambientais e de saúde. Cargas excessivas de azoto e fosfato, grande parte resultante destas atividades, são os contaminantes químicos mais comuns nos recursos de água doce do mundo (World Water Assessment Programme, 2009), contribuem para o desenvolvimento de processos de eutrofização nos ecossistemas marinhos e de água doce. De acordo com a ocorrência destas atividades antropogénicas, a biodiversidade dos ecossistemas de água doce tem sido bastante degradada. Na Europa, mais de 40 % dos peixes de água doce estão em perigo eminente de extinção (UN-Water, 2011). A perda de comunidades biológicas coloca em

risco a dinâmica do equilíbrio ecológico e ambiental necessária para que o ecossistema funcione.

Para minimizar os impactos sobre os ecossistemas aquáticos dulçaquícolas torna-se importante compreender a sua estrutura, composição e dinâmica a fim de salvaguardar a qualidade ecológica destes ecossistemas. Além disso, ao garantir a proteção dos recursos aquáticos, garante-se a qualidade da água para as diversas atividades humanas (Helios-Rybicka et al., 2005).

1.2. Albufeiras

As albufeiras são massas de águas lânticas artificiais ou fortemente modificadas pelo Homem (INAG, 2009a). Atualmente, existem mais de 500 000 albufeiras no mundo, cobrindo pelo menos 0,1 km², com uma distribuição geográfica altamente heterogénea, sendo mais concentrada onde os lagos são escassos (Marce & Armengol, 2010). Estes ecossistemas artificiais assemelham-se aos lagos naturais na capacidade de armazenamento de água e na baixa velocidade do fluxo relativamente aos rios (INAG, 2009a). No entanto, os lagos naturais diferem das albufeiras em muitos aspetos, como a sua lenta formação por processos geomorfológicos naturais ou rápida criação como resultado de eventos catastróficos, por processos de estratificação, circulação de massa de água e hidrodinâmica controlada por fluxos naturais (Simões et al., 2015). Contudo, uma compreensão da dinâmica dos lagos naturais permite uma transição relativamente fácil para a compreensão das características destes ecossistemas artificiais – albufeiras (Wetzel, 2001).

Uma albufeira resulta da construção de uma barragem (barreira física) num rio, resultando na quebra de um ecossistema lótico transformando-o num sistema de lântico (a montante da construção). Esta alteração modifica os processos ecológicos, ou seja, a produção de matéria orgânica e ciclagem de nutrientes (Ackermann et al., 1973), modifica a estrutura das comunidades e o funcionamento do ecossistema que existia inicialmente (Ward & Stanford, 1995; Simões et al., 2015). A acumulação de água a montante da barragem, além de destruir os ecossistemas terrestres compromete a qualidade da água. O aumento da concentração de nutrientes como fósforo e azoto, provenientes dos lixiviados do solo e vegetação adjacente (Smith et al., 1999; Bhagowati & Ahamad, 2018) e potenciada pelas atividades antropogénicas, conduzem um estado de eutrofização.

A eutrofização é uma consequência de um aumento significativo da concentração de nutrientes (em particular fósforo e azoto) nas massas de água, que provoca um crescimento anormal dos produtores primários (fitoplâncton e plantas

aquáticas), que podem comprometer a qualidade da água e o equilíbrio da água do ecossistema (Hersch, 2012). Assim, uma massa de água pode ser caracterizada pelo seu estado trófico, isto é o seu grau de eutrofização, através do cálculo do Índice de Estado Trófico (TSI – *Trophic State Index*) (Carlson, 1977). Este índice classifica as massas de água em quatro categorias (Oligotrófico, Mesotrófico, Eutrófico e Hipereutrófico), de acordo com o enriquecimento de nutrientes e os efeitos da qualidade da água (Figura 3): concentração de alguns nutrientes responsáveis pelo crescimento do fitoplâncton (ex.: fósforo total e azoto), na transparência da água e o conteúdo de clorofila *a* (Carlson, 1977).

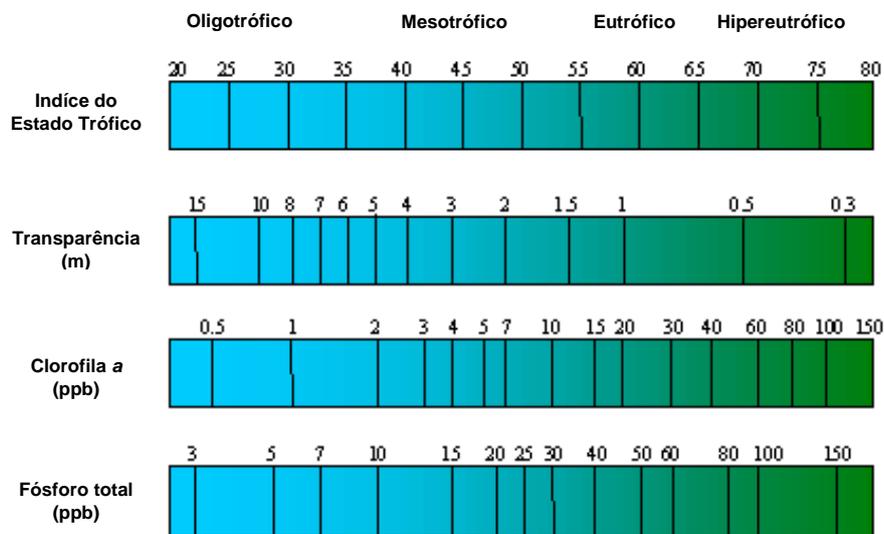


Figura 3 – Representação gráfica dos diferentes níveis de estado trófico de ecossistemas lênticos relativamente à transparência, clorofila *a* e fósforo total (Fonte: <http://www.lakeaccess.org/lakedata/datainfotsi.html>).

1.3. Diretiva Quadro da Água

A água tem sido explorada em grande escala ao longo dos anos, devido ao crescimento populacional, acompanhado do elevado desenvolvimento industrial. Esta situação tem registado uma perda de qualidade deste recurso hídrico, nomeadamente nos ecossistemas de água doce (Sánchez et al., 2007).

Com o intuito de responder a este desafio, a União Europeia aprovou em 2000 a Diretiva Quadro da Água 2000/60/EC (DQA), com o objetivo de padronizar o programa de monitorização e gestão sustentável dos cursos de água nos estados membros (Directiva 2000/60/CE, 2000). Prevenir a deterioração das massas de água e assegurar a proteção e melhoria dos ambientes aquáticos são metas importantes a cumprir de acordo com esta Diretiva (García-Chicote et al., 2018). Por isso, o grande desafio para a implementação da DQA é definir e determinar o “Estado Ecológico”, ou seja, a

qualidade estrutural e funcional dos ecossistemas aquáticos associados às águas de superfície (Søndergaard et al., 2005). Este conceito é classificado de acordo com um conjunto de elementos de qualidade biológica (fitoplâncton, macrófitas, fitobentos, invertebrados bentónicos e fauna piscícola) apoiado por um conjunto de elementos físicos e químicos e de qualidade hidromorfológica (INAG, 2009b; García-Chicote et al., 2018).

A DQA propõe que sejam criadas tipologias de massas de água, com base nas suas características geográficas essencialmente estáveis, como localização, altitude, área, profundidade e geologia de captação, evidenciadas em rios, lagos, águas de transição e águas costeiras (INAG, 2009c). Dentro de cada tipologia de massa de água, a qualidade ecológica deve ser estabelecida numa escala de "Excelente", "Bom", "Razoável", "Medíocre" e "Mau" (Moss, 2007). Esta classificação prevê que para se atingir um Bom Estado Ecológico, as características das comunidades biológicas apenas se desviarão ligeiramente das condições de referência, isto é, a qualidade ecológica esperada na ausência da influência antropogénica. Além disso, os valores dos parâmetros físicos e químicos e as características hidromorfológicas deverão ser compatíveis com os valores especificados para as comunidades bióticas (Søndergaard et al., 2005). No entanto, as condições de referência e as classificações ecológicas precisam de ser especificadas para cada tipologia de massa de água, uma vez que diferentes massas de água não respondem necessariamente da mesma maneira a um mesmo fator de stresse (exemplo: processos de eutrofização) (Søndergaard et al., 2005).

Assim, no âmbito da implementação da DQA foi estabelecida uma tipologia para as massas de água fortemente modificadas – albufeiras de acordo com o tempo de residência, área da bacia de drenagem e regime de exploração. Em Portugal, as albufeiras foram classificadas em três tipos, de acordo com a sua localização geográfica e curso do rio: as Albufeiras do Norte (hidroelétricas de águas frias, localizadas na região norte, em zonas montanhosas, como é o caso da albufeira do Torrão), as Albufeiras do Sul (irrigação/abastecimento de águas quentes, localizadas na região sul, em zonas de planície, como por exemplo a albufeira do Alqueva) e Albufeiras de Curso Principal (localizadas nos cursos principais dos rios Douro, Tejo e Guadiana) (INAG, 2009a).

Para as massas de água designadas como fortemente modificadas aplica-se o conceito de Potencial Ecológico, que representa o desvio que a qualidade do ecossistema aquático da massa de água apresenta relativamente ao máximo que pode atingir (Potencial Ecológico Máximo), após implementação de todas as medidas de mitigação que não têm efeitos adversos significativos sobre os usos específicos ou no ambiente em geral. As metodologias e instrumentos desenvolvidos para a avaliação do

Potencial Ecológico em albufeiras não são aplicáveis ao tipo Albufeiras de Curso Principal, devido às suas especificidades (apresentam um tempo de residência inferior a 10 dias e área de drenagem superior a 20000 km²). Deste modo, não foram definidos valores-guia para o estabelecimento do Bom Potencial Ecológico para as Albufeiras de Curso Principal (INAG, 2009a).

1.3.1. Elementos físicos e químicos de suporte geral

Tendo em contas as definições normativas da DQA para a avaliação do Estado Ecológico em Lagos e Potencial Ecológico de Albufeiras, deverão ser monitorizados os parâmetros físicos e químicos de suporte geral indicados na Tabela 1.

Tabela 1 – Parâmetros Físicos e Químicos de suporte geral a monitorizar em massas de água fortemente modificadas – albufeiras (*Adaptado de: (INAG, 2009a)*).

Elementos Físicos e Químicos Gerais	Parâmetro	Unidades
Condições de transparência	Profundidade de Secchi	M
	Sólidos suspensos totais (TSS)	mg/L
	Cor	escala Pt-Co
	Turbidez	NTU
Condições térmicas	Temperatura	°C
Condições de oxigenação	Perfil de oxigénio dissolvido	mg O ₂ /L
	Perfil de Taxa de Saturação em Oxigénio	% O ₂
	Carência Bioquímica de Oxigénio (CBO5)	mg O ₂ /L
	Carência Química em Oxigénio (CQO)	mg O ₂ /L
Salinidade	Condutividade elétrica a 20°C (média)	µS/cm
Estado de acidificação	pH	Escala de Sorensen
	Alcalinidade	mg HCO ₃ /L mg
	Dureza	mg CaCO ₃ /L
Condições de nutrientes	Nitratos	mg NO ₃ /L
	Nitritos	mg NO ₂ /L
	Azoto Amoniacal	mg NH ₄ /L
	Azoto Total	mg N/L
	Ortofosfato	mg PO ₄ /L
	Fósforo total	mg P/L

De acordo com a DQA, para os elementos físicos e químicos de suporte geral devem ser estabelecidas normas ambientais com valores de fronteira para três classes de qualidade: Excelente (Máximo), Bom e Razoável. No entanto, a inexistência de dados históricos a nível nacional que possibilitem estabelecer relações entre a informação dos elementos biológicos e elementos físicos e químicos apenas permite distinguir, nesta

fase, valores de fronteira entre as classes Bom e Razoável para alguns dos parâmetros físico-químicos gerais apresentados na Tabela 2 (INAG, 2009a).

Tabela 2 – Limiares máximos para os parâmetros físicos e químicos de suporte geral para o estabelecimento do Bom Potencial Ecológico em massas de água fortemente modificadas – albufeiras (INAG, 2009a).

Parâmetro	Limite para o Bom Potencial	
	Tipo Norte	Tipo Sul
Oxigénio Dissolvido	≥5 mg O ₂ /L	≥5 mg O ₂ /L
Taxa de Saturação em Oxigénio	Entre 60% e 120%	Entre 60 e 140%
pH	6 e 9	6 e 9
Nitratos	≤25 mg NO ₃ /L	≤25 mg NO ₃ /L
Fósforo total	≤0,05 mg P/L	≤0,07 mg P/L

1.3.2. Elementos hidromorfológicos

Os elementos hidromorfológicos permitem avaliar as massas de água através da determinação da compatibilidade entre as condições existentes e os valores dos elementos de qualidade biológica relativamente ao Potencial Ecológico Bom. A sua importância resulta do facto de serem o suporte abiótico para as comunidades biológicas que aí possam ocorrer. Os dois elementos hidromorfológicos para avaliação da qualidade da água de albufeiras definidos na DQA são o regime hidrológico e as condições morfológicas (Tabela 3). O regime hidrológico caracteriza as variações de fluxo das massas de água, ou seja, frequência de ocorrência de cheias ou secas numa determinada bacia hidrográfica. Relativamente às condições morfológicas estas integram informação sobre a variação da profundidade, a quantidade, a estrutura e o substrato do leito e a estrutura da zona ripícola.

Tabela 3 – Elementos Hidromorfológicos e respetivas componentes e indicadores a utilizar na avaliação do Potencial Ecológico em águas fortemente modificadas - albufeiras (INAG, 2009a).

Elemento hidromorfológicos	Componente	Indicador
Regime Hidrológico	Caudais e condições de escoamento	Afluências, caudal captado, turbinado, nível da água
	Tempo de residência	Tempo de residência
	Ligação a massas de água subterrâneas	
Condições Morfológicas	Variação da profundidade e largura	
	Estrutura da zona ripícola	
	Estrutura e substrato do leito	

1.3.3. Elementos biológicos - Fitoplâncton

Os elementos biológicos são sensíveis às alterações na qualidade da água qualquer que seja a ação exercida sobre o ecossistema. Assim, a DQA propõe para as albufeiras, o fitoplâncton como elemento biológico na caracterização destas massas de água. No entanto, para surpresa de muitos ecologistas (Søndergaard et al., 2005; Jeppesen et al., 2011; García-Chicote et al., 2018), o zooplâncton que tem um papel fundamental na teia alimentar como consumidor primário destes ecossistemas, não está incluído nesta Diretiva. Além disso, este componente biológico está descrito como bastante sensível a variações químicas e físicas do meio envolvente (García-Chicote et al., 2018). Assim, e de acordo com essa importância, vários autores têm demonstrado que o zooplâncton deveria ser um elemento biológico a incorporar na DQA para a avaliação do Potencial Ecológico destes ecossistemas dulçaquícolas lênticos (Søndergaard et al., 2005; Jeppesen et al., 2011).

Segundo o Anexo V da DQA, são considerados três atributos da comunidade fitoplanctónica para a avaliação da qualidade ecológica da água em albufeiras: biomassa, composição e abundância (Tabela 4) e intensidade e frequência de florescências fitoplanctónicas (*blooms*).

Tabela 4 – Indicadores para a avaliação do elemento biológico fitoplâncton em albufeiras (*Adaptado de:* (INAG, 2009b))

Elemento biológico	Componente	Indicador
Fitoplâncton	Composição e abundância	Índice de Grupo de Algas (IGA) %
		% Biovolume de Cianobactérias
	Biomassa	Concentração de Clorofila a (mg/m ³) Biovolume Total (mm ³ /L)

Relativamente à composição e abundância fitoplanctónica, o Índice de Grupo de Algas (IGA) é baseado em proporções de biovolume, onde este atribui pesos e compara grupos de algas característicos de sistemas eutróficos e grupos associados a ambientes menos produtivos. Ainda referente a este componente, a % do Biovolume de Cianobactérias, corresponde à percentagem do Biovolume total que é atribuído às espécies de Cianobactérias, excluindo as espécies de Chroococcales, com exceção dos géneros *Microcystis* e *Woronichinia*. No que diz respeito à componente de avaliação da biomassa fitoplanctónica, a concentração de clorofila a, corresponde a uma medida indireta de avaliação da biomassa fitoplanctónica através da medição da concentração deste pigmento fotossintético. Por fim, o Biovolume total quantifica o volume celular total de todas as espécies fitoplanctónicas presentes na amostra (INAG, 2009a).

Os organismos fitoplanctónicos possuem dimensões desde menos de 1 µm (uma única célula) até colónias com mais de 500 µm. A morfologia algal é diversa, variando de células únicas a colónias e filamentos complexos (Bellinger & Sigeo, 2015). Estes organismos são indicadores biológicos sensíveis a alterações na concentração de nutrientes, uma vez que obtêm os nutrientes diretamente na coluna de água (INAG, 2009b). Apesar de serem importantes elementos biológicos nos ecossistemas aquáticos, quando estes organismos ocorrem em abundâncias extremamente elevadas podem ter efeitos adversos significativos para o ecossistema. Assim, quando presentes em grande número, podem produzir *blooms* que, em decomposição, baixam o teor de oxigénio dissolvido na água, causando a morte dos peixes e outros problemas ecológicos (por exemplo, a eutrofização) (Bellinger & Sigeo, 2015).

A composição da estrutura fitoplanctónica está diretamente relacionada com o estado trófico. Assim, o crescimento da sua biomassa e a sequência das populações de fitoplâncton (sucessão sazonal) está relacionada com a disponibilidade de nutrientes, a componente abiótica e com as interações bióticas que lhes são adjacentes (Moss, 2010). Entre as comunidades fitoplanctónicas mais abundantes nos ecossistemas de água doce estão as cianobactérias, as microalgas clorófitas, as diatomáceas, os dinoflagelados, as criptófitas e as crisófitas.

As cianobactérias ou algas azuis (Cyanophyta) ocorrem amplamente em ambientes dulçaquícolas, variando desde formas unicelulares como *Synechococcus*, até grandes microalgas coloniais, como *Microcystis* (Wetzel, 2001). Em climas temperados, as cianobactérias dominam nas águas superficiais, onde competem com outras comunidades, normalmente em condições eutróficas (Bellinger & Sigeo, 2015). As cianobactérias possuem adaptações únicas de combate às deficiências e alterações nutricionais. Por exemplo, estes são os únicos organismos do grupo fitoplanctónico capaz de utilizar o azoto atmosférico (N²) como fonte de azoto via fixação biológica podendo assim contornar condições limitadas de azoto que ocorram no ecossistema (Paerl et al., 2001).

As algas verdes ou clorófitas (Chlorophyta) variam desde organismos unicelulares microscópicos até grandes colónias globulares e extensos crescimentos filamentosos. São caracterizados por uma coloração verde devido à predominância do pigmento fotossintético - clorofilas *a* (Wetzel, 2001). É um grupo com grande variedade morfológica e bem representado em ecossistemas dulçaquícolas, especialmente pelas ordens Volvocales e Chlorococcales. Em águas mesotróficas e eutróficas, as algas verdes normalmente não apresentam densidade elevadas (*blooms*) como as que podem ser observados com cianobactérias e diatomáceas (Bellinger & Sigeo, 2015).

As diatomáceas (Bacillariophyceae) caracterizam-se por possuírem valvas e as paredes celulares serem constituídas por sílica. Ambas as formas unicelulares e coloniais são comuns entre as diatomáceas. O grupo é dividido em diatomáceas centrais (Centrales), que possuem simetria radial, e as diatomáceas penadas (Pennales), que exibem simetria essencialmente bilateral (Wetzel, 2001). As diatomáceas são muito abundantes em ambientes de água doce ocorrendo quer na coluna de água (planctónicas) quer associadas a algum substrato (bentónica), contribuindo assim para a produtividade primária do ecossistema (Bellinger & Sigee, 2015). Em muitos lagos temperados, diatomáceas como *Asterionella* e *Tabellaria* dominam a população fitoplanctónica na primavera e no início do verão, numa altura em que a concentração de nutrientes inorgânicos (N, P) é elevada e a luminosidade e temperatura da água está a aumentar (Bellinger & Sigee, 2015).

Os dinoflagelados (Dinophyta) são algas flageladas unicelulares, a maioria com mobilidade. Predominam nas águas superficiais dos ecossistemas marinhos (cerca de 90 % são marinhos), enquanto que em ambientes de água doce registam-se cerca de apenas 220 espécies (Bellinger & Sigee, 2015). Uma grande maioria desenvolve uma parede celular conspícua, constituída por placas poligonais formando um invólucro resistente, a que se chama teca (*Ceratium*, *Glenodinium*, *Peridinium*) (Wetzel, 2001). Em ambientes dulçaquícolas, os dinoflagelados apresentam células de grandes dimensões, como *Ceratium* e *Peridinium*, tornando-os menos atrativos para a maioria dos organismos que deles se alimentam (Paerl et al., 2001). Essas características são típicas de organismos que são K estrategistas, dominando os ambientes que contêm altas populações de organismos e que vivem sob intensa competição (Bellinger & Sigee, 2015). É possível observar *blooms* destes organismos desde o verão até ao outono tal como acontece com os *blooms* de cianobactérias coloniais (Bellinger & Sigee, 2015).

As criptófitas (Cryptophyta) geralmente unicelulares de pequenas a médias dimensões, constituem uma fração relativamente pequena na comunidade fitoplanctónica, tanto em número de células como em biomassa. A maioria dos organismos fitoplanctónicos dulçaquícolas pertence à família Cryptomonadineae (*Cryptomonas*, *Rhodomonas* e *Chroomonas*) (Wetzel, 2001). Estes organismos apresentam preferência por águas enriquecidas em nutrientes, desde mesotróficas a hiper-eutróficas onde altas densidades dos géneros *Rhodomonas* e *Cryptomonas* podem ocorrer após períodos de enriquecimento de nutrientes (Paerl et al., 2001).

As crisófitas (Chrysophyta), conhecidas algas unicelulares ou coloniais, apresentam uma coloração dos pigmentos, em cloroplastos, de cor amarela, acastanhada ou castanho-dourada que lhes confere a designação de algas douradas (Wetzel, 2001). Existem cerca de 200 géneros e 1000 espécies, presentes

principalmente em ambiente dulçaquícola. Em muitos ecossistemas aquáticos, estes organismos são mais frequentes em condições adversas, tais como baixo teor em nutrientes e em lagos ácidos (Bellinger & Sigeo, 2015). Normalmente, encontram-se associadas a águas de boa a moderada qualidade (Laplace-Tretyure & Feret, 2016).

1.4. Dinâmica funcional do zooplâncton

O zooplâncton são organismos heterotróficos que ocorrem na coluna de água e desempenham um papel fundamental nas teias alimentares dos ecossistemas aquáticos (Jensen et al., 2013). Como consumidores primários são uma importante fonte de alimento para muitos invertebrados e vertebrados de dimensões superiores (Reid & Williamson, 2010), sendo responsáveis pela transferência de energia para os níveis superiores das teias tróficas. A sua alimentação é pouco diversificada, uma vez que a maioria são filtradores alimentando-se do seston que ocorre na coluna de água, nomeadamente fitoplâncton, bactérias e detritos (Moss, 2010).

A estrutura e abundância da comunidade zooplanctónica em sistemas aquáticos e sua distribuição espacial podem ser influenciadas quer por fatores abióticos quer por interações entre espécies (Brito et al., 2011). No entanto, alterações físicas e químicas no meio podem afetar a composição do fitoplâncton, e por conseguinte, alterar também a estrutura das comunidades zooplanctónicas (Jeppesen et al., 2005). Mais ainda, a qualidade e quantidade fitoplanctónica ao caracterizar o estado trófico do ecossistema, pode influenciar a riqueza específica, a estrutura, o tamanho corporal e a reprodução do zooplâncton (Brito et al., 2011). Além disso, a ação antropogénica, a morfologia do ecossistema aquático, o enquadramento geológico, o coberto vegetal e as condições climáticas são fatores decisivos na variação da densidade e diversidade das comunidades zooplanctónicas (Wetzel, 1993).

O zooplâncton apresenta uma diversidade estratégias ecológicas, padrões de dominância e efeitos nos ecossistemas. Segundo Litchman et al. (2013) as estratégias ecológicas do zooplâncton podem ser caracterizadas de acordo com sua função ecológica (alimentação, sobrevivência, reprodução e crescimento) e as suas características morfológicas, fisiológicas, comportamentais e ciclo de vida (Figura 4). A comunidade zooplanctónica pode aumentar a sua longevidade reduzindo o risco de predação e adaptando-se a períodos de escassez de alimentos (por exemplo durante o inverno). Para minimizar o risco de predação, eles adquirem características morfológicas (por exemplo, transparência) e comportamentais que reduzem a probabilidade de encontro com os predadores, bem como comportamentos que promovem fuga bem-sucedida uma vez ocorrido o encontro ou ainda, adotam defesas

morfológicas e químicas que reduzem a probabilidade de ingestão bem sucedida em caso de serem capturados (Ohman, 1988).

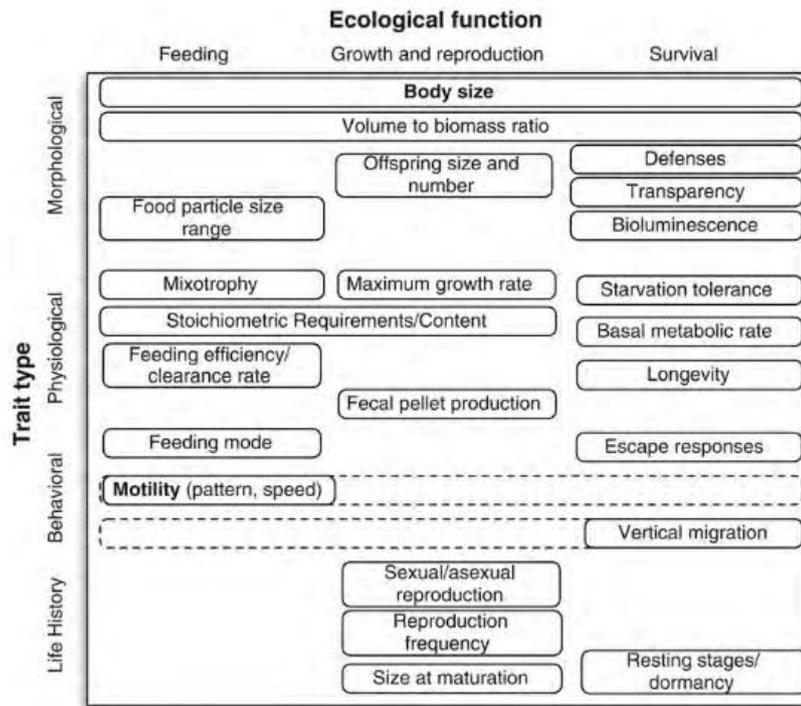


Figura 4 – Classificação das características dos organismos zooplânctônicos de acordo com as suas características morfológicas, fisiológicas, comportamentais e ciclo de vida e as suas funções ecológicas, nomeadamente estratégias de alimentação, de sobrevivência e crescimento e reprodução. A negrito estão assinaladas as principais características (ex.: tamanho do corpo) que transcendem as várias funções ecológicas (alimentação, sobrevivência e crescimento e reprodução) e influenciam muitas outras características (ex.: morfológicas) (Litchman et al., 2013).

A comunidade zooplânctónica é constituída por vários grupos de organismos, entre os quais se destacam os cladóceros, os copépodes e os rotíferos. Estes organismos estão descritos como extremamente sensíveis uma vez são significativamente afetados por vários stress ambientais (ex.: pesticidas, metais, fármacos), incluindo processos de eutrofização (Barnett et al., 2007; Castro et al., 2007; Kehayias et al., 2008; Kagalou et al., 2010; Jeppesen et al., 2011; Jensen et al., 2013; Litchman et al., 2013; Simões et al., 2015; Krupa et al., 2018). Geralmente, as respostas do ecossistema ao stress ambiental têm sido caracterizadas por mudanças na composição taxonómica, ou seja, na sua estrutura. Um estudo feito por Krupa et al. (2018) numa albufeira no Cazaquistão mostrou que os copépodes evitam águas com altas concentrações de polifosfatos e que as espécies de Calanoida tendem a desaparecer da comunidade quando o teor em metais pesados aumenta. No mesmo estudo, estes autores descreveram que as condições mais favoráveis para os cladóceros (em particular *Daphnia galeata*) são águas com alto teor de fosfatos, nitritos, zinco e algas verdes. Em sistemas de água doce eutrofizadas no Mediterrâneo, Kagalou et al. (2010) relatou que os rotíferos eram mais abundantes durante a estação quente,

enquanto os copépodes de pequenas dimensões dominavam durante os meses húmidos. Contudo, ao considerar os mecanismos por trás das respostas da comunidade aos gradientes ambientais, as características funcionais de espécies e/ou comunidades no ecossistema podem ser mais educativas em comparação com apenas abordagens taxonómicas (Litchman et al., 2013). A abordagem funcional também tem sido aplicada às comunidades zooplanctónicas em relação ao estado trófico dos lagos, explicando assim a base ecológica para mudanças na comunidade com a eutrofização (Barnett et al., 2007; Brito et al., 2011; Kiørboe, 2011; Straile, 2015).

A subclasse Copepoda, da classe Crustacea, é a maior das subclasses com mais de 14 000 espécies conhecidas, das quais mais de 2500 foram descritas para água doce (Reid & Williamson, 2010). Os copépodes de água doce podem distinguir-se de outros pequenos invertebrados aquáticos através das suas características morfológicas, ao apresentarem um corpo alongado e segmentado, apêndices segmentados na cabeça e no tórax, dois ramos caudais na extremidade posterior do abdómen, um único olho anterior e antenas conspícuas (Reid & Williamson, 2010). As ordens Cyclopoida, Calanoida e Harpacticoida são as mais representativas na comunidade planctónica. A maioria das espécies das ordens Calanoida e Cyclopoida é omnívora, mas seletiva na sua alimentação (Williamson & Butler, 1986). Os organismos Calanoida ingerem partículas que variam em tamanho, desde microcroalgas e bactérias até algas e zooplâncton de maiores dimensões (> 1 mm). Os indivíduos da ordem Cyclopoida ingerem partículas de maiores dimensões desde algas, rotíferos, copépodes, crustáceos e nematópodes (Reid & Williamson, 2010). Em relação aos organismos Harpacticoida, estes para além de se alimentarem de microalgas, fungos, protozoários, e bactérias, parecem ser capazes de usar a matéria orgânica dissolvida na água como fonte de alimento.

Os cladóceros, da ordem Cladocera, são crustáceos que pertencem à classe Branchiopoda cujas dimensões podem variar entre 0,2 mm a 18 mm. Alguns, mais concretamente as dáfnias são conhecidas por pulgas de água dada a sua morfologia e nado irregular (Dodson et al., 2010). Morfologicamente, caracterizam-se por possuir anténulas, antenas segmentadas - órgãos responsáveis pela sua locomoção, por possuírem carapaça transparente a amarela (Forró et al., 2008; Dodson et al., 2010) e um único olho composto e ocelo na fase adulta (Dodson et al., 2010). O seu ciclo de vida, semelhante ao dos rotíferos, decorre com sucessivas gerações de fêmeas partenogénicas. Os machos só estão presentes quando ocorrem condições ambientais desfavoráveis podendo deste modo ocorrer reprodução sexuada e conseqüentemente variabilidade genética das populações (Wetzel, 1993). Estes organismos são na sua maioria herbívoros (*Bosmina* spp., *Daphnia* spp., etc.), filtradores de fitoplâncton e

pequenos detritos, embora alguns géneros sejam carnívoros, alimentando-se de outros pequenos crustáceos (Moss, 2010; Smirnov, 2014). Contudo, as condições do ecossistema, nomeadamente a turbidez podem afetar a distribuição deste grupo de zooplâncton uma vez que os sedimentos finos podem interferir com o sistema de filtração (Dodson et al., 2010).

Os rotíferos são conhecidos como metazoários de menores dimensões, tendo entre 40 a 2 000 μm de tamanho, e a maior parte deles possui uma forma alongada, com a cabeça, o tronco e um pé bem distintos (Wetzel, 1993). São organismos filtradores e alimentam-se de algas, detritos e bactérias. Normalmente são pequenos predadores, de protozoários entre outros organismos, e algumas espécies têm carácter detritívoro. Os rotíferos são extremamente importantes na teia trófica como condutores do fluxo de energia, sendo essenciais na produtividade secundária e ciclagem de nutrientes. A sua dinâmica sazonal é complexa e variável, pelo que se torna difícil encontrar um padrão sazonal geral. As flutuações sazonais sofrem influência direta da temperatura e da qualidade e abundância alimentar, que vão afetar a reprodução e a longevidade dos rotíferos (Wetzel, 1993).

1.5. Objetivos

Este estudo teve como objetivo principal avaliar a qualidade da água da albufeira do Torrão e perceber a relevância da dinâmica do zooplâncton como um bioindicador complementar na avaliação da qualidade da água da albufeira. Para tal, foram usadas as metodologias em vigor em Portugal para a avaliação da qualidade da água de sistemas lênticos, fundamentadas de acordo com o preconizado na Diretiva Quadro da Água (DQA).

Assim, o presente trabalho definiu um conjunto de objetivos secundários:

- ✓ Determinar o Potencial Ecológico da albufeira do Torrão, avaliado através da utilização de indicadores biológicos (fitoplâncton) e físicos e químicos, implementando as métricas da DQA;
- ✓ Identificar e caracterizar os principais constituintes da albufeira em termos das comunidades planctónicas;
- ✓ Perceber se a alteração da dinâmica estrutural e funcional do zooplâncton pode ser um indicador importante na discriminação na classificação do Potencial Ecológico da massa de água da albufeira do Torrão;
- ✓ Determinar a importância do zooplâncton na avaliação da qualidade da massa de água em albufeiras, indo para além das métricas da DQA.

2. Materiais e métodos

2.1. Caracterização da área de estudo

A albufeira do Torrão situa-se na cidade de Marco de Canaveses, pertencente ao distrito do Porto. Confronta, a norte, com Amarante, a oeste, com Penafiel, a este, com Baião e a sul, com Castelo de Paiva e Cinfães (Castro et al., 2014). A albufeira do Torrão insere-se no rio Tâmega, o mais extenso e afluente com maior caudal do rio Douro em território português. Desde a sua nascente na Galiza, o rio Tâmega percorre aproximadamente 150 km, atravessando o extremo centro norte de Portugal até desaguar no rio Douro, em Entre-os-Rios. O rio Tâmega é a principal linha de água da sub-bacia Tâmega (Figura 5), que está inserida na bacia hidrográfica do Douro (A.P.A., 2016a).

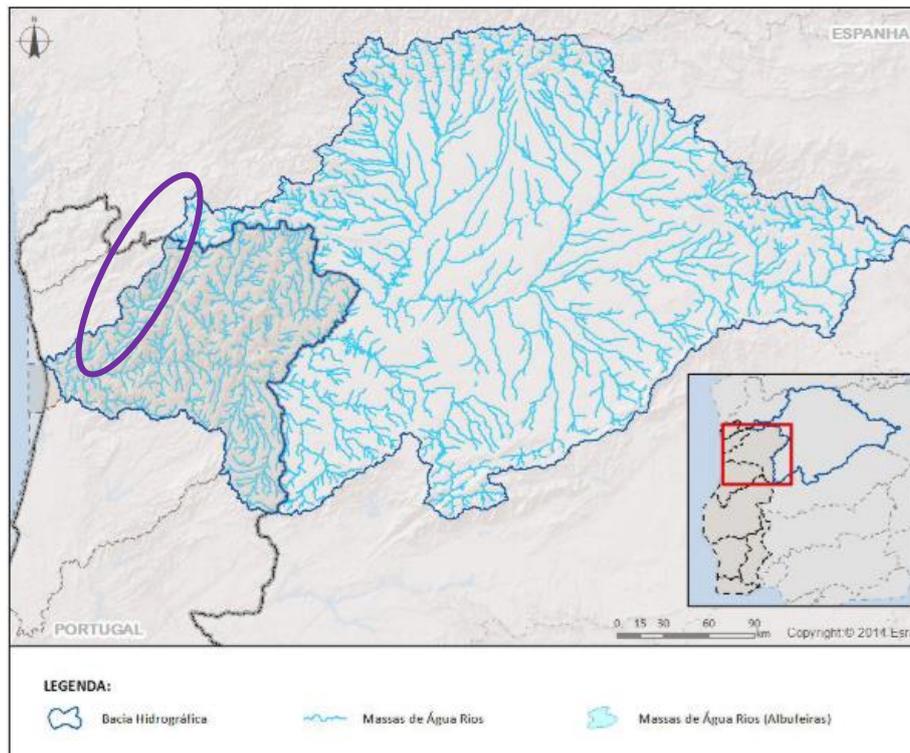


Figura 5 – Delimitação geográfica da bacia hidrográfica do Douro (a azul) e da sub-bacia hidrográfica do Tâmega (a roxo) (Adaptado: A.P.A. 2016b)

A bacia hidrográfica da albufeira do Torrão apresenta uma área de 3 268 Km², a altitude máxima é de 1336 m e a mínima de 48 m, apresentado um declive médio é 18,70 % (SNIRH, 2018). A albufeira apresenta uma capacidade total superior a 120 000 dam³, uma capacidade útil de 77 090 dam³ (Tabela 5) e uma cota do nível de pleno armazenamento (NPA) de 65 m.

Tabela 5 – Principais características da bacia hidrográfica e albufeira do Torrão (SNIRH, 2018).

Características	
Capacidade total (dam ³)	123 990
Capacidade útil (dam ³)	77 090
Volume morto (dam ³)	46 900
Área da bacia hidrográfica total (km ²)	3 268
Área da bacia hidrográfica própria (km ²)	528
Precipitação média anual (mm)	1574

O clima na região hidrográfica do Tâmega caracteriza-se por ser temperado com o Verão e o Inverno bem característicos. A precipitação média mensal na região hidrográfica do Douro é de cerca de 83 mm, sendo máxima em dezembro, com 140 mm, e mínima em julho e agosto, com 17 mm (A.P.A., 2012). Relativamente à temperatura, a média anual situa-se nos 15,2 °C, sendo que no verão pode chegar em média a 21,2 °C e no inverno a 9,6 °C (Portal do Clima, 2018). Relativamente ao uso do solo, verifica-se que este é marcado essencialmente pela ocupação florestal e extensas áreas agrícolas. Em 2007, mais de metade do território era ocupado por florestas, florestas abertas e vegetação natural (Castro et al., 2014). Os solos nesta região são, na generalidade, pouco profundos, devido à presença de declives acentuados que os torna particularmente sensíveis à erosão, causada pela escorrência superficial da água das chuvas. No que diz respeito à geomorfologia, e de acordo com a informação da carta litológica, o rio Tâmega é principalmente constituído por granitos e afins (68%), xistos (30%) e também quartezitos (1%). Os granitos dividem-se em duas categorias diferentes segundo a sua génese: granitos hercínicos de génese mesocrustal e granitos hercínicos de génese crustal profunda. Os primeiros encontram-se principalmente na região da Senhora da Graça, Paradaça, Vila Real e de Cavez e os segundos em Amarante e Celorico de Bastos (Portilho, 2013).

Para a realização do presente estudo foram definidos 5 locais de amostragem, nas margens da albufeira do Torrão. Os locais foram selecionados de acordo com a acessibilidade e tendo em consideração a heterogeneidade da paisagem envolvente. A Figura 6 e Tabela 6 apresentam a localização geográfica dos locais, sendo o primeiro (MC), o mais próximo do centro urbano do Marco de Canavezes e os dois últimos junto à barragem do Torrão, na margem esquerda (DLM) e na margem direita (DRM). A paisagem caracteriza-se por apresentar um mosaico de extensa área florestal, terrenos agrícolas e algumas praias fluviais. Os locais P e DLM ficam junto a pequenas praias fluviais, envolvidas por área florestal. Os locais PF e DRM caracterizam-se por

apresentarem uma extensa área florestal envolvente acompanhada por pequenos terrenos agrícolas.

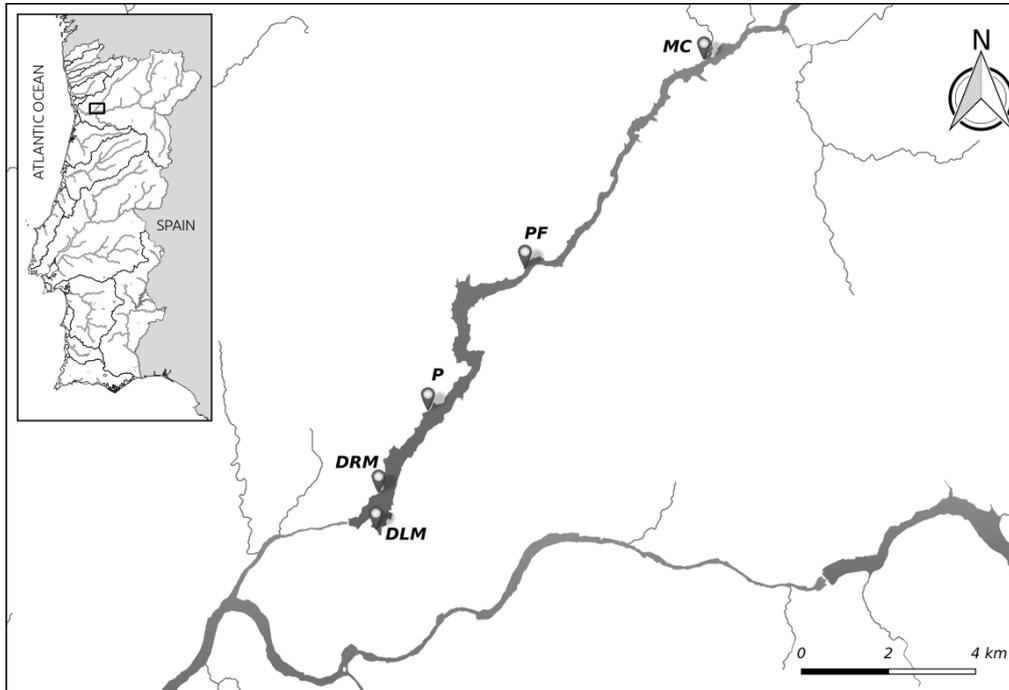


Figura 6 – Localização geográfica da área em estudo no território português; Albufeira do Torrão assinalada com os diferentes locais de amostragem (mapa de Sérgio Ribeiro).

Tabela 6 – Locais de amostragem na albufeira e respetivas coordenadas geográficas.

Locais de amostragem	Latitude	Longitude
MC - Marco Canaveses	41° 11' 38,05"	8° 09' 51,61"
PF - Pombal/Fafiães	41° 09' 01,59"	8° 12' 47,31"
P – Passinhos	41° 07' 14,31"	8° 14' 22,89"
DLM - Barragem - Margem Esquerda	41° 05' 44,77"	8° 15' 14,63"
DRM - Barragem - Margem Direita	41° 06' 12,48"	8° 15' 12,12"

2.2. Procedimentos de amostragem

As amostragens foram realizadas sazonalmente, em cada ponto de amostragem (Tabela 6). *In situ* foram medidos alguns parâmetros físicos e químicos da água, com recurso a uma sonda multiparamétrica (Multi 350i) (Figura 7A): oxigénio dissolvido em % e mg/L, condições de pH, condutividade elétrica em $\mu\text{S}/\text{cm}$, temperatura em $^{\circ}\text{C}$. Adicionalmente, em cada local foram recolhidos 5L de água (Figura 7B), para posterior análise laboratorial de outros parâmetros físicos e químicos da água (nitritos, nitratos,

amónia, fosfatos, teor em sólidos suspensos, teor em sólidos dissolvidos, turbidez, carbono orgânico dissolvido e carência bioquímica em oxigénio) e biológicos (fitoplâncton). As amostras foram transportadas para laboratório numa mala térmica e no escuro.

Em cada ponto de amostragem foram recolhidas amostras de zooplâncton. As amostras foram recolhidas com o auxílio de uma rede de mão de malha de 250 μm (Figura 7C), e em cada local foram efetuados 5 arrastos. As amostras foram armazenadas, de imediato, em frascos e conservadas em álcool 70% para posterior análise em laboratório.



Figura 7 – A. Medição de parâmetros físico-químicos *in situ* com o auxílio de uma sonda multiparamétrica; B Recolha de uma amostra de água para posterior análise de parâmetros físicos e -químicos e biológica em laboratório; C. Recolha de zooplâncton com rede de arrasto com malha de 250 μm .

2.3. Procedimentos laboratoriais – Parâmetros físico-químicos

Em laboratório, e sempre que possível, no mesmo dia da saída de campo, foram medidos os restantes parâmetros físicos e químicos da água, que estão enumerados nas normativas da DQA como parâmetros a monitorizar em massas de água fortemente modificadas – albufeiras (INAG, 2009a). Laboratorialmente, as amostras de água foram processadas de acordo com as quantificações a efetuar (Figura 8).

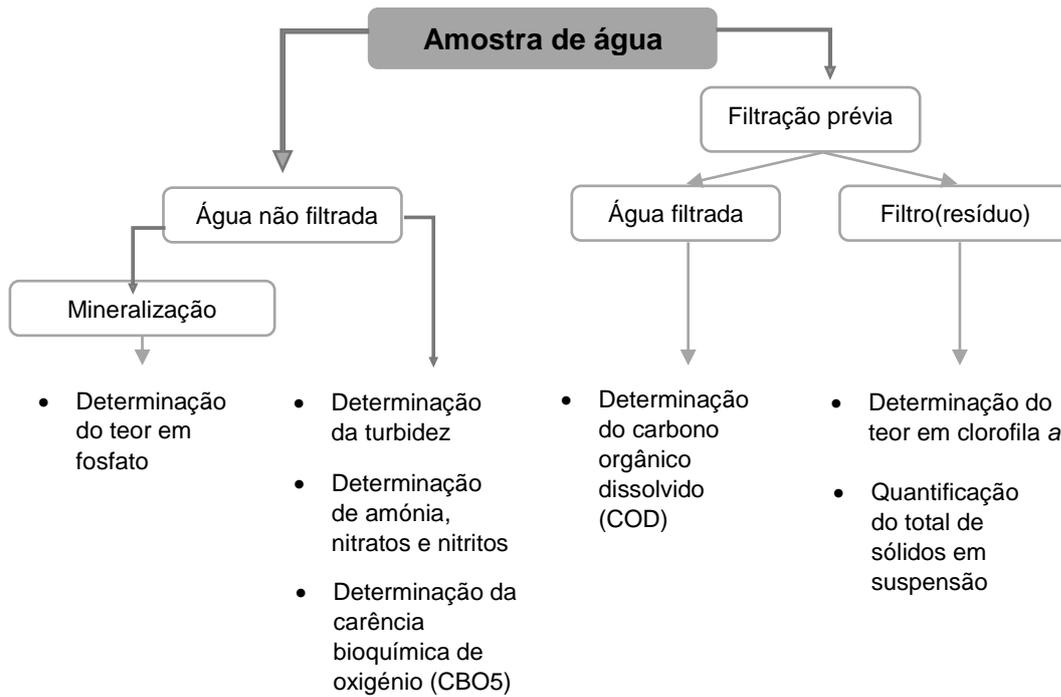


Figura 8 – Esquema elucidativo do processamento das amostras de água.

2.3.1. Carência bioquímica em oxigénio - CBO5

A carência bioquímica de oxigénio (CBO5) corresponde à quantidade de oxigénio dissolvido, que é consumido durante a degradação biológica aeróbia (oxidação) da matéria orgânica e/ou inorgânica (Brower et al., 1997). Para a determinação deste parâmetro, as amostras de água foram colocadas em frascos de vidro âmbar de 250 mL aos quais foi adicionada uma gota de inibidor de nitrificação (Allylthiourea). De seguida, mediu-se a concentração de oxigénio dissolvido (mg/L), e fechou-se o frasco, de modo a verter água para garantir que não ficou nenhum ar dentro do frasco. As amostras foram incubadas durante 5 dias, a 20 °C e no escuro. Após esse período, foi de novo medida a concentração de oxigénio dissolvido (mg/L). A carência bioquímica de oxigénio, em mg/L de O₂, foi calculada através da diferença entre as medições da concentração inicial e a concentração final de oxigénio dissolvido das amostras (Rand et al., 1976):

$$[CBO5] = [O_2]_{dia\ 0} - [O_2]_{dia\ 5}$$

onde [CBO5] é a concentração de oxigénio dissolvido (mg/L); [O₂] dia 0, é a concentração de oxigénio dissolvido no dia 0; e [O₂] dia 5, é a concentração de oxigénio dissolvido após 5 dias de incubação.

2.3.2. Carbono orgânico dissolvido - COD

O carbono orgânico dissolvido (DOC – Dissolved Organic Carbon) foi determinado indiretamente através da cor da água (CDOC – Colored Dissolved Organic Carbon). De acordo com a metodologia estabelecida por Williamson et al. (1999), a amostra de água foi previamente filtrada (filtro de fibra de vidro, 45 mm de diâmetro e de 1,2 µm de poro) e depois lida num espectrofotómetro a 320 nm, em cuvetes de quartzo. Posteriormente, calculou-se o coeficiente de absorção (ϵ_{320}) para cada amostra, segundo a expressão:

$$\epsilon_{320(m^{-1})} = \frac{2,30 \times ABS_{320}}{l}$$

onde ABS_{320} é a absorvância lida a 320 nm e l é o percurso ótico da cuvette (em cm).

2.3.3. Turbidez

A turbidez é uma propriedade ótica da água que resulta da presença de sólidos suspensos (partículas orgânicas, plâncton) e substâncias químicas dissolvidas na água (Rand et al., 1976). Este parâmetro é determinante para as condições de produtividade em ecossistemas aquáticos. Uma elevada concentração desses compostos e partículas provoca uma redução da transmissão de luz na coluna de água, uma vez que ela é absorvida e/ou dispersa nessa matéria presente na amostra de água. Segundo a metodologia descrita em Brower et al. (1997), para determinação deste parâmetro utilizou-se um método espectrofotométrico, sendo a absorvância das amostras de água não filtrada medida a um comprimento de onda de 450 nm. Posteriormente, o coeficiente de absorção (ϵ_{450}), de cada amostra, é calculado de acordo com a seguinte expressão:

$$\epsilon_{450(m^{-1})} = \frac{2,30 \times ABS_{450}}{l}$$

onde ABS_{450} é a absorvância lida a 450 nm e l é o percurso ótico da cuvette (em cm).

2.3.4. Teor em sólidos suspensos (TSS) e Sólidos suspensos voláteis (VSS)

O teor de sólidos suspensos (TSS) é um parâmetro que permite quantificar na amostra de água as partículas presentes na coluna de água. De acordo com Rand et al. (1976), para determinação deste parâmetro, um volume fixo (V em litros) de cada amostra de água foi filtrado por um filtro de fibra de vidro (45 mm de diâmetro e de 1,2 µm de poro). De seguida, os filtros foram colocados a secar numa estufa a 60°C até peso constante

(P_{seco} em mg). A quantificação do total de sólidos em suspensão foi expressa de acordo com a equação:

$$\text{TSS}(\text{mg/L}) = \frac{1000 \times (P_{\text{seco}} - P_{\text{filtro}})}{V}$$

onde P_{seco} é o peso do filtro com resíduo (g), P_{filtro} é a tara do filtro (g) e V é o volume de água filtrado (L). O fator de 1000 na equação é usado para converter os pesos (em g) a mg, expressando os SS já na sua forma final (mg/L)

O teor de sólidos suspensos voláteis foi determinado após pesagem do P_{seco} , onde os filtros foram de seguida incinerados numa mufla a 450 °C durante 12h. Posteriormente e após arrefecimento os filtros foram pesados e os sólidos dissolvidos foram determinados de acordo com a seguinte equação:

$$\text{VSS}(\text{mg/L}) = \frac{1000 \times (P_{\text{mufla}} - P_{\text{filtro}})}{V}$$

onde P_{mufla} é o peso do filtro pós mufla (g), P_{filtro} é a tara do filtro (g) e V é o volume de água filtrado (L).

2.3.5. Determinação da concentração em Fósforo

O fósforo é um elemento chave necessário para o crescimento dos organismos, no entanto na sua forma elementar é tóxico para eles. Os fosfatos são compostos em que esse elemento está presente, e a sua quantificação é fundamental na caracterização funcional dos ecossistemas aquáticos (Rand et al., 1976), existindo em solução, em suspensão coloidal ou absorvido na matéria particulada (Davis & Simmons, 1979). Para a determinação dos fosfatos, inicialmente, procedeu-se à mineralização das amostras, com a adição de 187,5 µL de NaOH (5N) e 250 mg da solução oxidante – persulfato de potássio ($\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$) a 25 mL de cada amostra de água. De seguida, as amostras foram autoclavadas durante 30 minutos a 120 °C. Após arrefecimento adicionou-se de 1 mL de reagente de molibdato de amónio ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$) e 3 gotas de cloreto estanhoso ($\text{SnCl}_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$) e foi lida a absorvância a 690 nm num espectrofotómetro durante os 10 min seguintes. O teor em fósforo nas amostras foi quantificado por interpolação da curva de calibração de acordo com a seguinte equação:

$$[P] = \frac{(\text{Abs}_{690}) - 0,0135}{0,9913}$$

onde [P] é a concentração em fósforo (em mg/L) e ABS_{690} é a absorvância lida a 690 nm.

2.3.6. Determinação da concentração em Nitratos, Nitritos e Amónia

Os nitratos, nitritos e amónia são, tal como os fosfatos, formas inorgânicas de azoto de particular importância em ecossistemas aquáticos, uma vez que se podem converter bioquimicamente umas nas outras (APHA, 2005), sendo as principais fontes de nutrientes para a produção e crescimento de biomassa fitoplanctónica. Para a quantificação destes nutrientes foi utilizado um fotómetro de bancada (Spectroquant Multy Colimeter) (Figura 9) e os procedimentos dos testes 1.1477, 1.14752 e 1.4776 foram seguidos para a quantificação do teor em nitratos (NO_3^-), amónia (NH_4^+) e em nitritos (NO_2^-), em cada uma das amostras.



Figura 9 – A. Quantificação das concentrações de nutrientes (amónia, nitritos e nitratos) para cada amostra; B. Fotómetro de bancada (*Spectroquant Multy Colimeter*).

2.4. Procedimentos laboratoriais - Parâmetros biológicos

2.4.1. Fitoplâncton

O fitoplâncton é composto por organismos unicelulares microscópicos de origem vegetal que vivem dispersos na coluna de água e que podem ser coloniais ou solitários (INAG, 2009b). Relativamente ao procedimento laboratorial para caracterização do fitoplâncton foram seguidas as recomendações do protocolo INAG (2009b). Assim, colocou-se em provetas com capacidade de 1 L, 800 mL de água de cada ponto de amostragem e adicionou-se 8 mL de lugol concentrado. Após o repouso de uma semana, para sedimentação do seston, as amostras (volume sedimentado) foram decantadas para

tubos falcon de 50 mL e novamente sedimentadas para a obtenção de um volume final (variou entre 2 mL e 5 mL, dependendo abundância de fitoplâncton).

A análise quantitativa e qualitativa da comunidade fitoplanctónica foi efetuada recorrendo à utilização de uma câmara de Neubauer e microscópio ótico (Leica DM LB) (Figura 10).



Figura 10 – Microscópio ótico e câmara de Neubauer para identificação e quantificação do fitoplâncton.

Para cada amostra, foi feita uma contagem em triplicado, sendo contabilizadas no mínimo 800 células por réplica. O processo de contagem envolve a identificação e registo do número de indivíduos de cada *taxon* (até ao género) observados numa área conhecida da câmara. A identificação foi feita recorrendo a fotografias, guias e chaves de identificação, tais como Bellinger e Sigee (2015) e Baker (2012).

Relativamente aos indicadores que a DQA propõe para a composição e abundância do fitoplâncton, foi possível quantificar após identificação e contagem (INAG, 2009b) a % Biovolume de Cianobactérias e o Índice de Grupo de Algas (IGA). Este índice foi calculado segundo a equação:

$$IGA = \frac{1 + 0,1 \times Cr + Cc + 2 \times (Dc + Chc) + 3 \times Vc + 4 \times Cia}{1 + 2 \times (D + Cnc) + Chnc + Dnc}$$

Onde D é Dinophyceae, Cnc é Chrysophyceae não coloniais, Chnc é Chlorococcales não coloniais, Dnc é Bacillariophyceae não coloniais, Cr é Cryptophyceae, Cc é Chrysophyceae coloniais, Dc é Bacillariophyceae coloniais, Chc é Chlorococcales coloniais, Vc é Volvocales coloniais e Cia é Cyanobacteria.

Quanto aos indicadores intercalibrados de biomassa propostos pela DQA pode-se avaliar o biovolume total e a concentração de clorofila *a*. O biovolume total corresponde ao volume celular total das espécies fitoplanctónicas presentes na amostra e foi ajustado de acordo com a informação bibliográfica existente (Olenina et al., 2006; INAG, 2009b, 2011). Relativamente à determinação da clorofila *a* (Chl *a*), esta é um

pigmento fotossintético presente em organismos fotoautotróficos, tais como, microalgas e cianobactérias. De acordo com Davis & Simmons (1979), a quantificação deste pigmento é uma medida indireta para estimar a biomassa algal e a produtividade primária nos sistemas aquáticos. Para a determinação deste parâmetro foi seguido o método descrito por Lorenzen (1967). Assim, após filtração de um volume conhecido de cada amostra de água os filtros de fibra de vidro (45 mm de diâmetro e de 1,2 µm de poro) com as partículas recolhidas foram colocados em tubos falcon de 15 mL com 10 mL de acetona alcalinizada 90%. Este processo de extração dos pigmentos fotossintéticos, decorreu durante 15 h, no escuro e a 4 °C. Posteriormente, a absorvância das amostras foi medida num espectrofotómetro (VWE UV 3100pc) (figura 11), em cuvettes de vidro a dois comprimentos de onda 665 nm e 750 nm (ABS_{665} e ABS_{750}). Logo de seguida, as amostras foram acidificadas com 2 gotas de ácido clorídrico (HCl 0,1M) e repetiu-se a leitura aos mesmos comprimentos de onda (ABS_{a665} e ABS_{a750}). O teor em clorofila a (mg/L) foi calculado de acordo com a equação:

$$Chl a = \frac{26,7 \times (E_{665_0} - E_{665_a}) \times v}{V \times l}$$

Onde $E_{665_0} = ABS_{650} - ABS_{750}$; $E_{665_a} = ABS_{a650} - ABS_{a750}$; v corresponde ao volume de acetona utilizado para a extração (mL), V corresponde ao volume de água filtrada (L) e l corresponde ao percurso ótico da cuvette (cm).

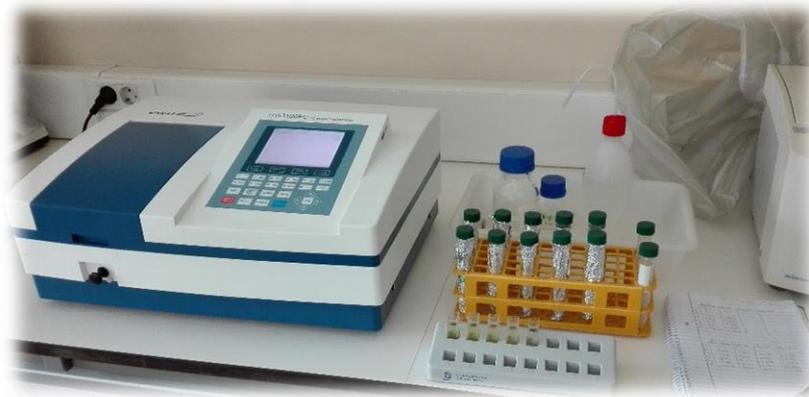


Figura 11 – Procedimento laboratorial para a leitura espectrofotométrica e respetivo espectrofotómetro (VWE UV 3100pc) das amostras de água após extração dos pigmentos fotossintéticos.

2.4.2. Zooplâncton

O zooplâncton são organismos, consumidores primários, que estão em suspensão na coluna de água dos ecossistemas aquáticos. Em sistemas de água doce é constituído por elementos de diversos grupos de invertebrados: protozoários, rotíferos, copépodes e cladóceros (Wetzel, 1993). Contudo, no presente estudo apenas os copépodes e os cladóceros foram considerados na análise da comunidade. Para a quantificação deste parâmetro biológico, as amostras foram contabilizadas na totalidade, à lupa, através de uma placa de Petri com uma grelha quadrada (Figura 12). Em relação à identificação dos organismos da ordem Cladocera, esta foi efetuada até à espécie, sempre que possível. Relativamente aos organismos da sub-classe Copepoda a identificação foi até à ordem. A identificação foi auxiliada por diversos guias de identificação: Alonso (1996), Witty (2004) e Amoros (1984). Os náuplios não foram quantificados neste estudo uma vez que a rede de arrasto utilizada na sua recolha era de 250 μm , o que negligenciou a captura de grande parte destes indivíduos.



Figura 12 – Lupa e caixa de Petri quadriculada para a contagem de zooplâncton.

2.5. Análise dos dados

A estrutura e composição da comunidade zooplanctónica foi analisada através de métodos estatísticos descritivos, usando o Microsoft Office Excel. Assim, foi possível determinar a abundância relativa dos *taxa* identificados para cada amostra. De forma a caracterizar as comunidades de zooplâncton e fitoplâncton de cada local foram calculados índices de diversidade e equitabilidade. O índice de Shannon-Weaver (H') foi usado para medir a diversidade de cada amostra, segundo a seguinte expressão:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \ln(p_i)$$

em que $p_i = \frac{n_i}{N}$, sendo n_i o número de indivíduos do taxa i e N o número total de indivíduos na amostra.

O índice de Pielou (J) mede a equitabilidade que está compreendida num intervalo entre 0 e 1, onde 1 representa a máxima equitabilidade, ou seja, todas as taxa são igualmente abundantes. Este índice é calculado pela seguinte equação:

$$J = \frac{H'}{H_{\text{máx}}}$$

onde $H_{\text{máx}} = \ln(S)$, S é a riqueza específica e H' é o índice de Shannon-Weaver.

O Rácio de Qualidade Ecológica (RQE) é um indicador que traduz o desvio relativamente às condições de uma massa de água do mesmo tipo em condições consideradas de referência. O cálculo do RQE para o elemento de qualidade biológica – fitoplâncton - para as massas de água fortemente modificadas do tipo Norte foi efetuado de acordo com os RQEs dos quatro indicadores, através das seguintes equações (INAG, 2009a):

$$\text{RQE (Clorofila a)} = \frac{\frac{1}{\text{valor obtido}}}{\frac{1}{(\text{valor referência} = 2,00 \text{ mg/m}^3)}}$$

$$\text{RQE (Biovolume total)} = \frac{\frac{1}{\text{valor obtido}}}{\frac{1}{(\text{valor de referência} = 0,36 \text{ mm}^3/\text{L})}}$$

$$\text{RQE (\% Biovolume de Cianobactérias)} = \frac{100 - \text{valor obtido}}{100 - (\text{valor de referência} = 0)}$$

$$\text{RQE (Índice do Grupo de Algas)} = \frac{400 - \text{valor obtido}}{400 - (\text{valor de referência} = 0,10)}$$

A determinação da qualidade ecológica em RQE do fitoplâncton foi efetuada através do cálculo da média aritmética entre os valores de RQE das componentes Biomassa (Clorofila a e Biovolume Total) e Composição e Abundância (% Biovolume Cianobactérias e Índice de Grupo de Algas). Em termos de análise final, quando o RQE é igual ou superior a 0,6, o Potencial Ecológico da albufeira é classificado em Superior ou Bom. Se o valor de RQE for inferior a esse valor, a albufeira é classificada numa das seguintes classes: Razoável ($\geq 0,4$ e $< 0,6$), Medíocre ($\geq 0,2$ e $< 0,4$) ou Mau ($< 0,2$).

As comunidades zooplanctónicas foram ainda analisadas em termos funcionais, e para tal foram agrupadas de acordo com as suas estratégias alimentares definidas por Geller & Müller (1981) (Tabela 12). Assim, as diferentes espécies foram classificadas com base na eficiência de filtração (baixa eficiência, alta eficiência e macrofiltradores) de acordo com sua provável capacidade de se alimentar de bactérias (0,2-2,0 μm) suspensas na coluna de água. Definiu-se ainda o grupo dos omnívoros foram classificados considerando a sua capacidade generalista de alimentação.

A Análise de Correspondência Canónica (CCA) é uma técnica de ordenação linear multivariada que permite analisar a relação entre duas matrizes de dados, neste caso, entre a composição da comunidade zooplanctónica dos locais amostrados e diversas variáveis ambientais. Na matriz das variáveis ambientais foram ainda incluídos os rácios de qualidade ecológica do fitoplâncton (Clorofila *a*, Biovolume Total, %Biovolume de Cianobactérias e IGA). A análise multivariada foi efetuada no programa CANOCO 4.5.

3. Resultados

3.1. Parâmetros físicos e químicos da água

Os parâmetros físicos e químicos da água foram repartidos por duas tabelas (Tabela 7 e Tabela 8), tendo em conta a ausência ou existência de valores de referência dos parâmetros para o estabelecimento do Bom Potencial Ecológico em massas de água fortemente modificadas – albufeiras. Na Tabela 7 apresentam-se os valores dos parâmetros físicos e químicos determinados em laboratório e *in situ*, para os quais existem valores de referência para a classificação do Bom Potencial Ecológico para albufeiras do tipo Norte. É de salientar que em todos os pontos e períodos de amostragem, o teor em oxigénio dissolvido (mg/L) e o teor em nitratos apresentaram valores dentro dos limites de referência indicados para o Bom Potencial Ecológico.

Tabela 7 – Resultados dos parâmetros físicos e químicos determinados em laboratório [fósforo total (P) e nitratos (NO₃⁻)] e *in situ* [pH e oxigénio dissolvido (O₂)] para cada local de amostragem em cada estação do ano. Por baixo de cada parâmetro estão indicados os valores de referência para o estabelecimento do Bom Potencial Ecológico em massas de água fortemente modificadas do tipo norte. A negrito destacam-se os valores que excederam os limiares propostos pela DQA para cada parâmetro.

Local	Estação	P (mg/L)	NO ₃ ⁻ (mg/L)	pH	O ₂ (mg/L)	O ₂ (%)	Potencial Ecológico
		≤ 0,05 mg/L	≤ 25 mg/L	6 e 9	> 5 mg/L	60 e 120	
MC	Verão	0,001	2,3	9,65	11,86	151,2	RAZOÁVEL
	Outono	0,128	2,3	7,04	6,46	65,6	RAZOÁVEL
	Inverno	0,050	2,6	6,80	8,89	92,8	BOM
	Primavera	0,008	0,8	7,58	8,72	94,3	BOM
PF	Verão	0,009	3,5	9,57	11,24	144,4	RAZOÁVEL
	Outono	0,000	4,1	7,08	5,46	58,4	RAZOÁVEL
	Inverno	0,022	1,2	8,90	9,04	107,0	BOM
	Primavera	0,008	0,8	8,49	9,05	99,5	BOM
P	Verão	0,000	4,3	8,78	10,03	127,1	RAZOÁVEL
	Outono	0,208	5,0	6,95	6,73	60,3	RAZOÁVEL
	Inverno	0,078	1,1	8,80	8,90	100,0	RAZOÁVEL
	Primavera	0,036	1,3	8,24	9,03	98,5	BOM
DLM	Verão	0,016	3,7	9,52	11,68	151,3	RAZOÁVEL
	Outono	0,168	3,8	6,98	6,19	66,2	RAZOÁVEL
	Inverno	0,021	1,6	8,11	8,62	95,0	BOM
	Primavera	0,012	1,2	7,98	9,31	102,4	BOM
DRM	Verão	0,000	2,5	9,36	10,40	127,0	RAZOÁVEL
	Outono	0,228	BDL*	7,17	6,31	60,6	RAZOÁVEL
	Inverno	0,013	1,2	7,23	8,77	103,0	BOM
	Primavera	0,003	1,0	7,76	8,72	90,3	BOM

*BDL – *Below Detection Limit* – concentração do nutriente abaixo do limite de deteção do aparelho utilizado na quantificação

O O_2 (mg/L) registou os valores mais altos no verão, em todos os locais, sendo registado um valor máximo de 11,86 mg/L em MC. No mesmo sentido tendem a ser os valores do O_2 em %, no entanto, excederam os limites de referência no verão, em todos os locais. Relativamente ao teor em fósforo destaca-se os valores acima do recomendado para a classificação de Bom Potencial Ecológico, no outono, em praticamente todos os pontos de amostragem, cujo valor mais elevado é de 0,228 mg/L em DLM. Relativamente aos valores de pH observados estes foram dentro dos valores limiares para a classificação de Bom Potencial Ecológico, no entanto verificou-se ainda que este valor tende a ser superior na estação do verão. De acordo com os resultados destes elementos físicos e químicos de suporte e os valores de limite para a classificação do Potencial Ecológico é possível distinguir os diferentes estados ecológicos da massa de água, em cada estação do ano e por cada local (Tabela 7). Assim, é de realçar o Bom Potencial Ecológico para todos os locais na primavera e no inverno, à exceção do local P, no inverno. No verão e no outono, os locais caracterizam-se por apresentar um Razoável Potencial Ecológico.

Na Tabela 8 estão presentes os valores dos parâmetros físicos e químicos determinados em laboratório e *in situ* em cada ponto de amostragem, para as quatro estações do ano, para os quais não há valores de referência definidos para albufeiras. É de salientar que os valores de condutividade mais elevados foram sempre observados no outono, aumentando gradualmente ao longo dos pontos de amostragem com a aproximação à barragem, onde se registou o valor mais elevado em DLM (145,6 $\mu\text{S}/\text{cm}$). Relativamente à temperatura da água, a amplitude de valores variou entre 10,5 °C em PF no inverno e 27,8 °C no verão, no mesmo local (PF). Em todos os pontos de amostragem o verão apresentou os valores mais elevados de temperatura, em contraste com os valores mais baixos registados sempre no inverno. No tocante à concentração de nutrientes (NO_2^- e NH_4^+) os valores máximos observados ocorreram na primavera em PF (227 $\mu\text{g}/\text{L}$ NO_2^-), e no outono em MC e DLM (0,20 mg/L NH_4^+). De uma forma geral, as concentrações NH_4^+ são mais elevadas no outono e inferiores a 0,03 mg/L na primavera e verão, em todos os locais amostrados. Contrariamente, os nitritos tendem a apresentar concentrações mais baixas no outono, à exceção do ponto P e DLM na primavera, cujos os valores são os mais baixos e inferiores a 16 $\mu\text{g}/\text{L}$ (BDL). Os valores de turbidez apresentaram variedade ao longo das estações do ano, observando-se o valor mais elevado no verão, no ponto PF. Verificou-se ainda em MC, PF e P que valores mais baixos de turbidez estão associados a elevados valores de CDOC, nomeadamente na estação do outono. Por outro lado, em DLM e DRM observou-se que os elevados valores de turbidez (0,101 m^{-1} e 0,076 m^{-1}) e de CDOC (0,478 m^{-1} e 0,407 m^{-1}) registaram-se ambos na primavera. A carência bioquímica em oxigénio (CBO5) tende a

ser mais elevada no outono, sendo registado um valor máximo de 3,78 mg/L em DLM nesta estação do ano. No que concerne ao TSS e VSS, salienta-se que há uma homogeneidade de valores temporalmente no ponto DRM. Relativamente aos restantes pontos de amostragem observou-se variação sazonal com os valores mais altos sempre registados no verão, registando-se os valores mais elevados em DLM (14,0 mg/L de TSS e 10,82 mg/L de VSS).

Tabela 8 – Resultados dos parâmetros físicos e químicos determinados *in situ* [(condutividade (Cond) e temperatura da água (Temp)] e em laboratório [nitritos (NO₂⁻), amónia (NH₄⁺), turbidez (Turb), carbono orgânico dissolvido (CDOC), carência bioquímica em oxigénio (CBO5), total de sólidos suspensos (TSS) e total sólidos dissolvidos (VSS)] para cada local de amostragem em cada estação.

Local	Estação	Cond (µS/cm)	Temp (°C)	NO ₂ ⁻ (µg/L)	NH ₄ ⁺ (mg/L)	Turb (m-1)	CDOC (m-1)	CBO5 (mg/L)	TSS (mg/L)	VSS (mg/L)
MC	Verão	79,50	27,5	96	BDL	0,078	0,078	1,94	11,1	3,060
	Outono	134,8	17,0	31	0,20	0,012	0,435	3,60	5,53	3,530
	Inverno	60,00	10,6	53	0,13	0,051	0,060	1,22	7,53	6,130
PF	Primavera	59,90	18,5	117	BDL*	0,062	0,062	2,99	8,53	5,730
	Verão	80,00	27,8	119	BDL*	0,150	0,078	1,25	2,82	0,024
	Outono	138,0	17,0	24	0,15	0,000	0,612	3,73	6,53	5,530
P	Inverno	40,00	10,5	45	0,11	0,030	0,170	1,14	6,33	4,830
	Primavera	58,60	19,5	227	BDL*	0,062	0,437	2,75	6,83	4,430
	Verão	78,20	27,4	102	BDL*	0,021	0,168	1,08	9,63	6,562
DLM	Outono	142,8	17,5	48	0,15	0,012	0,495	3,12	7,53	5,530
	Inverno	42,00	11,1	52	0,15	0,048	0,122	1,69	7,43	5,630
	Primavera	59,40	19,3	BDL*	BDL*	0,074	0,437	1,56	4,73	2,830
DRM	Verão	87,50	27,1	115	BDL*	0,016	0,074	1,88	14,0	10,82
	Outono	145,6	17,5	32	0,20	0,009	0,467	3,78	5,53	2,530
	Inverno	40,00	12,9	80	0,16	0,048	0,221	1,63	8,73	7,230
DRM	Primavera	60,30	20,5	BDL*	0,14	0,101	0,478	2,02	6,93	5,030
	Verão	83,70	26,2	200	BDL*	0,025	0,060	1,33	5,69	4,353
	Outono	145,0	17,9	40	0,16	0,025	0,046	3,16	6,53	4,530
DRM	Inverno	39,00	11,9	64	0,14	0,046	0,239	1,43	6,23	4,930
	Primavera	58,90	18,5	49	BDL*	0,076	0,407	2,19	6,23	4,530

*BDL – *Below Detection Limit* – concentração do nutriente abaixo do limite de deteção do aparelho utilizado na quantificação (<0,03mg/L de NH₄⁺ e <16 µg/L NO₂⁻)

3.2. Comunidade fitoplanctónica

Os organismos fitoplanctónicos recolhidos em cada ponto de amostragem foram identificados até ao género (Anexo I). O *taxa* fitoplanctónico mais abundante foi o género *Chroococcus*, e registou valores que variaram entre os 13,144 mm³/L e os 116,541 mm³/L, essencialmente no verão. É de salientar ainda a elevada abundância de diatomáceas no verão, em particular o género *Synedra*, que registou valores máximos de biovolume de 12,878 mm³/L, em DRM. No entanto, observou-se um decréscimo

acentuado da abundância destes dois últimos géneros, nas restantes estações, em que o que o biovolume é abaixo dos 6 mm³/L. De uma forma geral, o biovolume fitoplanctónico tende a baixar depois do verão e observaram-se valores abaixo de 1mm³/L em grande parte dos géneros. No outono, o fitoplâncton mais abundante em termos de biovolume foram os géneros *Coelastrum*, *Chroococcus* e *Dictyosphaerium* que supera o 1 mm³/L, em todos os locais. Em termos de presença destacam-se os géneros *Coelastrum*, *Fragilaria*, *Mougeotia* e *Synedra* que foram observados em todas as estações do ano, e em todos o locais.

A partir da classificação e contabilização dos organismos fitoplanctónicos observados, foram calculados índices de diversidade e equitabilidade para cada amostragem (Tabela 9). Regra geral, observaram-se valores altos de diversidade (>1) e valores baixos de equitabilidade (<0,5). Para os locais de amostragem MC, P e DRM, a diversidade de Shannon-Weaver (H') e a equitabilidade (J) apresentaram valores superiores na estação do verão, em contraste com o outono onde o ponto P, DLM e DRM apresentaram os valores mais baixos para ambos os índices. O valor mais alto de diversidade é 2,06 ao qual está associado o índice de equitabilidade mais elevado (0,73), em DRM, no verão. Relativamente aos locais PF e DLM estes apresentaram uma maior diversidade de organismos fitoplanctónicos na primavera e no inverno, respetivamente.

Tabela 9 – Resultados dos índices de diversidade Shannon-Weaver (H' – diversidade) e equitabilidade Pielou (J – Equitabilidade) referentes à comunidade de fitoplâncton para cada ponto de amostragem em cada estação do ano.

Ponto	Índice	Verão	Outono	Inverno	Primavera
MC	H'	1,51	1,45	1,17	1,40
	J	0,50	0,42	0,35	0,39
PF	H'	1,76	1,44	1,36	1,91
	J	0,58	0,42	0,40	0,57
P	H'	1,61	1,36	1,50	1,58
	J	0,57	0,40	0,43	0,47
DLM	H'	1,62	1,48	1,77	1,73
	J	0,55	0,43	0,51	0,50
DRM	H'	2,06	1,25	1,34	1,70
	J	0,73	0,38	0,41	0,48

Atualmente, e de acordo com as métricas da DQA, existe uma diversidade de métricas e índices para avaliar a qualidade da água de albufeiras com base no elemento biológico fitoplâncton. Estas métricas permitem relacionar a produção primária ou as associações

de algas e cianobactérias com as condições ambientais, nomeadamente com o nível de degradação das massas de água fortemente modificadas - albufeiras.

Na Tabela 10, estão apresentados estes instrumentos de avaliação da qualidade que se baseiam em dados de biomassa (Concentração de clorofila *a* e Biovolume Total) e em dados de composição e abundância fitoplanctónica (%Biovolume de Cianobactérias e Índice de Grupo de Algas - IGA). Além disso, na Tabela 10, estão ainda indicados os valores das medianas de referência (*) para albufeiras do tipo Norte para os quatro indicadores anteriormente referidos. Relativamente aos resultados obtidos, de uma forma geral, o biovolume total superou sempre o valor de referência (0,36 mm³/L) e foi mais elevado no verão em todos pontos de amostragem, variando entre 30,59 mm³/L e 175,02 mm³/L. A concentração em clorofila *a* apresentou valores mais elevados nas estações da primavera e verão (> 1,33 mg/mm³) e mais baixos no inverno (< 0,3 mg/mm³) em todos os pontos de amostragem.

Tabela 10 – Valores da biomassa [Clorofila *a* (Chl *a*) e biovolume total (Biov.T.)] e da composição e abundância [% de biovolume de cianobactérias (% Biov. Cian.) e o Índice do Grupo de Algas (IGA)] da comunidade fitoplanctónica para cada estação do ano em cada ponto de amostragem e respetivos valores de referência* para albufeiras do tipo Norte. Classificação do Potencial Ecológico de acordo com o Rácio de Qualidade Ecológica (RQE) do fitoplâncton.

Local	Estação	Biomassa		Composição e abundância		RQE fitoplâncton	Potencial Ecológico
		Chl <i>a</i> (mg/m ³)	Biov. T. (mm ³ /L)	% Biov. Cian.	IGA		
		2*	0,36*	0*	0,1*	0,6	
MC	Verão	45,39	135,05	1,50	48,77	0,4	RAZOÁVEL
	Outono	3,74	20,23	19,45	29,59	0,5	RAZOÁVEL
	Inverno	0,13	6,10	9,22	11,70	2,6	BOM OU SUP.
	Primavera	1,33	24,69	0,01	4,09	1,0	BOM OU SUP.
PF	Verão	9,83	175,52	1,68	39,83	0,5	RAZOÁVEL
	Outono	1,87	13,62	9,08	31,76	0,6	BOM OU SUP.
	Inverno	0,27	2,02	10,63	2,31	1,8	BOM OU SUP.
	Primavera	23,23	11,95	3,38	3,94	0,8	BOM OU SUP.
P	Verão	16,84	112,39	0,00	16,11	0,5	RAZOÁVEL
	Outono	0,80	12,72	2,58	23,85	0,8	BOM OU SUP.
	Inverno	0,27	2,88	6,19	8,60	1,8	BOM OU SUP.
	Primavera	32,04	18,78	10,28	14,45	0,4	RAZOÁVEL
DLM	Verão	10,88	30,59	0,35	4,13	0,8	BOM OU SUP.
	Outono	2,14	28,75	4,04	80,26	0,6	BOM OU SUP.
	Inverno	0,27	4,71	2,27	1,29	1,8	BOM OU SUP.
	Primavera	29,37	21,43	7,78	12,85	0,4	RAZOÁVEL
DRM	Verão	4,63	54,94	1,93	9,00	0,8	BOM OU SUP.
	Outono	2,40	14,62	3,00	56,10	0,6	BOM OU SUP.
	Inverno	0,27	2,29	0,00	1,45	1,9	BOM OU SUP.
	Primavera	144,18	24,35	10,12	20,80	0,3	MEDÍOCRE

O valor mais alto observou-se em DLM na primavera com 144 mg/mm³ [Chl *a*]. No inverno, os valores de clorofila *a* foram sempre abaixo dos valores de referência (<2 mg/m³).

Em termos de composição e abundância, a percentagem de biovolume em cianobactérias atingiu um máximo de 19,45 % no local MC no outono, enquanto que no ponto P e DRM, a percentagem foi praticamente inexistente no verão e inverno, respetivamente, o que desta forma está mais aproximado ao valor de referência (0). Relativamente aos valores do IGA, de uma forma geral estes estão acima do valor de referência (0,1) (INAG, 2009a) para as albufeiras do tipo Norte. Os valores de IGA variaram entre 1,29 (inverno) e 80,26 (outono) e foram observados em DLM. De uma forma geral, baixos valores de IGA verificaram-se no inverno, no entanto, observou-se no verão em MC e PF e no outono, nos restantes locais, valores de IGA que tendem a ser mais elevados. No que diz respeito ao Potencial Ecológico, com a normalização da fronteira Bom/Razoável, o valor de RQE do fitoplâncton (0,6) corresponde à média aritmética entre os valores de RQE das componentes Biomassa e Composição e Abundância. Assim, verificou-se que o Potencial Ecológico em MC, PF e P foi Razoável no verão, enquanto que no local DLM, o Potencial Ecológico Razoável foi observado na primavera. Salieta-se ainda, que o local DRM classificou-se por um Potencial Ecológico Medíocre na primavera, contrariamente ao que se verificou nas restantes estações, caracterizadas com Bom ou Superior Potencial Ecológico. No inverno, a massa de água estudada apresentou um Potencial Ecológico Bom ou Superior em todos os locais amostrados.

3.3. Comunidade zooplanctónica

O zooplâncton recolhido em cada local de amostragem foi identificado até ao género, sempre que possível. Os cladóceros *Chydorus* spp., *Bosmina* spp., *Ceriodaphnia* spp., *Diaphanosoma* spp. e *Sida* spp. são os mais abundantes ao longo do ano, cuja abundância varia e alterna sobretudo de acordo com a sazonalidade. Dentro do grupo dos copépodes os mais abundantes foram os organismos pertencentes à ordem Cyclopoida.

Na Figura 13 apresentam-se os resultados da dinâmica zooplanctónica para cada local de amostragem, ao longo das quatro estações do ano. Na Figura 13 salienta-se os copépodes Cyclopoida uma vez que apresentaram uma abundância relativa superior a 80 % em todos os locais de amostragem, nomeadamente na estação da primavera. Relativamente ao local MC, observa-se um decréscimo de abundância do *taxon* Cyclopoida no inverno, sendo substituído pelo aparecimento de pequenos

cladóceros, nomeadamente *Ceriodaphnia* e *Alona*. Contrariamente, no local de amostragem PF, verificou-se um aumento dos Cyclopoida a partir do outono, e o aparecimento do género *Bosmina* no inverno e primavera. O local de amostragem P caracteriza-se sobretudo pela predominância de *Sida* (>90 %) no outono, e de copépodes Cyclopoida (>80 %) no inverno e na primavera. No verão, neste local, verificou-se uma maior diversidade e uniformidade dos taxa. Os locais de amostragem DLM e DRM foram os que apresentaram maior semelhança na abundância e na distribuição dos taxa durante as quatro estações. No verão, observou-se uma predominância de Calanoida (>50 %) e *Ceriodaphnia* (>20 %), seguindo-se de um aumento desta no outono, e o aparecimento do género *Sida* em detrimento dos organismos da ordem Calanoida.

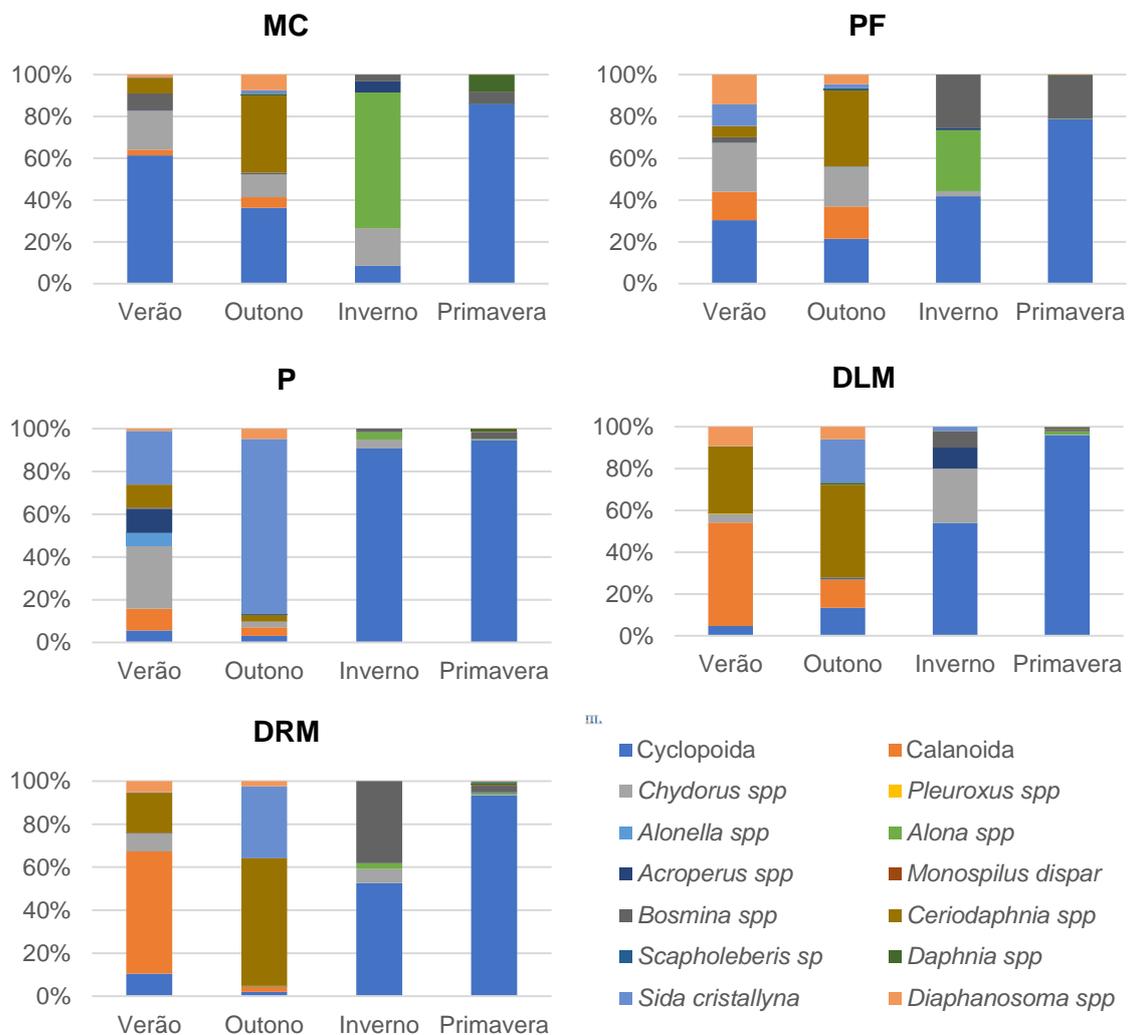


Figura 13 - Representação gráfica da abundância relativa (%) das comunidades de zooplâncton para cada estação do ano em cada local de amostragem. Cada cor representa os diferentes grupos de zooplâncton.

No inverno, surge em grande abundância os organismos da ordem Cyclopoida (>50 %) em ambos os locais e os géneros *Chydorus* (>20 %) e *Bosmina* (~40 %), em DLM e DRM, respetivamente.

Na Tabela 11 apresenta-se os valores do índice de Shannon-Weaver (H') e de Pielou (J) para a comunidade zooplânctónica observada em cada local de amostragem ao longo das quatro estações do ano. A diversidade de Shannon-Weaver (H') variou entre 0,25 (DLM) e 1,84 (P) e a equitabilidade (J) entre 0,10 (DLM) e 0,84 (PF).

Na primavera foi onde se registou os valores mais baixos de diversidade e equitabilidade em todos os locais de amostragem. Para os locais PF, P e DRM os valores de diversidade mais elevados foram observados no verão, enquanto que nos locais MC e DLM esses valores foram observados no outono. Relativamente aos valores de equitabilidade, os locais MC, DLM e DRM apresentaram os valores mais elevados no inverno, enquanto que os restantes locais de amostragem apresentaram o seu pico de equitabilidade no verão.

Tabela 11 – Índice de diversidade Índices de Diversidade e Equitabilidade: Índices de Shannon-Weaver (H' – diversidade) e Pielou (J – Equitabilidade) referentes à comunidade de zooplâncton para cada local de amostragem em cada estação do ano.

Local	Índices	Verão	Outono	Inverno	Primavera
MC	H'	1,19	1,47	1,07	0,53
	J	0,54	0,64	0,66	0,23
PF	H'	1,74	1,59	1,22	0,54
	J	0,84	0,69	0,76	0,25
P	H'	1,84	0,78	0,41	0,28
	J	0,77	0,34	0,29	0,13
DLM	H'	1,24	1,50	1,19	0,25
	J	0,54	0,72	0,74	0,10
DRM	H'	1,27	0,97	0,98	0,37
	J	0,58	0,40	0,71	0,15

Em termos funcionais a comunidade de zooplâncton foi agrupada em filtradores efetivos de acordo com o tamanho das partículas, nomeadamente de bactérias (Geller & Müller, 1981). Na Figura 14 apresenta-se a distribuição do zooplâncton pelos grupos funcionais efetuados (Tabela 12) para cada local de amostragem ao longo do período de amostragem.

Tabela 12 – Grupos funcionais da comunidade zooplanctónica da albufeira do Torrão tendo em conta a capacidade filtradora e de alimentação (Adaptado de: Geller e Müller (1981)).

Mecanismos de alimentação	Alta eficiência	Baixa eficiência	Macrofiltradores	Omnívoros	
Taxa	<i>Diaphanosoma</i> spp.				
	<i>Ceriodaphnia</i> spp.				
	<i>Chydorus</i> spp.				
	<i>Alonella</i> spp.				
	<i>Acroperus</i> spp.		<i>Daphnia</i> spp.	Calanoida	Cyclopoida
	<i>Scapholebris</i> sp.		<i>Bosmina</i> spp.	<i>Sida</i> spp.	
	<i>Pleuroxus</i> spp.				
	<i>Alona</i> spp.				
	<i>Monospilus dispar</i>				

De uma forma geral, os omnívoros apresentaram elevadas abundâncias na primavera (>80 %) em todos os locais (Figura 14). Regra geral, os filtradores de baixa eficiência alimentar foram mais abundantes no inverno e na primavera, esta situação é particularmente evidente nos locais PF e DRM no inverno onde a percentagem de abundância é cerca de 20 %. Por outro lado, os filtradores de alta eficiência alimentar, apresentaram abundâncias mais elevadas no verão (>20 %) e no outono (>10 % e <60 %), à exceção do local MC onde a abundância mais alta foi registada no inverno (>80 %). Relativamente ao grupo dos organismos macrofiltradores, estes observaram-se sobretudo no verão e no outono, com mais expressão nos locais P, DLM e DRM, registando uma abundância superior a 80 % em P no outono (Figura 14).

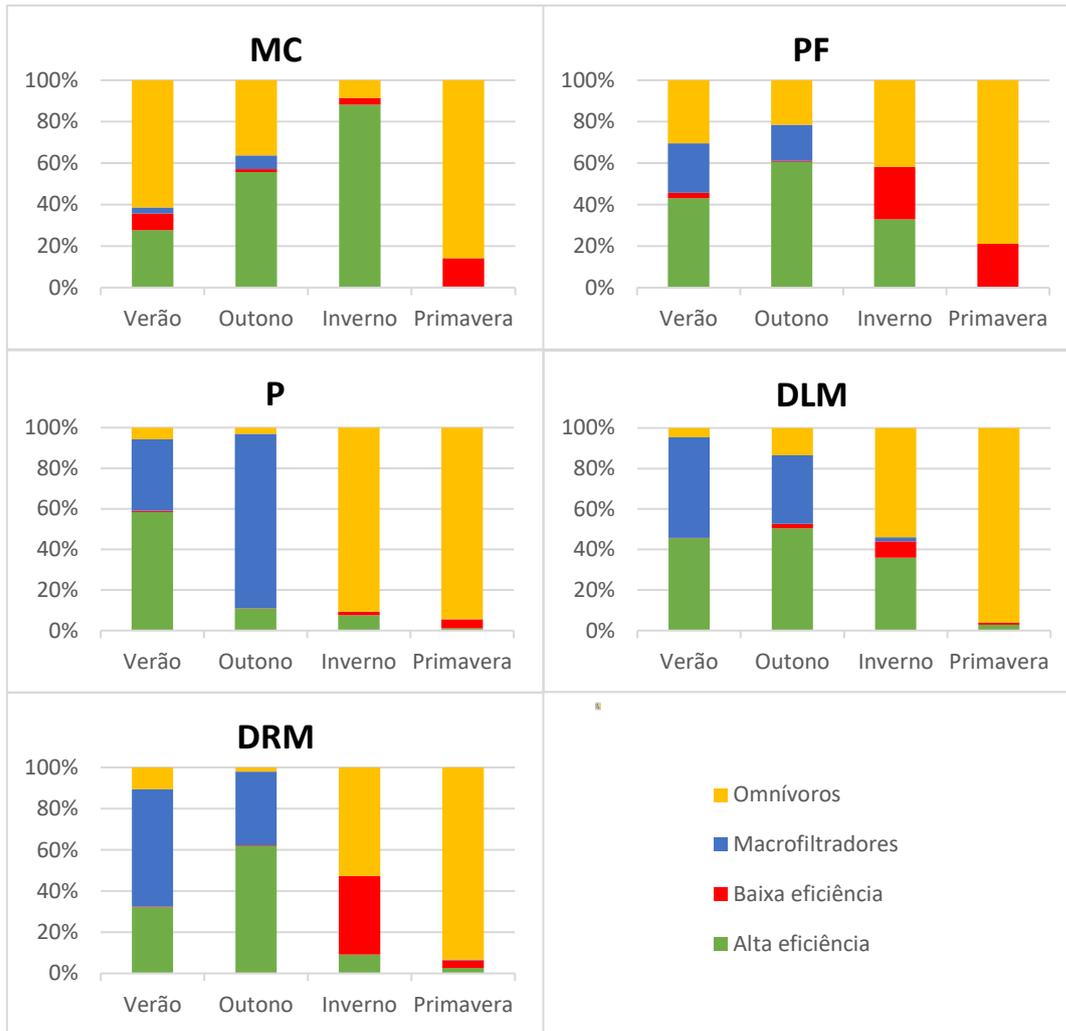


Figura 14 – Resultados da abundância relativa (%) dos grupos funcionais de zooplâncton tendo em conta a capacidade filtradora e de alimentação (Geller e Müller (1981) e Tabela 12).

A composição da comunidade zooplânctónica e as variáveis ambientais registadas em cada estação para os cinco locais de amostragem foram analisados através de uma análise de correspondência canónica (CCA) (Figura 15). Os dois primeiros eixos da CCA apresentaram *Eigenvalues* de 0,698 e 0,426, respetivamente, e explicaram 51,9 % da variação nos dados do zooplâncton e 56,2 % da variação na relação dados ambientais. Pela análise da CCA verificou-se a distribuição dos locais de amostragem tendo em conta a sazonalidade. Assim, pela análise da CCA foi possível observar três grupos distintos. Um primeiro grupo onde estão agrupados todos as amostragens da primavera onde se observa uma associação com valores elevados de clorofila a e turbidez. Um segundo grupo, onde se destacam as amostragens dos meses mais quentes (verão e outono) que aparentam estar relacionados com elevados valores de nitratos, fósforo, condutividade e do rácio de qualidade ecológica para o parâmetro percentagem de cianobactérias. Um terceiro grupo, que agrupou a amostragem do

4. Discussão

A qualidade da água e o ecossistema aquático lótico é afetado quando há uma barreira física – barragem - do curso natural de um rio. As albufeiras são ecossistemas aquáticos lênticos que se formam a montante destas barragens e a massa de água aí retida fica propensa a processos de eutrofização e a elevadas perturbações na estabilidade das comunidades biológicas. Nesse sentido, a avaliação da qualidade da água em albufeiras exige uma avaliação da qualidade química e biológica da água com especificidades muito particulares. Assim, e no seguimento das métricas estabelecidas na DQA para as massas de água fortemente modificadas, o presente estudo teve como objetivo avaliar o Potencial Ecológico da albufeira do Torrão, de acordo com a análise de parâmetros físicos e químicos de suporte geral e do elemento biológico - fitoplâncton. Adicionalmente, foi ainda estudada a dinâmica da comunidade zooplanctónica de modo perceber e reforçar a sua importância como bioindicador da qualidade da água de albufeiras.

De acordo com os resultados obtidos para os parâmetros físicos e químicos da água para os locais estudados na albufeira do Torrão, estes revelaram que a massa de água se encontra num Bom Potencial Ecológico na primavera e no inverno (exceto no local P) e num Razoável Potencial Ecológico nas restantes estações (Tabela 7). Nalguns períodos de amostragem, essencialmente no verão e outono, verificaram-se valores de teor em fósforo ($>0,05$ mg/L) e oxigénio dissolvido (>120 %) superiores às condições químicas que seriam indicadoras de uma boa qualidade da água para esta tipologia de massa de água. Resultados semelhantes, nomeadamente para parâmetros de pH (>9) e oxigénio dissolvido (>120 %), já tinham sido obtidos por outros autores para a albufeira do Torrão (Vale, 2005; Pereira et al., 2008). Relativamente aos valores de pH observados, a variação mais acentuada registou-se entre as estações do ano e não entre os locais. No verão observaram-se os valores mais elevados de pH enquanto que no outono foram observados os valores mais baixos. Um dos processos descritos como responsável para o aumento de pH na água é a fotossíntese, uma vez que este processo faz diminuir a concentração de CO_2 na água (Wetzel, 2001). Por outro lado, a libertação de CO_2 durante a respiração dá origem à diminuição dos valores pH (Oliver & Ganf, 2000; Wetzel, 2001). Mais ainda, geralmente valores de pH elevados estão associados a situações de dominância de cianobactérias, em particular com a ocorrência de *blooms* (Teles et al., 2008). Isto acontece porque grandes densidades de cianobactérias provocam a diminuição do CO_2 na água para níveis que apenas elas conseguem utilizar (Oliver & Ganf, 2000). Assim, é comum que quando ocorrem elevadas densidades fitoplanctónicas, nomeadamente no verão, o pH superficial seja superior, uma vez que

é no epilímnio, ou seja, na camada superficial da albufeira onde se realiza o processo fotossintético.

O oxigénio dissolvido na água interfere nos organismos aquáticos e nas relações que estes mantêm com o conjunto dos processos metabólicos aquáticos que decorrem no meio. Assim, a fração de oxigénio dissolvido na água é um fator determinante da sua qualidade e de todos os processos químicos, físicos e biológicos que nela acontecem (Portilho, 2013). No presente estudo os valores de oxigénio dissolvido foram mais elevados no verão, situação já registada nesta albufeira por Vale (2005), onde registou valores superiores a 10 mg/L à superfície da massa de água, no verão. A variação destes valores estão normalmente relacionados com os elevados valores de turbulência e temperatura (Wetzel, 2001). Por outro lado, o facto de no verão se terem registado valores de temperatura mais elevados à superfície, tende a criar uma estratificação térmica. Assim, percebe-se que a camada superior tenha apresentado níveis de oxigénio dissolvido próximos da saturação, o que se deve ao contacto com o ar e à produção de oxigénio resultante da atividade fotossintética de algas (Cortes et al., 1991).

O valor de CBO5 é uma medida proporcional ao teor de matéria orgânica biodegradável e indiretamente, à quantidade de organismos vivos que asseguram a depuração natural da água (autodepuração) (Nisbet & Verneaux, 1970). Na albufeira do Torrão observou-se um aumento dos valores de CBO5 no outono acompanhado de uma diminuição do teor em oxigénio dissolvido. Desta forma, a diminuição da concentração em oxigénio pode estar relacionada com os processos de decomposição da matéria orgânica, o que segundo Heller & Pádua (2006) reduz o teor de oxigénio dissolvido na água.

O fósforo é libertado para os ecossistemas pela erosão das rochas fosfatadas por metamorfização, erosão natural e pela ação humana (Spellman, 2003). Uma vez libertado no ecossistema, o fósforo pode ser assimilado pelas plantas e/ou chegar aos ecossistemas aquáticos por infiltração e lixiviação (Spellman, 2003). Uma vez nas massas de água, este nutriente é utilizado pelos produtores primários (fitoplâncton) e assim entra na teia alimentar (Dodds et al., 1998). No presente estudo, o fósforo apresentou valores baixos na estação quente ($<0,016$ mg/L), coincidindo com o período em que a concentração de clorofila *a* (medida indireta da biomassa fitoplanctónica) apresenta teores elevados (em média 18 mg/m³ de Chl *a*) (Tabela 10). Estes resultados corroboram os resultados de Vale (2005), na albufeira do Torrão, em que os valores de fósforo observados foram de $0,002$ mg/L e concentrações de clorofila *a* muito próximas dos 20 mg/m³ à superfície da água em julho. Os valores baixos do teor em fósforo podem estar relacionados com a utilização de fosfatos pelos organismos fitoplanctónicos. Os valores mais elevados do teor em fósforo ($>0,100$ mg/L) foram registados no outono,

caracterizando a massa de água num estado trófico considerado hipertrófico segundo Smith et al. (1999). Este aumento brusco do teor em fósforo, no outono, poderá estar relacionado com o lixiviamento dos tórridos consequente da ocorrência das primeiras chuvas, após um verão seco e com inúmeros incêndios florestais. Outros estudos em albufeiras de Portugal também registaram valores de fósforo semelhantes nos meses de setembro e outubro. Castro & Gonçalves (2007) registou na Lagoa da Vela, na Figueira da Foz um teor em fósforo acima de 0,100 mg/L, tal como Pires (2014) na albufeira de Crestuma. Jeppesen et al. (2011) numa perspectiva de demonstrar a importância do zooplâncton como elemento biológico na avaliação qualidade da água, refere a relação inversamente proporcional entre a riqueza específica e a concentração total em fósforo. Os resultados obtidos no Torrão corroboram essa observação, uma vez que os valores de fósforo tendem a ser baixos no verão e é onde se verificou a maior diversidade zooplanctónica (Tabela 11).

De acordo com a DQA, a classificação da massa de água faz-se tendo em conta o Rácio da Qualidade Ecológica (RQE), para os elementos biológicos específicos de cada massa de água. Assim, e de acordo com os RQEs obtidos para o indicador biológico fitoplâncton, a albufeira do Torrão classifica-se com Potencial Ecológico Medíocre apenas na primavera em DRM. Esta classificação deve-se sobretudo ao elevado teor de clorofila *a* (144 mg/m³) observado neste local. O Potencial Ecológico Razoável foi observado na primavera em P e PF e no verão em MC, PF e P. O Bom Potencial Ecológico foi apresentado nos restantes locais de amostragem e de acordo com o período de amostragem (Tabela 10). Tendo em conta a variação do RQE é possível notar que a albufeira esteve sujeita a diferentes pressões ao longo do ano, nomeadamente na variação do teor em cianobactérias. O facto de no verão terem sido registados elevados biovolume (Tabela 10), associados a cianobactérias como *Nostoc*, *Microcystis*, *Chroococcus* e clorófitas como *Volvox* (Anexo I) em MC, PF e P, podem explicar o menor Potencial Ecológico registado na massa de da água. Estudos realizados na mesma albufeira, demonstraram que as cianobactérias tendem a apresentar elevadas densidades no verão (Vale, 2005; Teles et al., 2008; Regueiras, 2009). Na albufeira do Sordo, no norte do país, também registam um aparecimento acentuado de cianobactérias na estação mais quente (Santos, 2013). A cianobactéria do género *Chroococcus* apresentou os valores de biovolume mais elevados, contribuindo largamente para que o verão registasse o mais elevado biovolume total (mm³/L) verificado durante todo o período de amostragem (Tabela 10). A elevada ocorrência de *Chroococcus* durante esta época está relacionada com o aumento da temperatura da água e pH elevados (> 8,5), condições ideais à proliferação destes organismos (Teles et al., 2008; Bellinger & Sigee, 2015). O género *Ceratium*

(dinoflagelado) normalmente é característico de águas mais quentes e costuma desenvolver-se durante os meses de verão aquando da estratificação térmica (Wetzel, 2001). O aparecimento deste género na albufeira do Torrão confirmou esta tendência, sendo no verão a única estação onde se observou a presença deste dinoflagelado, ocorrendo em todos os locais amostrados, à exceção de DRM. Vale (2005) também registou a presença deste género, na mesma albufeira, apenas nos meses mais quentes. Um outro dinoflagelado, *Peridinium*, apresentou também valores de biovolume mais elevados no verão do que nas restantes estações, em 3 dos locais (PF, DLM e DRM). Estes resultados corroboram os resultados obtidos numa outra albufeira do norte (Crestuma), com os organismos da classe Dinophyceae (*Peridinium*) a apresentarem uma abundância de cerca de 80 %, em julho (Pires, 2014). *Cryptomonas* é um género característico de ecossistemas meso-oligotróficos, tornando-se dominante nos meses de menor densidade fitoplanctónica o que coincide com as temperaturas mais baixas da água (Bellinger & Sigee, 2015). No entanto, os resultados do biovolume de *Cryptomonas* na albufeira do Torrão foi mais elevado na primavera, variou entre 1 e 2 mm³/L nos locais amostrados. Vale (2005), para a mesma albufeira, registou um pico de densidade do género *Cryptomonas* apenas em junho. A presença de diatomáceas dos géneros *Cyclotella*, *Synedra* e *Nitzschia* associadas com cianobactérias são géneros indicadores de ambientes eutrofizados (Cabecinha et al., 2009). Estes géneros foram registados no presente estudo, e já resultados idênticos tinham sido registados por Vale (2005) na mesma albufeira. Vale (2005) registou ainda densidades elevadas no verão de diatomáceas colonias como *Asterionella* e *Fragilaria* (1857 células/mL e 3078 células/mL, respetivamente). Contudo, no presente estudo somente o género *Fragilaria* apresentou um biovolume mais elevado durante o verão em todos os locais, enquanto que o género *Asterionella* apresentou os valores de biovolume mais elevados na primavera. Tal situação está de acordo com o que está descrito por Bellinger e Sigee (2010) em que o género *Asterionella* tende a ser mais frequente na primavera. Relativamente às algas verdes coloniais, nomeadamente *Coelastrum* e *Dictyosphaerim* a elevada concentração ocorreu no outono e pode dever-se essencialmente à competição entre outros grupos de fitoplâncton, e por não serem um alimento fácil para o zooplâncton pelas dimensões que apresentam (Ostojic' et al., 2005). Em termos de diversidade, a comunidade fitoplanctónica (tabela 9) regista no verão e na primavera os valores mais elevados. Estes resultados aliados à maior disponibilidade de nutrientes e melhores condições de temperatura e luminosidade favorecem essa maior diversidade (Bellinger & Sigee, 2015).

Uma outra abordagem efetuada neste estudo, para além das métricas proposta pela DQA, foi a análise da comunidade de zooplâncton como um elemento biológico

para avaliar a qualidade da massa de água em albufeiras. Assim, foi efetuado o estudo sazonal da comunidade zooplanctónica na albufeira do Torrão nos cinco locais selecionados. Regra geral, foi observada baixa abundância de zooplâncton no inverno em todos os locais da albufeira. Tal resultado poderá ser explicado pelo decréscimo da abundância de organismos fitoplanctónicos, resultado da diminuição dos valores de temperatura (Tabela 8) e diminuição do fotoperíodo. Estas condições promovem um decréscimo da biomassa de fitoplâncton no inverno, que se traduz numa menor disponibilidade alimentar para a comunidade zooplanctónica. Abrantes et al. (2006) no estudo realizado na lagoa da Vela (Quiaios, Figueira da Foz) também registou baixa abundância de zooplâncton coincidente com as temperaturas mais baixas nos meses de inverno.

Em termos de diversidade zooplanctónica, a estação da primavera foi a que apresentou os valores mais baixos (entre 0,25 e 0,54), o que segundo os resultados da CCA (Figura 15) está relacionado com os elevados valores de clorofila *a* (Tabela 10), ou seja, com o aumento da biomassa fitoplanctónica. Estes resultados são contraditórios com o trabalho de Hessen et al. (2006) que identificaram o estado trófico (como o teor em clorofila *a*) como o principal determinante da diversidade zooplanctónica, uma vez que a riqueza específica aumentou. A abundância de Cyclopoida e *Bosmina* observados na primavera (Figura 13) aparecem associados a valores de clorofila *a* (Figura 15). Lopes (2002) também observou a mesma tendência na albufeira de Crestuma, isto é, um aumento da concentração de clorofila *a* seguido de um aumento da densidade de *Bosmina*, em junho. Beaver et al. (1999) e Jensen et al. (2013) referem que o género *Bosmina* caracteriza-se por ser tolerante a ecossistemas eutrofizados. Este género foi observado em elevadas abundâncias relativas na albufeira do Torrão, que tende a ser eutrófica segundo o Índice de Carlson (Teor em fósforo > 0,030 mg/L e teor em clorofila *a* > 8 µg/L) ao longo de todo o período do estudo. Além disso, os organismos Cyclopoida são também indicadores de ambientes com condições eutróficas (Beaver et al., 1999). Os hábitos alimentares dos Cyclopoida podem incluir grandes partículas e algas filamentosas (Fryer, 1957; Beaver et al., 1999) típicas de condições eutrofizadas. Neste estudo, as abundâncias elevadas de Cyclopoida na primavera coincidiram com elevados biovolume de algas filamentosas, nomeadamente a clorófito *Mougeotia* (>3 mm³/L). No presente estudo, a elevada abundância relativa na primavera destes dois microcrustáceos (Cyclopoida e *Bosmina*) demonstrou conformidade com os resultados obtidos relativamente à classificação final da qualidade da água segundo o RQE do fitoplâncton, que revelou ter uma menor qualidade ecológica na primavera em 3 dos 5 locais amostrados. Na Figura 13, é possível verificar um aumento considerável do género *Ceriodaphnia* no outono em quase todos os pontos amostrados (exceto no local

P). No entanto, também se observou um aumento da concentração de fósforo total nesta estação, relação já descrita por alguns autores entre aumento de pequenos cladóceros e aumento da concentração de fósforo na água, em lagos na Dinamarca (Jeppesen et al., 2000, 2011).

No que diz respeito aos grupos funcionais do zooplâncton (Tabela 12) e tendo em conta o facto de ser um albufeira com características eutróficas (Cabecinha et al., 2009), era esperado uma maior abundância de organismos filtradores de alta eficiência no verão. De seguida, os organismos de baixa eficiência filtradora apareceriam no outono e primavera, enquanto que os macrofiltradores seriam esperados em maior abundância no inverno (Geller & Müller, 1981; Jensen et al., 2013). No entanto, o observado no presente estudo foi que os macrofiltradores predominaram sobretudo no verão e no outono, e com abundâncias residuais (<2 %) no inverno, somente em DLM (Figura 14). O facto de no outono, no local P os macrofiltradores apresentarem uma abundância >80 %, poderá ser explicada pela presença do género *Sida*, uma vez que este é frequentemente encontrado em zonas litorais e associado a macrófitas (Walseng et al., 2006; Huey, 2011). Por outro lado, a elevada abundância de Calanoida no verão pode estar relacionada com a presença do dinoflagelado *Ceratium*, uma vez que este está descrito como uma alga que faz parte dos seus hábitos alimentares (Hart & Wragg, 2009). O caso da albufeira da Agueira contrasta com o este estudo (Geraldos & Silva-Santos, 2011) no que diz respeito à abundância de Calanoida no verão. Na Agueira, a espécie de Calanoida *Copidodiaptomus numidicus* (macrofiltrador) foi mais abundante em janeiro, ou seja, associado a temperaturas mais baixas e à reduzida abundância de algas filamentosas, nomeadamente de cianobactérias tal como o descrito por Geller e Müller (1981).

De acordo com análise da CCA obtida, a maioria dos géneros de zooplâncton identificados parecem ser influenciados por diversos fatores: concentração de nutrientes (P e NO_3^-), valores de condutividade, TSS e VSS. Estes resultados, particularmente os TSS e VSS estão de acordo com as suas dietas alimentares, partículas finas e detritos orgânicos (Amoros, 1984; Alonso, 1996). No que concerne à concentração de nutrientes, um estudo feito em lagos e albufeiras de regiões temperadas e subtropicais-tropicais mostrou que a variabilidade na estrutura da comunidade zooplânctónica está relacionada com o teor em nitratos (Pinto-Coelho et al., 2005). Por outro lado, a CCA indica que *Daphnia* e Cyclopoida estão diretamente relacionados com a turbidez e clorofila *a*, o que seria expectável uma vez que são organismos que tendem a ocorrer com maior abundância na primavera.

5. Conclusão

O presente estudo permitiu determinar o Potencial Ecológico da albufeira do Torrão segundo as métricas que são propostas pela DQA. Desta análise foi possível concluir que a água da albufeira apresenta um Potencial Ecológico Medíocre (segundo o elemento biológico - fitoplâncton) apenas na primavera em DRM. Contrariamente, no inverno em todos os locais amostrados, a água da albufeira do Torrão foi classificada com um Bom Potencial Ecológico. Em relação aos valores obtidos da análise dos parâmetros físico-químicos, foi possível concluir que o elevado teor em fosfato e oxigénio dissolvido (%) parecem refletir a menor qualidade da água no verão e no outono, o que determina um Potencial Ecológico Razoável nestas duas estações para todos os locais amostrados.

A dinâmica da comunidade zooplanctónica permitiu observar que os locais estudados apresentaram diferenças em termos de estrutura da comunidade durante as 4 estações amostradas, fornecendo uma visão mais realista sobre as alterações ocorridas na albufeira. Enquanto os resultados dos parâmetros físicos e químicos fornecem informações momentâneas, a dinâmica do zooplâncton reflete a evolução da qualidade da água da albufeira bem como o efeito combinado de diferentes parâmetros (físico e químicos e fitoplâncton). Tendo em conta a sensibilidade das respostas do zooplâncton às mudanças na albufeira, este parece ser um elemento biológico de qualidade a ser usado como uma ferramenta para avaliar a qualidade da água.

Assim, as três componentes de análise em conjunto: parâmetros físicos e químicos, fitoplâncton e zooplâncton, permitirão obter uma classificação e avaliação mais precisa do Potencial Ecológico de uma massa de água fortemente modificada. Por fim, e de forma a complementar avaliação da qualidade da água da albufeira do Torrão, dever-se-á fazer a caracterização da paisagem envolvente para perceber de que forma é que o uso da mesma poderá afetar a qualidade da água.

6. Referências bibliográficas

- A.P.A., 2012. Plano de gestão da região hidrográfica do Douro - Relatório Técnico. .
- A.P.A., 2016a. Plano de gestão da região hidrográfica do Douro. Parte 1 - Enquadramento e aspetos gerais. .
- A.P.A., 2016b. Avaliação Ambiental Estratégica | Plano de Gestão de Região Hidrográfica do Douro (RH3) | Plano de Gestão dos Riscos de Inundações (RH3). Relatório ambiental final. .
- Ackermann, W., G. White, E. Worthington, & J. Ivens, 1973. Man-Made Lakes: Their Problems and Environmental Effects. American Geophysical Union. Washington, DC.
- Alonso, M., 1996. Crustacea Branchiopoda Em Ramos, Maria Tercedor, Javier Ros, Xavier Noguera, Joaquim Sierra, Angel Mayol, Enrique Pierra, Fermin González, J. (ed), Fauna Ibérica vol.7. Museo Nacional de Ciencias Naturales, CSIC. Madrid: 486.
- Amoros, C., 1984. Introduction pratique a la systématique des organismes des eaux continentales françaises. Crustacés Cladocères. Bulletin Société Linnéenne de Lyon.
- APHA, 2005. Standard methods for the examination of water and waste water. American Public Health Association, Washington, DC.
- Baker, A. L., 2012. PhycoKey - Phycokey -- an image based key to Algae (PS Protista), Cyanobacteria, and other aquatic objects. University of New Hampshire Center for Freshwater Biology. , <http://cfb.unh.edu/phycokey/phycokey.htm>.
- Barnett, A. J., K. Finlay, & B. E. Beisner, 2007. Functional diversity of crustacean zooplankton communities: Towards a trait-based classification. *Freshwater Biology* 52: 796–813.
- Beaver, J. R., A. M. Miller-Lemke, & J. K. Acton, 1999. Midsummer zooplankton assemblages in four types of wetlands in the Upper Midwest, USA. *Hydrobiologia* 380: 209–220, <https://link.springer.com/content/pdf/10.1023%2FA%3A1003452118351.pdf>.
- Bellinger, E. G., & D. C. Sigeo, 2015. *Freshwater Algae: Identification, Enumeration and Use as Bioindicators*. John Wiley & Sons, Ltd, Chichester, UK, <http://dx.doi.org/10.1088/1751-8113/44/8/085201>.
- Bengtsson, L., R. W. Herschy, & R. W. Fairbridge, 2012. *Encyclopedia of Lakes and Reservoirs*. Springer Netherlands.
- Bhagowati, B., & K. Ahamad, 2018. A review on lake eutrophication dynamics and recent

developments in lake modeling. *Ecohydrol. Hydrobiol* ,
<http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S164235931730143X>.

Brito, S. L., P. M. Maia-Barbosa, & R. M. Pinto-Coelho, 2011. Zooplankton as an indicator of trophic conditions in two large reservoirs in Brazil. *Lakes & Reservoirs: Research & Management* 16: 253–264, <http://doi.wiley.com/10.1111/j.1440-1770.2011.00484.x>.

Brower, J. E., J. H. Zar, & C. N. von Ende, 1997. *Field and laboratory methods for general ecology* .

Cabecinha, E., R. Cortes, J. Alexandre Cabral, T. Ferreira, M. Lourenço, & M. Pardal, 2009. Multi-scale approach using phytoplankton as a first step towards the definition of the ecological status of reservoirs. *Ecological Indicators* 9: 240–255, https://ac.els-cdn.com/S1470160X08000496/1-s2.0-S1470160X08000496-main.pdf?_tid=b97ec27b-1aaa-4bd3-82a7-721eba4d7a88&acdnat=1537363655_ed16d34e0d107b21012d803ee4f7713.

Carlson, R. E., 1977. A trophic state index for lakes. *Limnology and Oceanography* 22: 361–369, <http://doi.wiley.com/10.4319/lo.1977.22.2.0361>.

Castro, A., V. Rodrigues, A. Vilaverde, F. Gonçalves, J. Silva, L. Sopas, M. Ferreira, M. Sottomayor, & S. Costa, 2014. Plano Estratégico de Desenvolvimento Intermunicipal do Tâmega e Sousa. Relatório Final. , 228.

Castro, B. B., & F. Gonçalves, 2007. Seasonal dynamics of the crustacean zooplankton of a shallow eutrophic lake from the Mediterranean region. *Fundamental and Applied Limnology / Archiv für Hydrobiologie* 169: 189–202, <http://openurl.ingenta.com/content/xref?genre=article&issn=1863-9135&volume=169&issue=3&spage=189>.

Castro, B. B., S. M. Marques, & F. Gonçalves, 2007. Habitat selection and diel distribution of the crustacean zooplankton from a shallow Mediterranean lake during the turbid and clear water phases. *Freshwater Biology* 52: 421–433.

Cortes, R. M. V., L. H. M. Carvalho, & M. J. P. M. Carvalho, 1991. Caracterização físico-química das águas dulciaquícolas. Implicações biológicas. UTAD, Vila Real, 131.

Davis, C. O., & M. S. Simmons, 1979. *Water chemistry and phytoplankton field and laboratory procedures*. Michigan.

Directiva 2000/60/CE, 2000. Directiva 2000/60/CE. *Jornal Oficial das Comunidades Europeias* . , 1–72.

Dodds, W. K., J. R. Jones, & E. B. Welch, 1998. Suggested classification of stream trophic state: distributions of temperate stream types by chlorophyll, total nitrogen, and phosphorus. *Wat. Res.* 32: 1455–1462, <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0043135497003709>.

Dodson, S. L., C. E. Cáceres, & D. C. Rogers, 2010. Cladocera and Other Branchiopoda Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates. Elsevier: 773–827, <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780123748553000200>.

Dudgeon, D., A. H. Arthington, M. O. Gessner, Z.-I. Kawabata, D. J. Knowler, C. Lévêque, R. J. Naiman, A.-H. Prieur-Richard, D. Soto, M. L. J. Stiassny, & C. A. Sullivan, 2006. Freshwater biodiversity: importance, threats, status and conservation challenges. *Biological Reviews* 81: 163, <http://doi.wiley.com/10.1017/S1464793105006950>.

Forró, L., N. M. Korovchinsky, A. A. Kotov, & A. Petrusek, 2008. Global diversity of cladocerans (Cladocera; Crustacea) in freshwater. *Hydrobiologia* 595: 177–184.

Fryer, G., 1957. The food of some freshwater cyclopid copepods and its ecological significance. *Journal of Animal ecology* 26: 263–286.

García-Chicote, J., X. Armengol, & C. Rojo, 2018. Zooplankton abundance: A neglected key element in the evaluation of reservoir water quality. *Limnologica* 69: 46–54, <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0075951117300464>.

Geller, W., & H. Müller, 1981. The filtration apparatus of Cladocera: Filter mesh-sizes and their implications on food selectivity. *Oecologia* 49: 316–321.

Geraldes, A. M., & P. Silva-Santos, 2011. Monitorização da comunidade zooplanctónica da albufeira da Aguieira (bacia do Mondego, Portugal): que fatores a influenciam?. *Captar: Ciência e Ambiente para Todos* 3: 12–23.

Gleick, P. H., 1998. Water in crisis: paths to sustainable water use. *Ecological Applications* Wiley-Blackwell 8: 571–579, [https://esajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1890/1051-0761\(1998\)008%5B0571:WICPTS%5D2.0.CO%3B2](https://esajournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1890/1051-0761(1998)008%5B0571:WICPTS%5D2.0.CO%3B2).

Gleick, P. H., 2000. A Look at Twenty-first Century Water Resources Development. *Water International* 25: 127–138, <http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/02508060008686804>.

Hart, R. C., & P. D. Wragg, 2009. Recent blooms of the dinoflagellate *Ceratium* in Albert Falls Dam (KZN): History, causes, spatial features and impacts on a reservoir ecosystem and its zooplankton. *Water SA* 35: 455–468.

Helios-Rybicka, E., A. Holda, & E. Jarosz, 2005. Monitoring and Quality Assessment of Selected Physical and Chemical Parameters of the Sola River System , South Poland. 10: 45–58.

Heller, L., & V. L. Pádua, 2006. Abastecimento de água para consumo humano. Belo Horizonte.

Herschy, R. W., 2012. Ecological Threat to Lakes and Reservoirs. In: Bengtsson L., Herschy R.W., Fairbridge R.W. (eds) Encyclopedia of Lakes and Reservoirs. Encyclopedia of Earth Sciences Series. : 258–270, http://www.springerlink.com/index/10.1007/978-1-4020-4410-6_79.

Hessen, D. O., B. A. Faafeng, V. H. Smith, V. Bakkestuen, & B. Walseng, 2006. Extrinsic and intrinsic controls of zooplankton diversity in lakes. Ecology 87: 433–443, <http://folk.uio.no/hessen/EcologyDiv2006.pdf>.

Huey, K. N., 2011. Invasion of a littoral cladoceran *Sida crystallina* into the pelagic zone of Christine Lake, NH and its potential impact on the phytoplankton community. UNH Center for Freshwater Biology Research 13: 10–17, http://cfb.unh.edu/PDF/2011/UNHCFBR_13_2_2011_Huey.pdf.

INAG, 2009a. Critérios para a Classificação do Estado das Massas de Água Superficiais - Rios e Albufeiras. Ministério Do Ambiente, Do Ordenamento Do Território E Do Desenvolvimento Regional. Instituto Da Água.

INAG, 2009b. Manual para a Avaliação da Qualidade Biológica da Água em Lagos e Albufeiras segundo a Directiva Quadro da Água-Protocolo de Amostragem e análise para o Fitoplâncton. Ministério Do Ambiente, Do Ordenamento Do Território E Do Desenvolvimento Regional. Instituto Da Água.

INAG, 2009c. Qualidade ecológica e gestão integrada de albufeiras. , 389.

INAG, 2011. Manual para a avaliação da qualidade biológica da água Manual para a avaliação da qualidade biológica da água. Guia de utilização da tabela de valores-guia normalizados de biovolumes e determinação do biovolume através de procedimentos laboratoriais. Ministério da Agricultura, Mar, Ambiente e Ordenamento do Território. Instituto da Água, I.P. , 2–59.

Jackson, R. B., S. R. Carpenter, C. N. Dahm, D. M. McKnight, R. J. Naiman, S. L. Postel, & S. W. Running, 2001. Water in a Changing World. Ecological Applications 11: 1027–1045, <http://www.jstor.org/stable/3061010?origin=crossref>.

Jensen, T. C., I. Dimante-Deimantovica, A. K. Schartau, & B. Walseng, 2013.

Cladocerans respond to differences in trophic state in deeper nutrient poor lakes from Southern Norway. *Hydrobiologia* 715: 101–112.

Jeppesen, E., J. P. Jensen, M. Søndergaard, T. Lauridsen, & F. Landkildehus, 2000. Trophic structure, species richness and diversity in Danish lakes: changes along a phosphorus gradient. *Freshwater Biology* 45: 201–218.

Jeppesen, E., P. Nõges, T. A. Davidson, J. Haberman, T. Nõges, K. Blank, T. L. Lauridsen, M. Søndergaard, C. Sayer, R. Laugaste, L. S. Johansson, R. Bjerring, & S. L. Amsinck, 2011. Zooplankton as indicators in lakes: a scientific-based plea for including zooplankton in the ecological quality assessment of lakes according to the European Water Framework Directive (WFD). *Hydrobiologia* 676: 279–297.

Jeppesen, E., M. Søndergaard, N. Mazzeo, M. Meerhoff, C. C. Branco, V. Huszar, & F. Scasso, 2005. Lake restoration and biomanipulation in temperate lakes: relevance for subtropical and tropical lakes Em Reddy, M. V. (ed), *Restoration and Management of Tropical Eutrophic Lakes*. Enfield, N.H.: Science Publishers: 341–359, <https://pdfs.semanticscholar.org/8ec4/faea43d2a5f77299caa52e9d6cf3318282c6.pdf>.

Kagalou, I. I., A. Kosiori, & I. D. Leonardos, 2010. Assessing the zooplankton community and environmental factors in a Mediterranean wetland. *Environmental Monitoring and Assessment* 170: 445–455.

Kehayias, G., E. Chalkia, S. Chalkia, G. Nistikakis, I. Zacharias, & A. Zotos, 2008. Zooplankton dynamics in the upstream part of Stratos reservoir (Greece). *Biologia* 63: 699–710.

Kjørboe, T., 2011. How zooplankton feed: mechanisms, traits and trade-offs. *Biological Reviews* 86: 311–339, <http://doi.wiley.com/10.1111/j.1469-185X.2010.00148.x>.

Krupa, E. G., S. S. Barinova, K. B. Isbekov, & S. Z. Assylbekova, 2018. The use of zooplankton distribution maps for assessment of ecological status of the Shardara reservoir (Southern Kazakhstan). *Ecohydrology & Hydrobiology Elsevier* 18: 52–65, <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1642359317300459>.

Laplace-Treytore, C., & T. Feret, 2016. Performance of the Phytoplankton Index for Lakes (IPLAC): A multimetric phytoplankton index to assess the ecological status of water bodies in France. *Ecological Indicators Elsevier Ltd* 69: 686–698, <http://dx.doi.org/10.1016/j.ecolind.2016.05.025>.

Lehner, B., C. R. Liermann, C. Revenga, C. Vörösmarty, B. Fekete, P. Crouzet, P. Döll, M. Endejan, K. Frenken, J. Magome, C. Nilsson, J. C. Robertson, R. Rödel, N. Sindorf,

& D. Wisser, 2011. High-resolution mapping of the world's reservoirs and dams for sustainable river-flow management. *Frontiers in Ecology and the Environment* 9: 494–502.

Litchman, E., M. D. Ohman, & T. Kiørboe, 2013. Trait-based approaches to zooplankton communities. *Journal of Plankton Research* 35: 473–484, <http://academic.oup.com/plankt/article/35/3/473/1505689/Traitbased-approaches-to-zooplankton-communities>.

Lorenzen, C. J., 1967. Determination of chlorophyll and phaeo-pigments: spectrophotometric equations. *Limnology and Oceanography* 12: 343–346.

Marce, R., & J. Armengol, 2010. Water quality in reservoirs under a changing climate. In: Sabater, S., Barceló, D. (Eds.), *Water Scarcity in the Mediterranean*. Springer Netherlands, Dordrecht, 73–94.

Moss, B., 2007. Shallow lakes, the water framework directive and life. What should it all be about?. *Hydrobiologia* 584: 381–394.

Moss, B., 2010. *Ecology of freshwaters: a view for the twenty-first century*. Atlantic. Blackwell Publishing Ltd.

Nisbet, M., & J. Verneaux, 1970. Composantes chimiques des eaux courantes. *Annls Limnol.* 6: 161–190.

Ohman, M. D., 1988. Behavioral responses of zooplankton to predation. *Bull. Mar. Sci.* 43: 530–550.

Olenina, I., S. Hajdu, L. Edler, N. Wasmund, S. Busch, J. Göbel, S. Gromisz, S. Huseby, M. Huttunen, A. Jaanus, P. Kokkonen, I. Ledaine, & E. Niemkiewicz, 2006. Biovolumes and Size-Classes of Phytoplankton in the Baltic Sea. *HELCOM Balt. Sea Environ. Proc.* No. 106. : 144.

Oliver, R. L., & G. G. Ganf, 2000. *Freshwater blooms The ecology of cyanobacteria*. Kluwer Academic Publishers, Netherlands: 149–194.

Paerl, H. W., R. S. Fulton, P. H. Moisander, & J. Dyble, 2001. Harmful Freshwater Algal Blooms, With an Emphasis on Cyanobacteria. *The Scientific World JOURNAL* 1: 76–113, <http://www.hindawi.com/journals/tswj/2001/139109/abs/>.

Pereira, E., F. O. Teles, & V. Vasconcelos, 2008. Variation of environmental parameters and dynamics of phytoplankton in a temperate eutrophic reservoir (Torrão, Tâmega River, Portugal). *Fresenius Environmental Bulletin* 17: 2193–2199,

https://www.researchgate.net/profile/Luis_Oliva_Teles/publication/286815360_Variation_of_environmental_parameters_and_dynamics_of_phytoplankton_in_a_temperate_eutrophic_reservoir_Torrao_Tamega_River_Portugal/links/59b3b34fa6fdcc3f88956795/Variation-of-env.

Pinto-Coelho, R., B. Pinel-Alloul, G. Méthot, & K. E. Havens, 2005. Crustacean zooplankton in lakes and reservoirs of temperate and tropical regions: variation with trophic status. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 62: 348–361, <http://www.nrcresearchpress.com/doi/abs/10.1139/f04-178>.

Pires, L., 2014. Perfil da comunidade planctónica da albufeira de Crestuma-Lever. Faculdade de Ciências da Universidade do Porto.

Portal do Clima, 2018. PORTAL DO CLIMA. , <http://portaldoclima.pt/pt/>.

Portilho, E., 2013. Avaliação da Qualidade Ecológica do Rio Tâmega. Faculdade de Ciências da Universidade do Porto.

Rand, M. C., A. E. Greenberg, & M. J. Taras, 1976. Standard methods for the examination of water and wastewater. American Public Health Association, American Water Works Association, and Water Pollution Control Federation.

Regueiras, A. V. B., 2009. Comparação de métodos de identificação e quantificação de cianobactérias e suas toxinas na Albufeira do Torrão (Rio Tâmega). Faculdade de Ciências e Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar da Universidade do Porto.

Reid, J. W., & C. E. Williamson, 2010. Copepoda Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates. : 829–899.

Sánchez, E., M. F. Colmenarejo, J. Vicente, A. Rubio, M. G. García, L. Travieso, & R. Borja, 2007. Use of the water quality index and dissolved oxygen deficit as simple indicators of watersheds pollution. *Ecological Indicators Elsevier* 7: 315–328, https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1470160X06000239?_rdoc=1&fmt=high&_origin=gateway&_docanchor=&md5=b8429449ccfc9c30159a5f9aeaa92ffb.

Santos, N., 2013. Avaliação do Estado Trófico da Albufeira do Sordo. Faculdade de Ciências da Universidade do Porto.

Simões, N. R., A. H. Nunes, J. D. Dias, F. A. Lansac-Tôha, L. F. M. Velho, & C. C. Bonecker, 2015. Impact of reservoirs on zooplankton diversity and implications for the conservation of natural aquatic environments. *Hydrobiologia* 758: 3–17.

Smirnov, N. N., 2014. Nutrition Physiology of the Cladocera. Elsevier: 33–74,

<http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/B9780123969538000045>.

Smith, V. H., G. D. Tilman, & J. C. Nekola, 1999. Eutrophication: impacts of excess nutrient inputs on freshwater, marine, and terrestrial ecosystems. *Environmental Pollution* 100: 179–196, www.elsevier.com/locate/envpol.

SNIRH, 2018. Sistema Nacional de Informação de Recursos Hídricos. , https://snirh.apambiente.pt/index.php?idRef=MTE3Nw==&simbolo_redehidro=07H/01A

Søndergaard, M., E. Jeppesen, J. P. Jensen, & S. L. Amsinck, 2005. Water Framework Directive: Ecological classification of Danish lakes. *Journal of Applied Ecology* 42: 616–629.

Spellman, F. R., 2003. *Handbook of Water and Wastewater Treatment Plant Operations*. Lewis Publisher.

Straile, D., 2015. Zooplankton biomass dynamics in oligotrophic versus eutrophic conditions: A test of the PEG model. *Freshwater Biology* 60: 174–183.

Teles, L. O., E. Pereira, M. Saker, & V. Vasconcelos, 2008. Virtual experimentation on cyanobacterial bloom dynamics and its application to a temperate reservoir. *Lakes & Reservoirs: Research & Management* 13: 135–143.

UN-Water, 2011. Water quality. , <http://www.environment.nsw.gov.au/water/waterqual.htm>.

Vale, S., 2005. Comunidades planctónicas da albufeira do Torrão. Eutrofização e Biodiversidade. Faculdade de Ciências da Universidade do Porto.

Wada, Y., I. Graaf, & L. Beek, 2016. High-resolution modeling of human and climate impacts on global water resources. *Journal of Advances in Modeling Earth Systems* 6: 513–526.

Walseng, B., D. O. Hessen, G. Halvorsen, & A. K. Schartau, 2006. Major contribution from littoral crustaceans to zooplankton species richness in lakes. *Limnology and Oceanography* 51: 2600–2606, <http://doi.wiley.com/10.4319/lo.2006.51.6.2600>.

Ward, J. V., & J. A. Stanford, 1995. The serial discontinuity concept: Extending the model to floodplain rivers. *Regulated Rivers: Research & Management* 10: 159–168, <http://doi.wiley.com/10.1002/rrr.3450100211>.

Wetzel, R. G., 1993. *Limnologia*. Limnologia. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa, Portugal.

Wetzel, R. G., 2001. *Limnology: lake and river ecosystems*. .

Williamson, C. E., & N. M. Butler, 1986. Predation on rotifers by the suspension-feeding Calanoid copepod *Diaptomus pallidus*. *Limnol. Oceanogr* 31: 393–402, <https://aslopubs.onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.4319/lo.1986.31.2.0393>.

Williamson, C. E., D. P. Morris, M. L. Pace, & O. G. Olson, 1999. Dissolved organic carbon and nutrients as regulators of lake ecosystems: Resurrection of a more integrated paradigm. *Limnology and Oceanography* 44: 795–803.

Witty, L., 2004. Practical guide to identifying freshwater crustacean zooplankton. *Cooperative Freshwater Ecology Unit*, 60, <http://41.215.122.106/dspace/handle/0/5674>.

World Water Assessment Programme, 2009. *The United Nations World Water Development Report3:Water in a Changing World*. Paris: UNESCO, and London: Earthscan, www.earthscan.co.uk.

Anexos

Anexo I – Listagem dos taxa de fitoplâncton recolhidos em cada local, nas quatros estações e respetivo biovolume.

TAXA	Local - MC			
	Verão Biovolume (mm ³ /L)	Outono Biovolume (mm ³ /L)	Inverno Biovolume (mm ³ /L)	Primavera Biovolume (mm ³ /L)
Ankyra		0,013		0,101
Aphanocapsa		0,0003		0,00002
Asterionella		0,092		0,003
Caloneis			0,130	
Ceratium	1,924			
Chlorella	0,092	0,001	0,0003	0,020
Chroococcus	116,541	5,858	2,734	1,052
Closterium	0,010			
Coccomyxa	2,584	0,042	0,319	
Cocconeis			0,094	
Coelastrum	5,687	4,544	0,058	0,675
Crucigenia				0,011
Cryptomonas		0,817	0,048	5,652
Cyclotella	0,002	0,002	0,007	0,044
Cymbella		0,040	0,121	0,653
Diatoma			0,015	
Dictyosphaerium		1,585	0,868	3,721
Eudorina				0,547
Euglena				0,012
Eunotia			0,021	
Fragilaria	0,751	0,146	0,151	0,151
Golenkinia				0,110
Gomphonema			0,004	
Hyalodiscus		1,096		
Kirchneriella		0,0002		0,001
Mallomonas		0,067		0,401
Melosira			0,052	0,597
Meridion			0,006	
Micrasterias	0,719			
Microcystis	2,008	3,787	0,562	
Monoraphidium		0,0002		0,014
Mougeotia	0,724	0,965	0,298	4,586
Navicula	0,025	0,043	0,121	0,455
Nitzschia				0,493
Nostoc	0,014			0,002
Oocystis	0,009			
Pandorina			0,001	0,532
Pediastrum	0,415			
Peridinium		0,008		0,251
Pinnularia		0,002	0,004	
Pseudanabaena			0,0002	
Rhodomonas		0,178		2,654
Rhoicosphenia			0,009	0,006
Scenedesmus	0,007	0,027	0,007	0,120
Snowella		0,147		
Sphaerocystis		0,030		0,066
Staurastrum	0,573	0,533		0,096
Stauroneis			0,00002	
Stephanodiscus		0,025		0,020
Stichococcus	0,173			
Surirella			0,023	0,065
Synechocystis				0,048
Synedra	1,992	0,152	0,441	1,423
Tabellaria	0,787		0,076	0,098
Tetraedron	0,008			0,002
Tetrastrum				0,023
Trachelomonas		0,011		

Local - PF				
TAXA	Verão	Outono	Inverno	Primavera
	Biovolume (mm ³ /L)			
<i>Ankistrodesmus</i>		0,001		
<i>Ankyra</i>		0,027		0,167
<i>Aphanocapsa</i>		0,001		
<i>Asterionella</i>		0,010		0,025
<i>Aulacoseira</i>	0,006			
<i>Ceratium</i>	0,350			
<i>Chlorella</i>	0,151		0,001	0,024
<i>Chroococcus</i>	90,780	4,767		
<i>Coccomyxa</i>	1,198	0,015	0,004	
<i>Cocconeis</i>			0,072	
<i>Coelastrum</i>	3,036	1,523	0,171	0,482
<i>Cryptomonas</i>		0,221	0,052	0,931
<i>Cyclotella</i>		0,004	0,007	0,013
<i>Cymbella</i>		0,224	0,199	
<i>Dictyosphaerium</i>		3,411	0,299	1,373
<i>Eudorina</i>				0,012
<i>Fragilaria</i>	0,603	0,313	0,098	0,054
<i>Gleocapsa</i>			0,0004	
<i>Golenkinia</i>				0,184
<i>Gomphonema</i>			0,0004	
<i>Kirchneriella</i>		0,0001		0,036
<i>Mallomonas</i>		0,029	0,003	0,043
<i>Melosira</i>		0,018	0,054	0,670
<i>Meridion</i>			0,002	
<i>Merismopedia</i>		0,0001		
<i>Microcystis</i>	2,812	0,964	0,214	0,403
<i>Monoraphidium</i>				0,041
<i>Mougeotia</i>	0,402	0,499	0,118	3,620
<i>Navicula</i>	0,084	0,142	0,121	0,093
<i>Nitzschia</i>	1,303			0,735
<i>Nostoc</i>	0,124			
<i>Pandorina</i>	0,159			0,133
<i>Pediastrum</i>		0,055	0,024	0,074
<i>Peridinium</i>	0,923	0,004		0,090
<i>Pinnularia</i>			0,0004	
<i>Pseudanabaena</i>	0,019		0,0003	0,002
<i>Rhodomonas</i>		0,214	0,0001	0,681
<i>Rhoicosphenia</i>			0,009	
<i>Scenedesmus</i>		0,075	0,007	0,060
<i>Snowella</i>		0,272		
<i>Sphaerocystis</i>		0,011		0,020
<i>Staurastrum</i>	0,526	0,325	0,008	
<i>Stauroneis</i>			0,0002	
<i>Stephanodiscus</i>		0,005	0,001	
<i>Stichococcus</i>	0,432			
<i>Surirella</i>			0,036	
<i>Synechocystis</i>				0,716
<i>Synedra</i>	7,115	0,484	0,493	1,281
<i>Tabellaria</i>	0,037		0,004	
<i>Tetraedron</i>	0,006	0,001		0,002
<i>Tetrastrum</i>				0,001
<i>Trachelomonas</i>		0,003	0,004	
<i>Volvox</i>	65,450			

Local - P				
TAXA	Verão	Outono	Inverno	Primavera
	Biovolume (mm ³ /L)			
<i>Ankyra</i>		0,015	0,0001	0,029
<i>Aphanocapsa</i>		0,001		
<i>Asterionella</i>		0,010	0,0002	0,192
<i>Aulacoseira</i>		0,010		
<i>Caloneis</i>			0,028	
<i>Ceratium</i>	4,022			
<i>Chlorella</i>	0,037	0,001	0,001	0,017
<i>Chroococcus</i>	49,859	3,330	1,215	0,841
<i>Coccomyxa</i>	1,240	0,631	0,006	
<i>Cocconeis</i>			0,042	
<i>Coelastrum</i>	1,928	4,338	0,184	0,058
<i>Cryptomonas</i>		0,069	0,020	1,989
<i>Cyclotella</i>	0,015	0,004	0,004	
<i>Cymatopleura</i>			0,050	
<i>Cymbella</i>		0,075	0,137	
<i>Diatoma</i>			0,007	
<i>Dictyosphaerium</i>		2,441	0,192	1,226
<i>Eudorina</i>			0,015	0,328
<i>Eunotia</i>			0,033	
<i>Fragilaria</i>	0,259	0,251	0,110	0,040
<i>Gleocapsa</i>		0,002		
<i>Golenkinia</i>				0,033
<i>Gomphonema</i>			0,001	
<i>Kirchneriella</i>		0,0005		0,055
<i>Mallomonas</i>		0,023	0,206	
<i>Melosira</i>		0,001	0,036	1,651
<i>Meridion</i>			0,001	
<i>Merismopedia</i>		0,000004	0,00001	
<i>Microcystis</i>		0,0001	0,179	1,928
<i>Monoraphidium</i>				0,068
<i>Mougeotia</i>	0,523	0,386	0,082	6,516
<i>Navicula</i>	0,034	0,142	0,121	0,010
<i>Nitzschia</i>				0,346
<i>Pediastrum</i>	0,138		0,010	0,044
<i>Peridinium</i>	0,092			0,151
<i>Pseudanabaena</i>				0,003
<i>Rhodomonas</i>		0,042	0,001	0,554
<i>Rhoicosphenia</i>			0,004	
<i>Scenedesmus</i>		0,032	0,023	0,120
<i>Snowella</i>		0,327		
<i>Sphaerocystis</i>		0,006		0,003
<i>Staurastrum</i>	0,382	0,344		
<i>Stauroneis</i>		0,0001	8,37E-05	
<i>Stephanodiscus</i>		0,004	0,0003	
<i>Stichococcus</i>	2,145			
<i>Surirella</i>			0,0087	
<i>Synechocystis</i>				1,896
<i>Synedra</i>	8,040	0,171	0,367	0,427
<i>Tabellaria</i>	0,037		0,005	0,030
<i>Tetraedron</i>	0,002			0,002
<i>Tetrastrum</i>				0,001
<i>Trachelomonas</i>			0,001	0,015
<i>Ulothrix</i>		0,061		
<i>Volvox</i>	43,633			

Local - DLM				
TAXA	Verão	Outono	Inverno	Primavera
	Biovolume (mm ³ /L)			
<i>Anabanena</i>				0,058
<i>Ankistrodesmus</i>				0,003
<i>Ankyra</i>		0,018		0,008
<i>Aphanocapsa</i>		0,001		
<i>Asterionella</i>		0,034	0,002	0,170
<i>Aulacoseira</i>		0,087		0,401
<i>Caloneis</i>			0,343	
<i>Ceratium</i>	0,646			
<i>Chlorella</i>	0,064	0,009	0,003	0,017
<i>Chroococcus</i>	15,368	3,242		1,753
<i>Closterium</i>		0,015		
<i>Coccomyxa</i>	1,569	0,001	0,072	
<i>Cocconeis</i>			0,096	0,031
<i>Coelastrum</i>	0,055	5,302	0,495	0,289
<i>Crucigeniella</i>		0,001		
<i>Cruciginea</i>			9,03E-05	
<i>Cryptomonas</i>		0,418	0,025	1,389
<i>Cyclotella</i>	0,004	0,020	0,011	0,013
<i>Cymbella</i>			0,174	
<i>Diatoma</i>			0,023	
<i>Dictyosphaerium</i>		3,865	0,227	1,550
<i>Epithemia</i>			0,001	
<i>Eudorina</i>			0,036	
<i>Eunotia</i>			0,245	
<i>Fragilaria</i>	0,138	0,518	0,232	0,034
<i>Geminella</i>			0,0004	
<i>Gomphonema</i>			0,004	
<i>Gomphosphaeria</i>	0,023			
<i>Kirchneriella</i>		0,0003		0,037
<i>Mallomonas</i>		0,079	0,015	0,029
<i>Melosira</i>		0,031	0,088	2,895
<i>Meridion</i>			0,001	
<i>Microcystis</i>		0,602	0,107	1,607
<i>Monoraphidium</i>				0,046
<i>Mougeotia</i>	0,149	1,227	0,644	7,160
<i>Navicula</i>	0,008	0,076	0,284	0,590
<i>Nitzschia</i>			0,016	0,312
<i>Nostoc</i>	0,062			
<i>Pediastrum</i>			0,120	
<i>Peridinium</i>	0,341			0,063
<i>Pseudanabaena</i>				0,002
<i>Rhodomonas</i>		0,206		0,387
<i>Rhoicosphenia</i>		0,002	0,005	
<i>Scenedesmus</i>	0,012	0,120	0,015	0,064
<i>Selenastrum</i>				0,004
<i>Snowella</i>		0,559		
<i>Sphaerocystis</i>		0,007		0,015
<i>Staurastrum</i>	0,838	0,932	0,013	0,048
<i>Stauroneis</i>		0,001		
<i>Stephanodiscus</i>		0,028		0,001
<i>Stichococcus</i>	0,090			
<i>Surirella</i>			0,030	0,033
<i>Synechocystis</i>				1,503
<i>Synedra</i>	11,165	0,285	1,461	0,925
<i>Tabellaria</i>	0,034		0,038	
<i>Tetraedron</i>	0,002			
<i>Tetrastrum</i>				0,0005
<i>Trachelomonas</i>			0,002	
<i>Volvox</i>		10,908		
<i>Westella</i>		0,033		
<i>Woronichinia</i>	0,021			

Local - DRM				
TAXA	Verão	Outono	Inverno	Primavera
	Biovolume (mm ³ /L)			
<i>Anabanena</i>				0,053
<i>Ankistrodesmus</i>				0,001
<i>Ankyra</i>		0,014	7,11E-05	0,005
<i>Aphanocapsa</i>		0,001		4,95E-06
<i>Asterionella</i>		0,018	0,002	0,206
<i>Aulacoseira</i>		0,019		0,196
<i>Caloneis</i>			0,082	
<i>Chlorella</i>	0,144		0,002	0,017
<i>Chroococcus</i>	13,144	4,819		
<i>Closterium</i>				0,050
<i>Coccomyxa</i>	0,350	0,032	0,220	
<i>Cocconeis</i>			0,036	0,031
<i>Coelastrum</i>	2,265	3,012	0,183	0,241
<i>Crucigeniella</i>		0,002		0,001
<i>Cruciginea</i>				0,046
<i>Cryptomonas</i>		0,379	0,056	1,594
<i>Cyclotella</i>	0,007	0,004	0,003	0,004
<i>Cymbella</i>		0,117	0,077	
<i>Diatoma</i>			0,016	
<i>Dictyosphaerium</i>		3,549	0,305	1,395
<i>Eudorina</i>	23,401			
<i>Euglena</i>		0,014		
<i>Eunotia</i>			0,025	
<i>Fragilaria</i>	0,316	0,405	0,127	0,045
<i>Golenkinia</i>				0,028
<i>Gomphonema</i>			0,002	
<i>Kirchneriella</i>				0,032
<i>Mallomonas</i>	0,014	0,036		0,129
<i>Melosira</i>		0,032	0,041	3,270
<i>Meridion</i>			0,003	
<i>Microcystis</i>	0,803			2,410
<i>Monoraphidium</i>				0,039
<i>Mougeotia</i>	0,161	0,845	0,381	12,268
<i>Navicula</i>		0,084	0,090	0,110
<i>Nitzschia</i>			0,015	0,275
<i>Nostoc</i>	0,232			
<i>Pediastrum</i>			0,009	
<i>Peridinium</i>	0,369	0,045		
<i>Phacus</i>		0,019		
<i>Pseudanabaena</i>	0,024			0,002
<i>Rhodomonas</i>		0,141		0,303
<i>Rhoicosphenia</i>			0,002	
<i>Scenedesmus</i>		0,077	0,018	0,117
<i>Selenastrum</i>				0,004
<i>Snowella</i>		0,438		
<i>Sphaerocystis</i>		0,002		0,013
<i>Staurastrum</i>		0,382		
<i>Stauroneis</i>		0,001		
<i>Stephanodiscus</i>		0,012	0,0001	
<i>Stichococcus</i>	0,192			
<i>Surirella</i>			0,006	
<i>Synechocystis</i>				1,277
<i>Synedra</i>	12,878	0,142	0,539	0,142
<i>Tabellaria</i>			0,051	
<i>Tetraedron</i>	0,011			
<i>Tetrastrum</i>		0,001		
<i>Trachelomonas</i>		0,012		0,008
<i>Westella</i>	0,629			