

Teo 4/08

Susana Micaela Vale

Comunidades planctónicas da albufeira do Torrão. Eutrofização e Biodiversidade



Departamento de Zoologia e Antropologia
Faculdade de Ciências da Universidade do Porto

Porto – 2005



FC

Biblioteca
Faculdade de Ciências
Universidade do Porto



D000062106

DEPARTAMENTO DE ZOOLOGIA E ANATOMIA
45390
ESTADO DE SÃO PAULO

Susana Micaela Vale

Porto, 7 de julho de 2005

A Presidente do júri

Luísa Fidalgo

UNIVERSIDADE DO PORTO
Faculdade de Ciências

Departamento de Zoologia
e Antropologia

**Comunidades planctónicas da albufeira do Torrão.
Eutrofização e Biodiversidade**

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências da Universidade do Porto
para obtenção do grau de Mestre em Hidrobiologia

Departamento de Zoologia e Antropologia
Faculdade de Ciências da Universidade do Porto

Porto – 2005

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Doutor Vitor Vasconcelos, pela orientação do trabalho, mas também pela serenidade e confiança que sempre me transmitiu.

À Dra. Joana Osswald, que me acompanhou nas colheitas, pela colaboração e pelos muitos conselhos.

À Dra. Marília Coelho pela colaboração valorosa no que concerne ao zooplâncton.

Ao Prof. Doutor Filipe Oliva Teles, pelo tratamento estatístico dos dados.

À Dra. Manuela Cerqueira e Dra. Elisa Pereira pelo muito que me ensinaram.

À Prof. Doutora Isabel Nogueira e Dra. Rosário Martins pela generosa ajuda na resolução dos pequenos problemas do dia-a-dia no laboratório.

Ao Prof. Doutor Acácio Rodrigues e Prof. Doutora Cidália Pina-Vaz, porque a forma como ampararam os meus primeiros passos pelo mundo da ciência é o que me permite caminhar hoje com mais segurança.

Aos professores da parte curricular do mestrado, porque com todos aprendi algo que me foi útil na execução deste trabalho.

Aos restantes colegas de laboratório e de mestrado, pelo apoio e incentivo.

Aos Bombeiros Voluntários do Marco de Canaveses pela enorme disponibilidade para colaborar neste projecto, transportando-nos sempre com segurança ao local de estudo.

À família e aos amigos, por estarem sempre presentes.

À família Ferreira Pinto, pelo inesgotável carinho e apoio.

Ao Ricardo, especialmente pela enorme paciência durante a redacção da tese.

Aos meus pais, a quem devo tudo o que sou, e a quem dedico este trabalho.

RESUMO

Foi realizado um estudo anual da dinâmica de nutrientes e plâncton na albufeira do Torrão, entre Amarante e Marco de Canaveses (rio Tâmega). A albufeira apresenta um historial de problemas relacionado com a presença de florescências de cianobactérias tóxicas, o que leva a que diversos trabalhos se tenham desenvolvido no local, especialmente no campo da monitorização. Com este trabalho pretende-se contribuir para o conhecimento da limnologia da albufeira do Torrão, dando especial ênfase às comunidades planctónicas. Os dados obtidos revelam que a albufeira do Torrão apresenta um perfil de oxigénio com clara estratificação de Junho a Setembro, ocorrendo anóxia no hipolimnio. O nível de fosfatos atinge o mínimo na albufeira durante esses meses, podendo tornar-se limitante para o fitoplâncton em geral e favorecer as cianobactérias, que têm maior afinidade para o fosfato. Foi detectada a presença de cianobactérias potencialmente tóxicas em Amarante e no Marco, tendo dominado inclusivamente o fitoplâncton da albufeira nos meses mais quentes. Entre Julho e Outubro foram detectadas microcistinas na albufeira. Os valores de clorofila *a*, transparência, nutrientes e densidade e composição de fito e zooplâncton permitem situar a albufeira no limiar da eutrofização. Sendo a albufeira utilizada para captação para abastecimento público, os sinais evidentes de eutrofização, e em especial a presença de cianobactérias tóxicas, devem constituir motivo de preocupação para as autoridades sanitárias e lançar um alerta para a importância da monitorização desta massa de água.

ABSTRACT

Nutrient and plankton annual dynamics were studied in Torrão reservoir, between Amarante and Marco de Canaveses (river Tâmega). The reservoir has shown a history of problems related to toxic blooms of cyanobacteria, which led several authors to conduct studies in this ecosystem. With this work we intent to contribute to the knowledge of the limnology of the reservoir, highlighting planktonic communities. Oxygen levels revealed a clear stratification in the reservoir between June and September, with anoxia in the hypolimnion. Phosphate levels reached their minimum during those months, thus favoring cyanobacteria, whose affinity to phosphate is higher. Potentially toxic cyanobacteria were found in Amarante and Marco, and were the dominant phytoplankton group in the reservoir during summer. Microcystins were found in Marco between July and October. The obtained data for chlorophyll *a*, transparency, nutrients and abundance and composition of plankton, indicate that the reservoir is in the threshold of eutrophication. Since the reservoir is used for water supply, the clear signs of eutrophication should be of concern, as so should be the presence of toxic cyanobacteria.

ÍNDICE

	Pg.
1. INTRODUÇÃO.....	1
1.1. Fitoplâncton	3
1.1.1. Cianobactérias.....	6
1.2. Zooplâncton.....	11
1.3. Breves considerações sobre a albufeira do Torrão.....	15
1.4. Objectivos.....	19
2. METODOLOGIA	20
2.1. Locais e estratégias de amostragem.....	20
2.2. Recolha e transporte das amostras.....	22
2.3. Metodologia analítica.....	23
2.3.1. Parâmetros físicos e químicos.....	23
2.3.2. Plâncton.....	23
2.3.3. Quantificação de microcistinas	24
2.4. Tratamento de dados.....	25
2.4.1. Caracterização do estado trófico.....	25
2.4.2. Análise estatística.....	26
3. APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DE RESULTADOS	27
3.1. Parâmetros físico-químicos	27
3.1.1. Coluna de água e transparência.....	27
3.1.2. Temperatura ambiente	28
3.1.3. Temperatura da água	28
3.1.4. Oxigénio dissolvido	30
3.1.5. pH.....	32
3.1.6. Condutividade.....	33
3.1.7. Nutrientes.....	35
3.1.8. Discussão geral sobre parâmetros físicos e químicos na albufeira	42
3.2. Parâmetros biológicos.....	47
3.2.1. Clorofila <i>a</i> e Feopigmentos	47
3.2.2. Comunidades Planctónicas.....	50
3.2.2.1. Fitoplâncton	50
3.2.2.2. Zooplâncton.....	59
3.2.3. Microcistinas.....	63
3.2.4. Discussão geral sobre parâmetros biológicos no Torrão	65
3.2.4.1. Sucessão <i>Aphanizomenon</i> – <i>Microcystis</i>	72
3.3. Avaliação do estado trófico.....	76
4. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	78

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	80
------------------------------------	----

ANEXOS:

I – Protocolos para a determinação de:

Amónia

Nitritos

Nitratos

Fosfatos

II – Protocolo para a realização de análise ELISA

III – Perfil de temperatura na albufeira do Torrão

IV – Tratamento estatístico

V – Densidade das diferentes espécies e grupos fitoplanctónicos

VI – Densidade das diferentes espécies e grupos zooplanctónicos

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pg.
Figura 1 – Exemplos dos principais grupos fitoplanctónicos dulciaquícolas: a) clorófitas; b) diatomáceas; c) criptófitas; d) cianobactérias; e) crisófitas; f) dinoflagelados	3
Figura 2 – Chave dicotómica resumida para identificação dos principais grupos fitoplanctónicos dulciaquícolas.....	4
Figura 3 – Exemplos dos principais grupos zooplanctónicos dulciaquícolas: a) Protozoa; b) Rotífera; c) Cladocera; d) Copepoda	11
Figura 4 – Localização da Bacia Hidrográfica do Douro e da sub-Bacia do rio Tâmega em território nacional.....	15
Figura 5 – O rio Tâmega, no troço entre Amarante e a albufeira do Torrão.....	16
Figura 6 – Localização geográfica e aspecto geral da estação de amostragem do Marco	20
Figura 7 – Localização geográfica e aspecto geral da estação de amostragem de Amarante ...	21
Figura 8 – Variação temporal da profundidade máxima e transparência da coluna de água (metros) na albufeira do Torrão (Marco)	27
Figura 9 – Variação temporal da temperatura ambiente (°C) em Amarante e Marco	28
Figura 10 – Variação temporal da temperatura da água (°C) em Amarante e Marco	29
Figura 11 – Variação temporal do oxigénio dissolvido (mg/l) e saturação (%) em Amarante	30
Figura 12 – Perfil de oxigénio na albufeira do Torrão	31
Figura 13 – Variação temporal do pH em Amarante e Marco.....	32
Figura 14 – Variação temporal da condutividade ($\mu\text{S}/\text{cm}$) em Amarante e Marco	34
Figura 15 – Variação temporal do azoto amoniacal (mg N/l) em Amarante e Marco	36
Figura 16 – Variação temporal de nitritos (mg N- NO_2/l) em Amarante e Marco	37
Figura 17 – Variação temporal de nitratos (mg N- NO_3/l) em Amarante e Marco.....	38
Figura 18 – Variação temporal de fosfatos (mg P- PO_4/l) em Amarante e Marco.....	39
Figura 19 – Variação temporal da razão N:P em Amarante e Marco	41
Figura 20 – Classificação numérica dos dados de Amarante e Marco com base nos parâmetros físicos e químicos.....	44
Figura 21 – Análise de correspondência em Amarante e Marco	45
Figura 22 – Variação temporal da clorofila <i>a</i> e feopigmentos (mg/m^3) em Amarante e Marco	47
Figura 23 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Amarante.....	50
Figura 24 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Amarante: a) diatomáceas; b) clorófitas (escala logarítmica)	51

Figura 25 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Marco 1	52
Figura 26 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Marco 1: a) diatomáceas e clorófitas; b) cianobactérias (escala logarítmica)	53
Figura 27 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Marco 2	55
Figura 28 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Marco 2: a) diatomáceas e clorófitas; b) cianobactérias (escala logarítmica)	56
Figura 29 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Marco 3	57
Figura 30 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Marco 3: a) diatomáceas e clorófitas; b) cianobactérias (escala logarítmica)	58
Figura 31 – Variação temporal da estrutura da comunidade zooplanctónica (% da densidade total) em Amarante	59
Figura 32 – Variação temporal do zooplâncton total (zoo total) e das principais espécies zooplanctónicas em Amarante: a) protozoários; b) rotíferos, cladóceros e copépodes (escala logarítmica)	60
Figura 33 – Variação temporal da estrutura da comunidade zooplanctónica (% da densidade total) em Marco de Canaveses.....	61
Figura 34 – Variação temporal do zooplâncton total (zoo total) e das principais espécies de protozoários no Marco (escala logarítmica).....	62
Figura 35 – Variação temporal do zooplâncton total (zoo total) e das principais espécies zooplanctónicas no Marco: a) rotíferos; b) cladóceros e copépodes (escala logarítmica)	63
Figura 36 – Variação temporal, de Julho a Outubro, da concentração de microcistinas ($\mu\text{g/l}$) na água e nas células no Marco: a) Marco 1; b) Marco 2; c) Marco 3.....	64
Figura 37 – Evolução temporal da densidade fitoplanctónica (n.º de células/ml) e clorofila <i>a</i> (mg/m^3) em Amarante (a), Marco 1 (b), Marco 2 (c) e Marco 3(d).....	66
Figura 38 – Classificação numérica dos dados de Amarante e Marco com base nas comunidades planctónicas.....	69
Figura 39 – Análise de correspondência em Amarante e Marco	70
Figura 40 – Análise de correspondência com base nas densidades de <i>Aphanizomenon</i> e <i>Microcystis</i> em Amarante e Marco	73

ÍNDICE DE TABELAS

	Pg.
Tabela I – Níveis de risco para a saúde humana por contacto recreativo com água com cianobactérias.....	8
Tabela II – Metodologias e equipamentos utilizados para determinação dos parâmetros físico-químicos.....	23
Tabela III – Classificação do estado trófico segundo a OCDE.....	25
Tabela IV – Classificação do estado trófico segundo Weber, EPA.....	26
Tabela V – Valores de fronteira entre eutrofização moderada e avançada segundo Margalef	26
Tabela VI – Valores médios de amónia (mg N-NH ₄ /l), nitritos (mg N-NO ₂ /l), nitratos (mg N-NO ₃ /l), e fosfatos (mg P-PO ₄ /l) em Amarante e Marco.....	35
Tabela VII – Valores médios e limites de variação de clorofila <i>a</i> e feopigmentos (mg/m ³) em Amarante e Marco.....	47
Tabela VIII – Coeficientes de correlação entre clorofila <i>a</i> e comunidades zooplanctónicas em Amarante e Marco.....	68
Tabela IX – Valores médios de TSI para a clorofila <i>a</i> , disco de Secchi e azoto total em Amarante e Marco	77

1. INTRODUÇÃO

Nas últimas décadas do século XX cresceu a consciência da esgotabilidade dos recursos dulciaquícolas e da importância da sua gestão. A elevada pressão sobre eles exercida, aliada muitas vezes a algum laxismo ou até a uma gestão danosa, convergiram na degradação de tão importante recurso.

Entre as intervenções antropogénicas com maior impacte nos nossos rios encontra-se a construção de barragens, com a criação de albufeiras artificiais de água praticamente estagnada. As barragens podem ter diferentes funcionalidades, como o controlo do nível das águas em períodos de seca ou cheias, a produção de energia hidroeléctrica ou a produção de água para consumo humano. A inerente transformação de ecossistemas lóticos em semi-lênticos acarreta alterações profundas nas comunidades aí presentes. A pressão demográfica exercida sobre estes ecossistemas, as descargas de efluentes não tratados, ou as más práticas agrícolas, em muito contribuem para o acelerar vertiginoso de um processo natural: a eutrofização.

A eutrofização, segundo Chorus e Bartram (1999) consiste no reforço do processo natural de produção biológica em rios, lagos e albufeiras, causado por aumentos nos níveis de nutrientes, em especial dos compostos de fósforo e azoto. Associado a este processo ocorre frequentemente um desenvolvimento excessivo das comunidades fitoplanctónicas, podendo atingir densidades elevadas a que se chama florescências. Após o esgotamento dos nutrientes e na fase de declínio da florescência, a decomposição desta elevada quantidade de matéria orgânica pode levar à depleção de oxigénio, especialmente nas camadas mais profundas, o que pode originar problemas secundários como mortalidade da ictiofauna. A anóxia pode ainda provocar a libertação de fosfatos ligados ao sedimento, que vão reforçar o processo de eutrofização, fechando-se assim um ciclo de feedback positivo (Chorus e Bartram, 1999).

Apesar de este ser um processo que ocorre naturalmente nos lagos ao longo de milhares de anos, ele pode ser acelerado por acção do Homem, falando-se nesse caso em eutrofização antropogénica. Nestes casos, o elevado teor de nutrientes resulta da actividade humana, como sejam esgotos domésticos, urbanos ou industriais, ou escorrência de resíduos agrícolas.

A eutrofização é reconhecida como um problema de poluição em muitos lagos e albufeiras europeus e norte-americanos desde meados do século XX. Na actualidade, este fenómeno tem-se espalhado e abrange cada vez mais ecossistemas de todos os continentes (Chorus e Bartram, 1999).

Os lagos e albufeiras são particularmente sensíveis a este processo, embora também se possa fazer sentir em rios com pouca corrente, especialmente durante períodos de seca, em que o caudal se torna reduzido. A eutrofização não se manifesta habitualmente como um grave problema nos rios porque se assiste a um processo de auto-depuração, em que a degradação da matéria orgânica é favorecida pela corrente que promove a oxigenação das águas, sendo assim repostos o oxigénio necessário para os processos de oxidação (Chorus e Bartram, 1999).

Nas albufeiras, à semelhança do que sucede nos lagos, são criadas condições que favorecem a eutrofização, tais como o aumento dos tempos de retenção da água, o aumento da área exposta à luz solar e a alteração no transporte de sedimentos e das substâncias a eles ligadas – como os nutrientes. Esta situação é então favorável à proliferação de fitoplâncton, especialmente cianobactérias.

Nos ambientes eutrofizados as alterações temporárias das condições de equilíbrio vão induzir variações nas características do ecossistema e das suas comunidades bióticas (Margalef, 1983). Essas variações podem ser medidas desde os níveis tróficos mais baixos, ou seja, ao nível das comunidades planctónicas. O conhecimento da sua composição e dinâmica, bem como das relações tróficas dentro da comunidade e com os níveis tróficos superiores, é seguramente importante para permitir uma correcta manipulação do ecossistema que possa impedir o avanço da eutrofização (Vasconcelos, 1991).

O plâncton pode ser definido como o conjunto dos seres vivos microscópicos em suspensão na água dos rios, lagos e mares. É constituído por:

- bacterioplâncton, que engloba os procariontes heterotróficos;
- fitoplâncton, que engloba os organismos fotossintéticos autotróficos;
- zooplâncton, que engloba os organismos com metabolismo heterotrófico e elevado potencial para a mobilidade. (Vasconcelos, 1991)

1.1. Fitoplâncton

O fitoplâncton é a principal fonte de matéria orgânica, constituindo a base das cadeias alimentares dos ecossistemas dulciaquícolas (Paelr *et al*, 2001). Engloba espécies muito diversas em termos de morfologia e exigências ecológicas. A maioria flutua ao sabor das correntes, apesar de algumas terem capacidade de deslocação, ainda que reduzida, pelo que a sua distribuição está geralmente dependente dos movimentos da água (Wetzel, 1993). É em águas lânticas, ou com pouca corrente, que atingem densidades mais significativas. Apesar de poderem coexistir muitas espécies, em ecossistemas eutrofizados ocorre uma diminuição da diversidade específica, havendo o domínio de um pequeno número de espécies – geralmente não mais que uma ou duas. Apesar das florescências de cianobactérias serem as mais comuns em água doce, diversos géneros de diferentes grupos são capazes de formar florescências (Paelr *et al*, 2001).

Entre os grupos fitoplanctónicos mais significativos nos sistemas dulciaquícolas estão as clorófitas, as diatomáceas, as criptófitas, as crisófitas, os dinoflagelados e as cianobactérias (Figura 1). A distinção faz-se facilmente com base nos pigmentos fotossintéticos e na reserva celular (Figura 2).

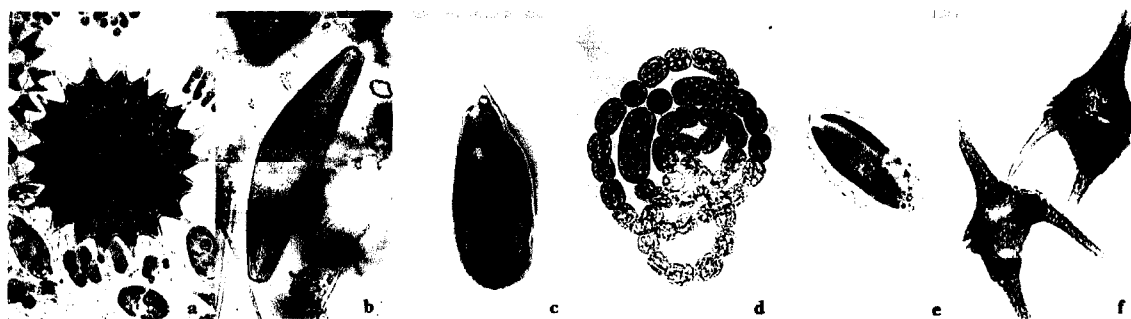


Figura 1 – Exemplos dos principais grupos fitoplanctónicos dulciaquícolas: a) clorófitas; b) diatomáceas; c) criptófitas; d) cianobactérias; e) crisófitas; f) dinoflagelado (adaptado de Lund & Canter-Lund, 1995)

As **clorófitas** são algas unicelulares, coloniais ou filamentosas, que têm como pigmento predominante a clorofila *a*, armazenada em cloroplastos, o que lhes confere cor verde (Prescott, 1977). É um grupo com grande variedade morfológica com forte representação em água doce, especialmente pelas ordens Volvocales e Chlorococcales. Em águas fortemente eutrofizadas podem co-dominar florescências com cianobactérias, mas ao contrário destas não

apresentam toxicidade. Podem no entanto, embora seja raro, causar problemas como hipóxia, e alteração das características organolépticas da água. A ocorrência de florescências e até de espumas nem sempre está relacionada com o estado trófico, podendo ocorrer em lagos oligotróficos. Os géneros que podem causar florescências incluem *Sphaerocystis*, *Dictyosphaerium*, *Scenedesmus*, *Chlorococcus* e *Botryococcus* (Paerl *et al.*, 2001).

-
-
- A) Pigmentos de coloração diversificada (em grânulos dispersos no citoplasma), raramente verde pura, sem plastos..... **Cianobactérias**
- A) Pigmentos em um ou mais plastos
- B) Plastos de cor verde pura
- C) Amido nos plastos, colorável por iodo..... **Clorófitas**
- C) Sem amido nem paramido, células encerradas num invólucro silicioso bivalve..... **Diatomáceas**
- B) Plastos de cor verde-amarelada, azul, vermelha, castanha ou amarela
- C) Sem amido
- D) Invólucro silicioso bivalve..... **Diatomáceas**
- D) Sem invólucro silicioso bivalve **Crisófitas**
- C) Com amido
- D) Células natatórias de sulco equatorial e longitudinal..... **Dinoflagelados**
- D) Células natatórias de forma diferente..... **Criptófitas**
-
-

Figura 2 – Chave dicotômica resumida para identificação dos principais grupos fitoplanctônicos dulciaquícolas (adaptado de Bourrelly, 1966)

As **diatomáceas** são algas unicelulares, coloniais, filamentosas ou em forma de fita, com uma parede celular rígida impregnada de sílica e geralmente ornamentada. Têm um ou mais cloroplastos, geralmente castanhos a castanho-dourados (Bellinger, 1992). É também um grupo com distribuição ubíqua em ambiente dulciaquícola. Alguns géneros podem formar florescências, como é o caso de *Cyclotella* e *Stephanodiscus*, especialmente em águas ricas em nutrientes (Paerl *et al.*, 2001; Krivtsov *et al.*, 2003).

As **criptófitas** são geralmente unicelulares, na sua maioria com capacidade de locomoção, geralmente com dois flagelos de inserção lateral ou sub-apical. Os cloroplastos são grandes e em pequeno número, de cor castanha, azulada ou avermelhada (Prescott, 1977). Frequentemente atingem grandes densidades em períodos frios e de baixa luminosidade.

Habitualmente preferem águas ricas em nutrientes, de meso a hiper-eutróficas. As florescências de *Cryptomonas* e *Rhodomonas* normalmente indiciam forte carga de nutrientes (Paerl *et al*, 2001).

Os **dinoflagelados** dulciaquícolas são unicelulares, com relativa mobilidade, com uma parede celular frequentemente constituída por placas poligonais formando um invólucro resistente, a que se chama teca (Prescott, 1977). Alguns géneros como *Ceratium* e *Peridinium* são muito tolerantes e ubíquos (Wetzel, 1993). A capacidade de migrar rapidamente entre águas profundas, ricas em nutrientes e águas superficiais, com intensidades luminosas adequadas, permite que facilmente atinjam grandes densidades, especialmente em águas eutrofizadas. Os géneros *Ceratium*, *Heterocapsa*, *Gymnodinium* e *Peridinium* podem formar florescências. Ao contrário do que acontece com os dinoflagelados marinhos, não se conhece toxicidade nos géneros de água doce, mas produzem compostos que conferem odor e sabor à água, podendo também causar hipóxia. Em conjunto com as criptófitas originam as “marés vermelhas” de água doce (Paerl *et al*, 2001).

As **crisófitas** são algas unicelulares ou coloniais e têm os pigmentos em cloroplastos de cor amarela, acastanhada ou castanho-dourada. A parede celular frequentemente apresenta escamas siliciosas (Prescott, 1977). Algumas são quantitativamente significativas e amplamente distribuídas, como é o caso das unicelulares *Mallomonas* e de algumas formas coloniais como *Dinobryon*. Os géneros que podem formar florescências incluem *Dinobryon*, *Mallomonas* e *Chromulina* (Paerl *et al*, 2001).

As **cianobactérias** de vida planctónica também se incluem no fitoplâncton, mas face à sua representatividade em ambientes eutrofizados – onde se tornam geralmente dominantes (Wetzel, 1993; Araújo *et al*, 1996) – serão analisadas separadamente e com maior detalhe.

Nas regiões temperadas há um padrão sazonal de sucessão das comunidades fitoplanctónicas, que se relaciona com factores ambientais. Temperatura, luminosidade, turbulência e disponibilidade de compostos de azoto e de fósforo são os factores físico-químicos que mais influenciam a dinâmica do fitoplâncton, a qual também é regulada pela predação pelo zooplâncton (Wetzel, 1993; Paerl *et al*, 2001). Esse padrão sazonal apresenta geralmente um pico de diatomáceas na Primavera, seguido de um aumento de densidade das clorófitas. No Verão, em águas pouco eutrofizadas, ocorre novo pico de diatomáceas, ao passo que em ambientes eutróficos são as cianobactérias que proliferam. As populações fitoplanctónicas vão declinando no Outono, até se atingir o mínimo de Inverno, em que a comunidade é normalmente composta por pequenos flagelados.

1.1.1. Cianobactérias

As cianobactérias são organismos procarióticos fotossintéticos que apresentam um conjunto de características típicas tanto de bactérias como de algas, sendo por isso a sua posição taxonómica muito discutida. A estrutura celular procariótica e a divisão por fissão binária leva alguns autores a classificá-las como bactérias, mas a presença de clorofila *a* e a capacidade de realizar fotossíntese oxigénica leva a que outros as incluam no grupo das algas, e assim são utilizadas, paralelamente, a Nomenclatura Internacional Bacteriana e Botânica (Wetzel, 1993; Skulberg *et al*, 1993 citado por Araújo *et al*, 1996; Rudi *et al*, 1997). O número de espécies descritas varia largamente dependendo do sistema de classificação utilizado. Com base no Código de Nomenclatura Botânica estão descritos 150 géneros e 2000 espécies (Chorus e Bartram, 1999; Haider *et al*, 2003).

O sistema de classificação mais utilizado baseia-se na morfologia (Haider *et al*, 2003). Contudo os avanços na Biologia Molecular, nomeadamente em resultado da sequenciação da subunidade pequena do RNA ribossómico, têm demonstrado a fragilidade do sistema de classificação actual, já que para grande percentagem das estirpes analisadas não há correspondência entre os dados de morfologia e da genética molecular. Ou seja, a classificação actual nem sempre reflecte a filogenia e evolução destes organismos (Rudi *et al*, 1997; Schönhuber *et al*, 1999; Bittencourt-Oliveira, 2003).

As cianobactérias podem ser planctónicas ou bentónicas, e são componentes frequentes de ecossistemas marinhos e de água doce. Pertencem ao fitoplâncton as espécies que vivem dispersas na água. Podem também estar presentes em meio terrestre, onde são referenciadas por alguns autores (Ascaso *et al*, 2002; Crispim e Gaylarde, 2004) como agentes de contaminação e degradação de monumentos históricos.

As cianobactérias podem ser unicelulares, coloniais ou filamentosas. Algumas possuem células diferenciadas: acinetos e heterocistos. As primeiras são células de resistência, que lhes permitem sobreviver a condições adversas, sendo as segundas especializadas na fixação de azoto atmosférico, o que lhes permite facilmente ganhar vantagem competitiva em situações em que o azoto é limitante (Chorus e Bartram, 1999).

A presença de vacúolos gasosos também lhes confere vantagem ao permitir que regulem a sua posição na coluna de água, realizando migrações verticais entre as camadas superficiais, onde

encontram a intensidade luminosa adequada, e as camadas profundas, em que os níveis de nutrientes são mais elevados (Vasconcelos, 1995; Haider *et al*, 2003).

Algumas cianobactérias produzem metabolitos secundários que podem ser nocivos para mamíferos, nomeadamente cianotoxinas e lipopolissacarídeos. As cianotoxinas dividem-se em hepatotoxinas e neurotoxinas.

As hepatotoxinas actuam sobre o fígado causando morte por hemorragia hepática. Estão neste grupo as microcistinas, as nodularinas e as cilindrospermopsinas.

As neurotoxinas são alcalóides que actuam a nível do sistema nervoso causando morte por paralisia dos músculos respiratórios. Incluem-se neste grupo a anatoxina-a, anatoxina-a(s) e as saxitoxinas. (Chorus e Bartram, 1999).

Os lipopolissacarídeos têm acção alergizante. Apesar de a sua toxicidade ser relativamente baixa, podem ter efeitos adversos nos organismos que a eles são expostos, quando em elevadas concentrações, como as que ocorrem durante as florescências (Codd, 2000).

As mais comuns e mais estudadas das cianotoxinas são as microcistinas, que podem ser produzidas por diferentes géneros de cianobactérias: *Microcystis*, *Anabaena*, *Planktothrix*, *Nostoc* e *Anabaenopsis* (Haider *et al*, 2003), sendo também produzidas em ambientes terrestres pelo género *Hapalosiphon* (Codd, 2000). Foram caracterizadas mais de 60 variantes estruturais, sendo a maioria altamente tóxica (Figueiredo *et al*, 2004). Quando em doses sub-letais, as microcistinas têm efeitos crónicos como a promoção de tumores hepáticos (Gupta, 1998b; Chorus e Bartram, 1999; Haider *et al*, 2003). A microcistina-LR (MCYST-LR) é a única das toxinas de origem cianobacteriana a ter um valor guia para a sua concentração na água (1 µg/l), definido pela Organização Mundial de Saúde (Gupta, 1998a; Chorus e Bartram, 1999). A OMS tem também definidos níveis de alerta (tabela I) para a densidade de cianobactérias em águas recreativas (WHO, 2003).

Os efeitos das microcistinas sobre outros organismos são variados. O fito e zooplâncton podem ser inibidos por estas toxinas, que assim eliminam possíveis competidores ou consumidores, como acontece com a clorófito *Chlamydomonas reinhardtii*, que é paralisada pela MCYST-LR, ou com algumas espécies do cladóceros *Daphnia*, cujas fosfatases proteicas são inibidas (Figueiredo *et al*, 2004). Moluscos e peixes podem ser sensíveis às toxinas, mas podem também acumulá-las, transferindo-as para níveis superiores da cadeia trófica, potenciando assim problemas de saúde pública. Também foi demonstrado que produtos agrícolas irrigados

com água contaminada podem acumular as toxinas e transferi-las para os seus consumidores (Figueiredo *et al*, 2004).

Tabela I – Níveis de risco para a saúde humana por contacto recreativo com água com cianobactérias (adaptado de WHO, 2003)

Grau de risco	Valor guia		Riscos para a saúde
	Cianobactérias (n.º céls/ml)	Clorofila <i>a</i> (µg/l)	
Baixo	20 000	10	<ul style="list-style-type: none"> • Efeitos adversos a curto prazo, como irritação dérmica ou doença gastrointestinal
Moderado	100 000	50	<ul style="list-style-type: none"> • Efeitos adversos a curto prazo • Possibilidade de efeitos a longo prazo dependendo das espécies presentes
Elevado	Formação de espumas em locais onde haja risco de contacto directo, inalação ou ingestão		<ul style="list-style-type: none"> • Efeitos adversos a curto prazo • Possibilidade de efeitos a longo prazo dependendo das espécies presentes • Possibilidade de intoxicações agudas

Codd (2000) refere ser pouco provável que tenhamos já um conhecimento adequado sobre a gama de metabolitos de cianobactérias que provocam riscos para a saúde humana e afectam os ecossistemas aquáticos, sendo generalizada a noção da existência de muitos metabolitos tóxicos ainda por identificar. Essa certeza, que cresceu com o aumento do conhecimento sobre cianobactérias e as suas toxinas, fez realçar a necessidade de desenvolver e otimizar as metodologias utilizadas na monitorização das populações de cianobactérias e detecção de toxinas. A identificação e quantificação de cianobactérias são feitas habitualmente recorrendo à microscopia óptica, apesar do aparecimento de novas técnicas (Codd *et al*, 2004). Estas técnicas incluem espectrofluorometria com especificidade para pigmentos de cianobactérias, FISH (hibridização fluorescente *in situ*) com marcadores de DNA cianobacteriano e PCR seguido de detecção de genes específicos de cianobactérias (Schönhuber *et al*, 1999; Pan *et al*, 2002; Bittencourt-Oliveira, 2003; Dittmann e Börner, 2004).

A metodologia utilizada para detecção de cianotoxinas – especialmente de microcistinas – sofreu, nas últimas décadas, forte evolução. Entre os métodos mais utilizados na detecção e quantificação destas toxinas estão o HPLC (Cromatografia Líquida de Alta Pressão), o ensaio

ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay) e o ensaio de inibição das fosfatases proteicas (Codd *et al*, 2004; Figueiredo *et al*, 2004).

O HPLC permite a separação das toxinas numa coluna e a sua detecção e identificação por espectrofotometria. É um método moroso e que implica formação técnica específica. Para detectar toxinas em concentrações na ordem dos nanogramas, como as que se verificam frequentemente em amostras de água, é necessário fazer previamente a concentração da amostra (Rapala *et al*, 2002).

O método ELISA baseia-se na utilização de anticorpos específicos, e apesar de ter sido desenvolvido para a MCYST-LR, permite detectar outras microcistinas. É um método muito utilizado como despiste rápido, pois permite a detecção de concentrações na ordem dos nanogramas de forma rápida e eficiente (Figueiredo *et al*, 2004).

O ensaio de inibição das fosfatases proteicas baseia-se na capacidade das microcistinas de inibir as fosfatases PP1 ou PP2A (Figueiredo *et al*, 2004). Consiste na utilização de uma reacção colorimétrica de degradação de um substrato pelas fosfatases proteicas. É um método muito sensível, rápido e de fácil execução, permitindo à semelhança do ELISA a detecção de quantidades muito pequenas de microcistinas, apesar da reactividade de diferentes variantes da toxina não ser constante (Rapala *et al*, 2002; Figueiredo *et al*, 2004). A sua grande desvantagem é a baixa especificidade, já que as fosfatases podem ser inibidas por outros organismos que não as cianobactérias, como o ácido ocadaico (Bouaïcha *et al*, 2002; Rapala *et al*, 2002) Esta limitação pode ser ultrapassada por um ensaio modificado com anticorpos específicos para a MCYST-LR (Metcalf *et al*, 2001; Bouaïcha *et al*, 2002)

As condições favoráveis ao aparecimento de florescências de cianobactérias são: águas ricas em nutrientes (amónia, nitratos e fosfatos), com pouca turbulência, forte exposição solar, temperaturas entre 15 e 30°C, e pH superior a 6 (Chorus e Bartram, 1999; Haider *et al*, 2003). Em climas temperados ocorrem tipicamente entre o fim da Primavera e o início do Outono. O principal nutriente que controla o aparecimento de florescências de cianobactérias é o fósforo, apesar de o azoto também ser importante. Concentrações de fósforo inferiores a 0,1 mg l⁻¹ são suficientes para causar uma florescência (Chorus e Bartram, 1999). Entre os géneros formadores de florescências incluem-se as fixadoras de azoto *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Cylindrospermopsis*, *Gloeotrichia* e *Nodularia*, e as não fixadoras *Microcystis*, *Oscillatoria* e *Gomphosphaeria* (Paerl *et al*, 2001).

O controlo de florescências pode passar por restringir os aportes de azoto e fósforo à massa de água, pela redução do tempo de retenção da água, aumentando o seu fluxo através da regulação da abertura das comportas, ou pela promoção artificial da mistura das águas (Paerl *et al*, 2001). Há exemplos bem sucedidos de lagos que recuperaram de uma situação de eutrofia após a remoção de fontes de nutrientes como as descargas de esgotos (Chorus e Bartram, 1999; Arhonditsis *et al*, 2004).

As florescências de cianobactérias limitam também o uso recreativo da água e são problemáticas nas Estações de Tratamento de Águas (ETA). Estas grandes densidades fitoplanctónicas acarretam alterações organolépticas da água e mesmo da ictiofauna, desoxigenação especialmente nos níveis mais profundos, degradação paisagística, problemas de saúde pública devido aos metabolitos secundários, e podem também causar a colmatação e corrosão das tubagens e filtros das ETAs (Araújo *et al*, 1996; Codd, 2000).

No caso de florescências tóxicas são necessários cuidados especiais durante e após a florescência. A libertação das toxinas para a água após a lise celular, provocada pelo colapso da florescência ou até pelos métodos de tratamento de água utilizados, leva a que frequentemente a toxicidade persista mesmo quando a densidade celular não o faria supor. A presença de espécies produtoras de toxinas em albufeiras utilizadas para produção de água para consumo deve por isso ser vigiada, pois constitui um elevado risco para a saúde pública. Um estudo de Vasconcelos (1994) estima que cerca de 60% das florescências de cianobactérias em Portugal apresentem toxicidade.

1.2. Zooplâncton

O zooplâncton engloba organismos extremamente diversificados, mas com 4 grupos dominantes (Figura 3): Protozoa, Rotifera, Cladocera e Copepoda (Wetzel, 1993). A sua dinâmica sofre influência do fitoplâncton que é o seu alimento habitual, da variação dos parâmetros físico-químicos, e das comunidades de peixes e macro-invertebrados predadores (Vasconcelos, 1991). A alimentação de um modo geral faz-se por filtração, sendo geradas correntes de água que precipitam as partículas em suspensão contra um sistema de retenção constituído por sedas ou filamentos. Alguns exemplares dos diferentes grupos podem, no entanto, procurar activamente alimento (Margalef, 1983).



Figura 3 – Exemplares dos principais grupos zooplânctónicos dulciaquícolas: a) Protozoa; b) Rotifera; c) Cladocera; d) Copepoda (a, b e c adaptado de Lund & Canter-Lund, 1995; d adaptado de www.sacsplash.org)

Os **protozoários** representam, geralmente, uma pequena fracção do zooplâncton, quer em número quer em biomassa, sendo a sua dinâmica pouco conhecida. Têm geralmente capacidade de locomoção muito limitada, ao contrário dos restantes grupos zooplânctónicos. Os protozoários com maior mobilidade são os ciliados, cuja rapidez de movimentos permite melhores taxas de alimentação e maior dispersão. Podem tornar-se dominantes nos estratos mais profundos do hipolimnio em condições de anóxia. Juntamente com os rotíferos são preponderantes em lagos eutróficos subtropicais (Wetzel, 1993).

Os **rotíferos** são geralmente um componente importante do zooplâncton. Apesar de haver um leque amplo de variações e adaptações, a maioria tem um corpo alongado, sendo cabeça tronco e pé indistintos, e são revestidos por uma cutícula geralmente fina e flexível. Na extremidade anterior, uma coroa de cílios é responsável pela locomoção, mas também por orientar as

partículas alimentares em direcção à cavidade bucal. São na maioria filtradores, mas há algumas espécies predadoras que se alimentam de protozoários, rotíferos e crustáceos de menores dimensões. O seu ciclo de vida envolve sucessivas gerações de fêmeas que se reproduzem por partenogénese. Os machos aparecem apenas em situações de pressão ambiental mais elevada, havendo então lugar a reprodução sexuada com formação de ovos que entram em diapausa até que as condições ambientais sejam favoráveis. A sua dinâmica sazonal é complexa e variável, pelo que se torna difícil encontrar um padrão sazonal geral. As flutuações sazonais sofrem influência da temperatura e da qualidade e abundância alimentar, que afectam a reprodução e a longevidade dos rotíferos. (Wetzel, 1993)

Os crustáceos estão representados no plâncton dulciaquícola essencialmente por cladóceros e copépodes.

Os **cladóceros** são organismos cujas dimensões rondam os 0,2 – 0,3 mm, com cabeça diferenciada, onde se distinguem olho e ocelo, e o corpo coberto por uma carapaça cuticular bivalve. A segunda antena está mais desenvolvida e é o principal órgão de locomoção. Incluem espécies predadoras que se alimentam de protozoários, rotíferos e pequenos crustáceos. O seu ciclo de vida é semelhante ao dos rotíferos, com sucessivas gerações de fêmeas partenogénicas, e em que os machos só estão presentes em condições ambientais desfavoráveis. A dinâmica populacional sofre também forte influência da temperatura e disponibilidade alimentar. (Wetzel, 1993)

Os **copépodes** têm um corpo constituído pelo cefalotórax – em que se distinguem a região cefálica com as antenas e peças bucais e a região torácica com os apêndices natatórios – e pelo urossoma – com os segmentos abdominais e ramos caudais possuidores de sedas. Podem dividir-se em três subordens: Calanoida, Cyclopoida e Harpacticoida, que se distinguem pela estrutura geral da primeira antena, do urossoma e da quinta pata, sendo que apenas as duas primeiras possuem espécies planctónicas. O seu ciclo de vida é mais longo que o de rotíferos e cladóceros, e a reprodução é sexuada, podendo ocorrer todo o ano ou apenas num período breve. A sua dinâmica populacional é também influenciada pela temperatura e disponibilidade alimentar. O tamanho das ninhadas tem variação sazonal, sendo maior em águas com produtividade primária mais elevada e na época em que os recursos alimentares são mais abundantes. Passam por numerosos estados juvenis, cuja duração sofre também influência das condições sazonais. A diapausa pode ocorrer no ovo ou em algum dos estados juvenis e a sua duração vai de um a vários meses, sendo provavelmente controlada por temperatura, oxigénio, intensidade luminosa e fotoperíodo. Os copépodes calanóides têm geralmente ciclos de vida

mais longos que os ciclopóides, e na região temperada têm geralmente períodos de reprodução alongados, produzindo várias gerações por ano. Os ciclopóides são quase exclusivamente carnívoros e podem ter um papel crucial na dinâmica populacional de outros copépodes. (Wetzel, 1993)

As alterações na comunidade fitoplanctónica provocadas pela eutrofização, nomeadamente o domínio das cianobactérias, vão-se reflectir no zooplâncton. A qualidade e abundância de alimento podem afectar a fecundidade, a longevidade, a velocidade de desenvolvimento e a mortalidade do zooplâncton (Wetzel, 1993; Cunha, 1999). As respostas à eutrofização podem então medir-se por alterações na densidade e/ou na composição específica da comunidade. Alguns autores referem ser comum o aumento da abundância total de zooplâncton e a substituição de espécies de grandes dimensões por espécies mais pequenas em águas eutróficas (Tan *et al*, 2004). Maier (1998) afirma que entre os copépodes, os ciclopóides são os que mais relevância ganham em ambientes eutrofizados, considerando então que estes são favorecidos pela eutrofização.

A maioria dos zooplantontes filtradores alimenta-se de fitoplâncton, bacterioplâncton e detritos. Håkanson e Boulion (2003) referem que as percentagens de ingestão de cada um varia de acordo com a eutrofização, sendo a proporção de ingestão de fitoplâncton superior à medida que aumenta o estado trófico.

Grover (2002) chama a atenção para o facto de o zooplâncton poder alterar a identidade do nutriente limitante para as algas, influenciando assim a sua sucessão fitoplanctónica de modo indirecto. Como exemplo, é referida a utilização preferencial de fósforo por *Daphnia*, desequilibrando a razão N:P em favor do azoto, o que favorece as algas com requisitos mais baixos em relação ao fósforo (geralmente diatomáceas e clorófitas).

Vários estudos têm sido dedicados às interacções entre as cianobactérias e a dinâmica da comunidade zooplanctónicas, com resultados contraditórios (Paerl *et al*, 2001). Frequentemente registam-se efeitos negativos das cianobactérias sobre o zooplâncton, que afectam especialmente os cladóceros. Esses efeitos podem ser causados pela dificuldade de alimentação causada pelo tamanho ou forma das cianobactérias, pela sua fraca digestibilidade, ou pela toxicidade. A susceptibilidade do zooplâncton às toxinas de cianobactérias é variável, sendo conhecidos alguns organismos resistentes, como alguns rotíferos, o cladócero *Bosmina longirostris* e algumas estirpes do cladócero *Daphnia*. Essa resistência permite que se alimentem de cianobactérias tóxicas, sem sofrerem efeitos adversos (Paerl *et al*, 2001).

Algumas espécies zooplanctónicas estão tipicamente associadas a florescências de cianobactérias tóxicas, o que pode ser explicado pela resistência às toxinas ou pela não inclusão das cianobactérias no seu regime alimentar (Paerl *et al*, 2001). O zooplâncton pode também acumular as toxinas, como acontece com alguns copépodes calanóides, transferindo-as para níveis tróficos superiores (Figueiredo *et al*, 2004).

1.3. Breves considerações sobre a albufeira do Torrão

A albufeira do Torrão situa-se no rio Tâmega, o mais extenso afluente do Douro em território português (Figura 4). Desde a sua nascente na Galiza, o rio percorre aproximadamente 180 km, passando por Amarante e Marco de Canaveses, até desaguar no Douro em Entre-os-Rios.

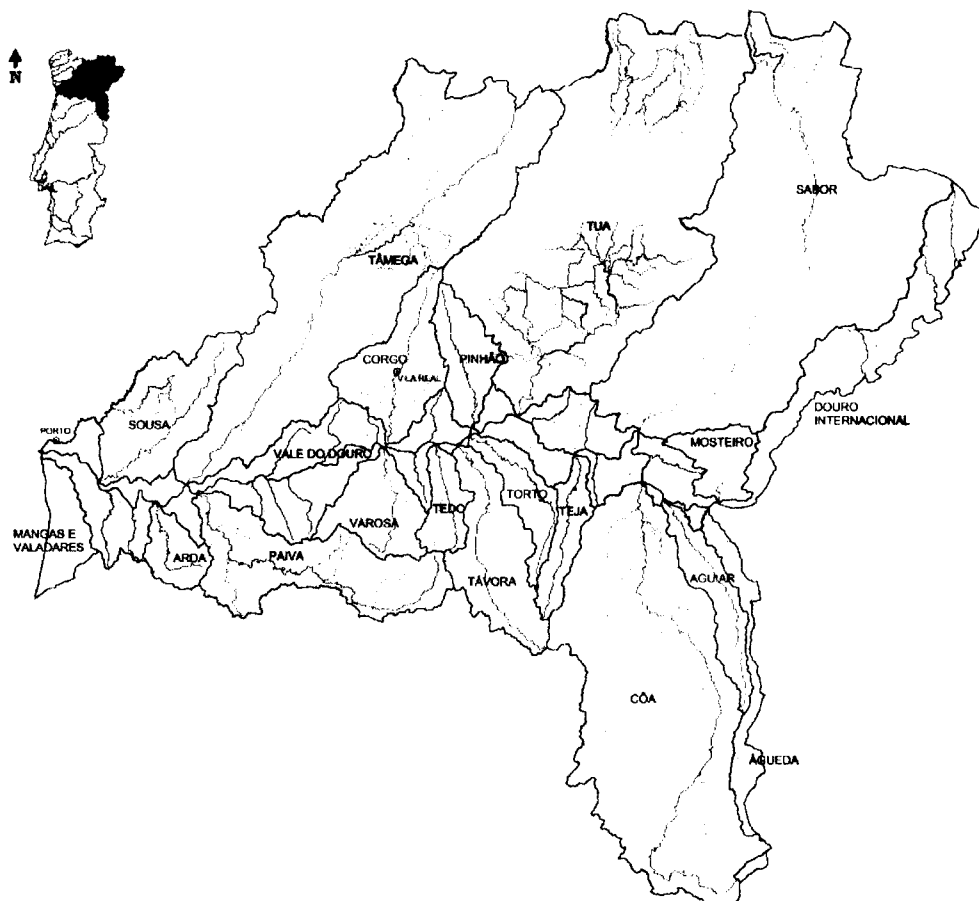


Figura 4 – Localização da Bacia Hidrográfica do Douro e da sub-Bacia do rio Tâmega em território nacional (adaptado de www.inag.pt)

A albufeira do Torrão localiza-se em Marco de Canaveses, numa região de solo granítico, de textura arenosa e permeável, e com forte aproveitamento agrícola. A presença nas proximidades de dois centros urbanos de dimensões consideráveis (www.ine.pt), Marco de Canaveses (52 419 habitantes em 2001) e imediatamente a montante Amarante (59 638 habitantes em 2001), indicia a probabilidade de descargas de efluentes urbanos e domésticos (Figura 5). A albufeira foi classificada como zona sensível à poluição por águas residuais urbanas no âmbito do Decreto-Lei n.º 152/97 de 19 de Junho (www.inag.pt).

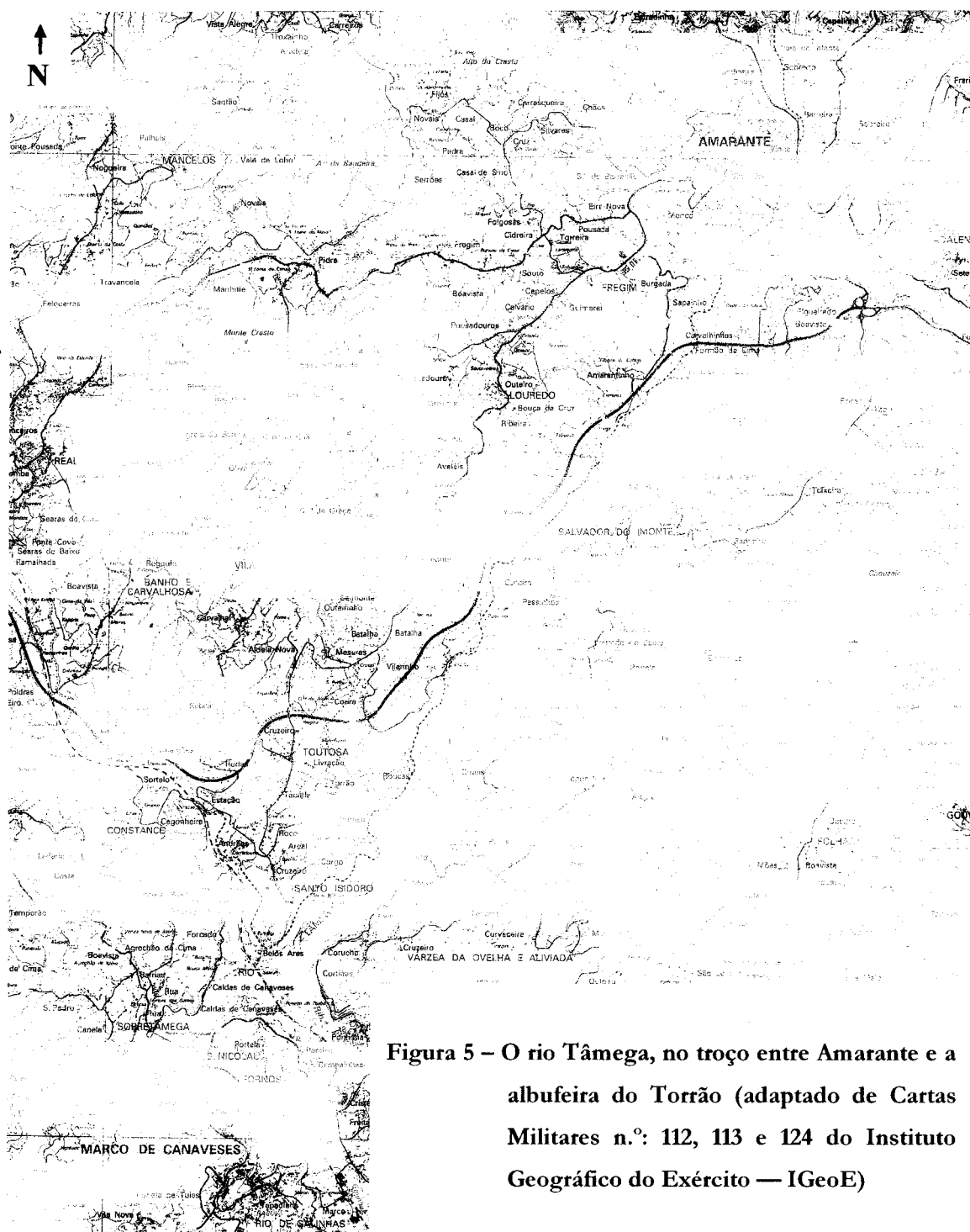


Figura 5 – O rio Tâmega, no troço entre Amarante e a albufeira do Torrão (adaptado de Cartas Militares n.º: 112, 113 e 124 do Instituto Geográfico do Exército — IGeoE)

Entre as duas cidades e junto às margens do rio existem ainda, como possíveis fontes de contaminação, algumas indústrias e um campo de golfe.

A barragem entrou em funcionamento em 1988, tendo submergido terras numa extensão de 31 km, sensivelmente até Amarante, sem que tenha sido feito o desmatamento prévio do local. A albufeira tem uma capacidade total de armazenamento de aproximadamente 124 hm³, sendo a

superfície inundável do nível de pleno armazenamento de 650 ha. O uso principal é a produção de energia hidroeléctrica, tendo capacidade para abastecer os concelhos de Coimbra, Penafiel, Marco de Canaveses, Mesão Frio e Baião, num total de 600 mil habitantes. É também efectuada captação para abastecimento público ao concelho de Marco de Canaveses. (www.cm-marco-canaveses.pt)

No rio Tâmega é frequentemente detectada a presença de cianobactérias potencialmente tóxicas (Plano de Bacia Hidrográfica do rio Douro, 2001). Na albufeira do Torrão foram por diversas vezes detectadas florescências de cianobactérias produtoras de microcistinas (Vasconcelos *et al*, 1995; Pereira, 1998; Magalhães, 2001).

Cerca de um ano após a entrada em funcionamento da barragem (em Agosto de 1989) um estudo que abrange várias albufeiras da bacia hidrográfica do Douro (Branco *et al*, 1992) refere que na albufeira do Torrão ocorre estratificação de oxigénio, e que o fitoplâncton é dominado por diatomáceas. O zooplâncton era na altura dominado por crustáceos, estando os rotíferos também amplamente representados. A albufeira foi classificada como eutrófica pela conjugação de dados como clorofila *a* e densidades e espécies dominantes de fito e zooplâncton. Um estudo de Cerqueira e Cunha (1992) realizado em 1990 destaca a elevada diversidade específica na parte lótica do rio em Amarante, com domínio das diatomáceas na Primavera e uma florescência outonal de cianobactérias que fez elevar as densidades fitoplantónicas para um nível de eutrofia. Esta ocorrência foi no entanto atribuída a uma situação excepcional de seca prolongada.

Entre 1988 e 1991 foram analisadas as populações de rotíferos de albufeiras do Norte de Portugal (Guimarães e Oliva-Teles, 1993), incluindo a albufeira do Torrão. O estado trófico da albufeira foi considerado médio a elevado, sendo as espécies de rotíferos mais representativas habitualmente relacionadas com ambientes eutrofizados.

Em 1992 foi detectada uma florescência de toxicidade não muito elevada (Vasconcelos, 1995). Numa proposta de programa de monitorização de cianobactérias da responsabilidade da Direcção Geral de Saúde (Araújo *et al*, 1996) é referida a ocorrência de uma florescência no rio Tâmega em 1995, que levou à interdição do uso da água de rede de Marco de Canaveses e das actividades recreativas no local. No mesmo trabalho, Marco de Canaveses e Amarante figuram entre os concelhos onde foram detectadas cianobactérias e é proposta a monitorização dos respectivos sistemas de abastecimento.

Pereira (1998) estudou a comunidade fitoplanctónica no troço final do rio Tâmega entre 1996-1997. Em Amarante as clorófitas dominaram todo o ano – conjuntamente com as diatomáceas no início do Verão. Em Marco de Canaveses, durante o período de estratificação da albufeira, o fitoplâncton é dominado por cianobactérias e clorófitas, e a mistura das águas no Outono começa com domínio das diatomáceas.

Um estudo realizado em 1998-1999 por Magalhães (2001) refere que o fitoplâncton na albufeira é dominado por diatomáceas nos meses mais frios, clorófitas no final da Primavera e cianobactérias nos meses de Verão. Estes dois últimos estudos referem que nos meses de Verão, no Marco, há inicialmente o domínio de *Aphanizomenon flos-aquae* e posteriormente de *Microcystis aeruginosa*.

Segundo os dados do INAG (Instituto da Água) referentes ao período entre 1995 e 1999, com base no Anexo I do Decreto-lei 236/98 de 1 de Agosto, a albufeira enquadra-se na classe A2 para produção água potável, não se apresentando conforme para a rega (Anexo XVI do mesmo dec-lei) devido aos valores de pH em 1995 e 1999. Durante o mesmo período, de acordo com o sistema de classificação do INAG, a albufeira enquadra-se, em virtude dos valores de oxigénio dissolvido e coliformes fecais, na classe C, ou seja, poluído: “Águas com qualidade "aceitável", suficiente para irrigação, para usos industriais e produção de água potável após tratamento rigoroso. [...] Apta para recreio sem contacto directo.” O INAG classifica a albufeira como meso-eutrófica com base nos valores de clorofila *a*.

1.4. Objectivos

O objectivo deste trabalho foi estudar as comunidades fito e zooplanctónicas e avaliar o estado de eutrofização da albufeira do Torrão, entre Amarante e Marco de Canaveses (rio Tâmega). Para tal realizou-se um estudo anual da dinâmica de nutrientes e plâncton na albufeira, comparando-os com um ponto lótico do rio numa zona mais a montante. Pretendeu-se também detectar e analisar a presença de cianobactérias potencialmente tóxicas.

O local de estudo apresenta um historial de problemas relacionado com a presença de florescências de cianobactérias tóxicas, o que leva a que diversos trabalhos se tenham desenvolvido no local, especialmente no campo da monitorização. Com este trabalho pretende-se contribuir para o conhecimento da limnologia da albufeira do Torrão, dando especial ênfase às comunidades planctónicas.

2. METODOLOGIA

2.1. Locais e estratégias de amostragem

Foram escolhidas duas estações de amostragem no rio Tâmega, uma na albufeira do Torrão (Marco de Canaveses) e outra a montante (Amarante).

Em Marco de Canaveses a colheita foi efectuada junto à plataforma de captação da ETA local, no centro da albufeira (assinalado com seta laranja na figura 6).



Figura 6 – Localização geográfica e aspecto geral da estação de amostragem do Marco (adapt. da Carta Militar 124 do IGeoE)

A estação situa-se numa freguesia essencialmente rural, pouco urbanizada e afastada da sede de concelho. Aqui o rio tem características semi-lóticas, com pouca corrente e elevada profundidade. Decidiu-se por isso amostrar 3 pontos: à superfície (futuramente designado pela abreviatura Marco 1), no limite da zona fótica (Marco 2) e junto ao fundo (Marco 3).



Figura 7 – Localização geográfica e aspecto geral da estação de amostragem de Amarante (adapt. da Carta Militar 113 do IGeoE)

Em Amarante o local amostrado foi a praia Aurora, junto ao Mercado Municipal, em pleno centro urbano (assinalado com seta laranja na figura 7). Trata-se de um local onde o rio apresenta características lóticas em termos de profundidade e corrente. A baixa profundidade e boa mistura de águas permitem que seja considerada representativa uma amostragem à superfície junto à margem.

A amostragem foi feita com frequência mensal num ciclo anual de Janeiro a Dezembro de 2003, sendo a frequência bimensal de Julho a Setembro uma vez que a taxa de renovação do fitoplâncton cresce com o aumento da temperatura da água (Margalef, 1983)

As características dos locais levaram a que fossem usadas estratégias de amostragem diferentes. Em ambos os locais (e para cada uma das três amostras no caso de Marco de Canaveses) foram medidos *in situ* os seguintes parâmetros: temperatura ambiente, temperatura da água, pH, condutividade e oxigénio dissolvido. A temperatura da água e oxigénio dissolvido foram medidos, em Marco de Canaveses, metro a metro desde a superfície até ao fundo, de forma a verificar a existência de estratificação na albufeira.

2.2. Recolha e transporte das amostras

Foi colhida uma amostra de 2 litros de água de cada um dos 4 pontos, para posterior determinação de pigmentos fotossintéticos, nutrientes e toxinas. Para identificação de fito e zooplâncton foi colhida uma amostra concentrada através de arrastos sucessivos de uma rede de plâncton com malha de 55 μm . Foi também colhida uma amostra de 100 ml de água para quantificação de fitoplâncton, e fixada com cerca de 0,5 ml de solução de lugol (Lund *et al*, 1958).

A quantificação de zooplâncton foi efectuada a partir de uma amostra de 10 l filtrada por um filtro de 55 μm . O filtro foi lavado e conservado em formol açucarado a 4%. Em Marco de Canaveses foi colhida uma amostra composta, representativa da coluna de água.

No Marco foi ainda determinada a transparência (através do Disco de Secchi), sendo esse valor utilizado para determinar a profundidade da amostra Marco 2: considera-se que o limite da zona fótica se localiza ao triplo da profundidade de visão do Disco de Secchi (Wetzel, 1993). As amostras de Marco 2 e Marco 3 foram conseguidas através de uma garrafa de amostragem tipo Van Dorn com capacidade de 2 litros.

As amostras foram armazenadas em malas térmicas e transportadas refrigeradas e ao abrigo da luz até ao laboratório.

2.3. Metodologia analítica

2.3.1. Parâmetros físicos e químicos

Na tabela II são indicadas as metodologias utilizadas para os diferentes parâmetros físico-químicos e a referência ao equipamento utilizado. As medições foram realizadas seguindo as indicações do fabricante (ver anexo I). Temperatura, oxigénio, pH, condutividade e transparência foram medidos no local. Os restantes parâmetros foram determinados posteriormente em laboratório.

Tabela II – Metodologias e equipamentos utilizados para determinação dos parâmetros físico-químicos

Parâmetro	Metodologia	Referência do equipamento
Temperatura ambiente	Termometria	Termómetro de Mercúrio
Temperatura da água	Electrometria	Oxímetro Oxi 320/Set da WTW
Oxigénio dissolvido	Electrometria	Oxímetro Oxi 320/Set da WTW
pH	Electrometria	MultiLineP3 pH/LF Set da WTW
Condutividade	Electrometria	MultiLineP3 pH/LF Set da WTW
Transparência	Disco de Secchi	
Nitritos	Fotometria	Palintest Photometer 7000
Nitratos	Fotometria	Palintest Photometer 7000
Amónia	Fotometria	Palintest Photometer 7000
Fosfatos	Fotometria	Palintest Photometer 7000

2.3.2. Plâncton

A clorofila *a* e os feopigmentos foram determinados por método espectrofotométrico com acidificação, de acordo com a Norma Portuguesa NP 4327-1996.

A identificação de fitoplâncton fez-se ao microscópio óptico, com base nos trabalhos de: Huber-Pestalozzi (1938, 1941, 1955, 1961, 1983 e 1986), Germain (1981) e Bourrelly (1966, 1968, 1970). A quantificação foi realizada em microscópio de inversão de acordo com Lund *et al* (1958), em câmaras de sedimentação de Utermöhl de 25 ml. Utilizou-se o método dos

transectos, sendo contadas todas as células ao longo do diâmetro da câmara, em transectos de volume conhecido. Foram contados dois ou mais transectos de cada amostra, até que a diferença entre contagens fosse inferior a 20%. A densidade foi calculada em número médio de células por mililitro.

A identificação e quantificação do zooplâncton foram efectuadas ao microscópio óptico e à lupa binocular. Na identificação de zooplâncton consideraram-se os trabalhos de Ward e Whipple (1959), Dussart (1967, 1969), Koste (1978), Pontin R. (1978) e Amoros C. (1984).

2.3.3. Quantificação de microcistinas

A detecção e quantificação de microcistinas foram realizadas utilizando a metodologia ELISA (kit comercial EnviroGard® Microcystin Plate Kit). O limite de detecção é de 0,1 ng/ml.

Uma sub-amostra de 100 ml da água colhida foi reservada para quantificação de microcistinas na água. As amostras foram congeladas, descongeladas e ultra-sonicadas de modo a rebentar as células e libertar as toxinas para a água.

Paralelamente, cerca de 1 litro de água foi filtrado através de filtros de fibra de vidro, sendo os filtros utilizados para quantificar as microcistinas retidas nas células das cianobactérias. Os filtros foram macerados em metanol a 100% até completa dissolução e seguidamente foram sujeitos a ultra-sons de modo a libertar as toxinas das células. As amostras foram então centrifugadas, e o sobrenadante foi recolhido e colocado a evaporar em banho-maria a 40°C. Os resíduos foram depois ressuspensos em água desionizada, visto que o metanol interfere com a quantificação de microcistinas por ELISA (Rapala *et al*, 2002)

Ambos os tipos e amostra foram finalmente filtrados através de filtro estéril com porosidade de 0,45 µm. Seguidamente procedeu-se ao ensaio, realizado de acordo com as instruções do fabricante (anexo II).

2.4. Tratamento de dados

2.4.1. Caracterização do estado trófico

Foram desenvolvidos sistemas de classificação do estado trófico que se baseiam em informação referente às concentrações de nutrientes e da comunidade algal. Estes sistemas ou índices de classificação permitem avaliar o estado e evolução da eutrofização, sendo instrumentos úteis de gestão, e facilitando a comparação entre dados de diferentes locais (Chorus e Bartram, 1999). Um dos índices mais utilizados na caracterização do estado trófico é o índice de Carlson (1977 citado por Carlson e Simpson, 1996). Determina-se com base nos dados de clorofila *a*, fósforo total e de transparência, recorrendo às equações respectivas (em que *Cl a* se refere ao valor de clorofila *a* à superfície expresso em mg/m³, *Pt* se refere ao fósforo total superficial em mg/m³ e *DS* é o valor de Disco de Secchi expresso em m):

$$TSI_{Cl a} = 9,81 * \ln [Cl a] + 30,6$$

$$TSI_{Pt} = 14,2 * \ln [Pt] + 4,15$$

$$TSI_{DS} = 60 - 14,41 * \ln DS$$

O resultado das equações é um valor compreendido entre 0 (oligotrófico) e 100 (hipereutrófico).

Kratzer e Brezonik (1981 citado por Carlson e Simpson, 1996) desenvolveram um índice baseado no azoto total:

$$TSI_{Nt} = 54,45 + 14,43 * \ln [Nt]$$

O sistema de classificação definido pela Organização para a Cooperação e o Desenvolvimento Económico (OCDE) é também amplamente utilizado (tabela III).

Tabela III – Classificação do estado trófico segundo a OCDE (1982)

Parâmetros	Ultra-oligotrófico	Oligotrófico	Mesotrófico	Eutrófico	Hiper-eutrófico
Clorofila <i>a</i> média (mg/m ³)	≤1,0	1,0 – 2,5	2,5 – 8,0	8,0 – 25,0	>25,0
Clorofila <i>a</i> máxima (mg/m ³)	—	—	8,0 – 25,0	25,0 – 75,0	>75,0
Fósforo (mg/m ³)	≤4,0	4,0 – 10,0	10,0 – 35,0	35,0 – 100,0	>100,0
Disco de Secchi (m)	≥12,0	12,0 – 6,0	6,0 – 3,0	3,0 – 1,5	<1,5

Outros autores definiram patamares que balizam o estado trófico das águas, utilizando parâmetros diferentes, como a densidade fitoplanctônica e a concentração de nitratos (tabelas IV e V).

Tabela IV – Classificação do estado trófico segundo Weber, EPA, 1976 (adapt. de Pereira, 1998)

Parâmetros	Oligotrófico	Mesotrófico	Eutrófico
Clorofila <i>a</i> máximo superficial (mg/m ³)	3	3 – 20	20
Fitoplâncton (n.º células/ml)	2000	2000 – 15000	15000

Tabela V – Valores de fronteira entre eutrofização moderada e avançada segundo Margalef, 1983 (adapt. de Pereira, 1998)

Parâmetros	Limite entre eutrofização moderada e avançada
Clorofila <i>a</i> (mg/m ³)	5
Fitoplâncton (n.º células/ml)	5000
Fósforo total (mg P/m ³)	15
Nitrato (mg N/m ³)	140
Disco de Secchi (m)	3

2.4.2. Análise estatística

Os dados foram analisados utilizando o software Statistica (StatSoft, Inc., 2000). Utilizou-se a classificação numérica para agrupar dados semelhantes, a análise de correspondência para destacar a informação mais relevante, e a análise de variância (ANOVA) para aferir sobre a relevância estatística da variabilidade encontrada. Foram também calculadas as correlações entre parâmetros pelo coeficiente de correlação linear de Pearson.

3. APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DE RESULTADOS

3.1. Parâmetros físico-químicos

3.1.1. Coluna de água e transparência

A transparência da água depende do teor em sólidos suspensos e dissolvidos (incluindo os organismos planctónicos), dizendo respeito à profundidade à qual o disco de Secchi deixa de ser visível. Considera-se que o limite da penetração da luz, ou seja o limite da zona trofógena, se situa ao triplo da profundidade medida com o disco. A penetração da luz condiciona a produtividade do fitoplâncton e estimula a assimilação do fosfato. Abaixo do limite da zona trofógena não há condições para a realização da fotossíntese.

Na figura 8 está representada a flutuação da profundidade da coluna de água e da transparência ao longo do período de amostragem.

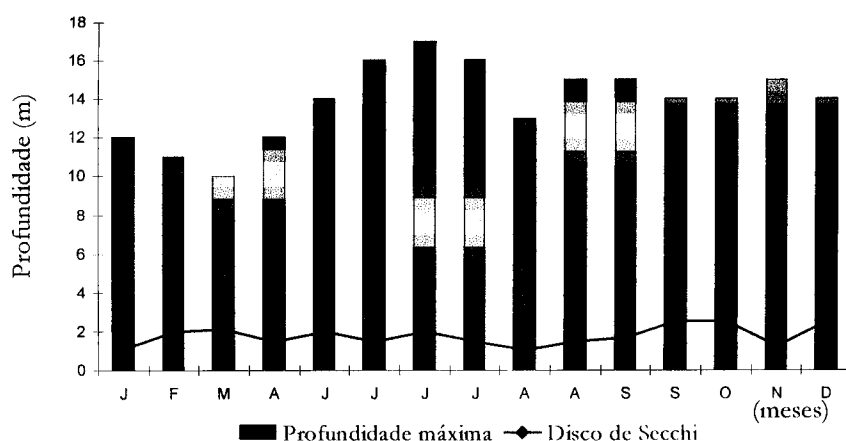


Figura 8 – Variação temporal da profundidade máxima e transparência da coluna de água (metros) na albufeira do Torrão (Marco)

No local amostrado na albufeira do Torrão registou-se uma profundidade média de $13,9 \pm 2,0$ metros, variando entre os 10 metros em Março e os 17 metros em Julho.

Os valores de transparência, medidos com o disco de Secchi, oscilaram entre 1 metro em Agosto e 2,5 metros em Setembro e Outubro, sendo o valor médio $1,8 \pm 0,5$ metros. Assim, o limite da zona trofógena, que corresponde à profundidade de Marco 2, situou-se entre os 3 e os 5 metros, sendo em média de $5,5 \pm 1,5$ m.

No trabalho de Pereira (1998), a transparência média registada foi superior ($2,7 \pm 0,7$ m), o que pode indicar que houve um agravamento do estado trófico da albufeira. Em 2003, ao

longo de todo o período de amostragem, o valor de transparência encontra-se sempre abaixo dos 3 metros, definidos por Margalef (1983) como limite entre eutrofização moderada e avançada. No entanto, profundidades baixas de disco de Secchi não implicam necessariamente uma produtividade primária elevada, uma vez que a profundidade de visão também pode ser reduzida devido às grandes quantidades de matéria em suspensão não proveniente de biomassa planctónica, como sucedeu frequentemente nos meses mais frios.

3.1.2. Temperatura ambiente

Na figura 9 representa-se a variação da temperatura ambiente ao longo do período de amostragem. A temperatura média em Amarante foi de $20,1 \pm 8,8$ °C e no Marco foi de $21,0 \pm 7,8$ °C. A temperatura mínima em Amarante foi de 4 °C em Janeiro e a máxima foi de 31 °C em Agosto. No Marco, a mínima de 6 °C registou-se em Fevereiro e a máxima foram os 32 °C da primeira colheita de Julho. As ligeiras diferenças registadas devem-se provavelmente à diferença horária da colheita nos dois locais.

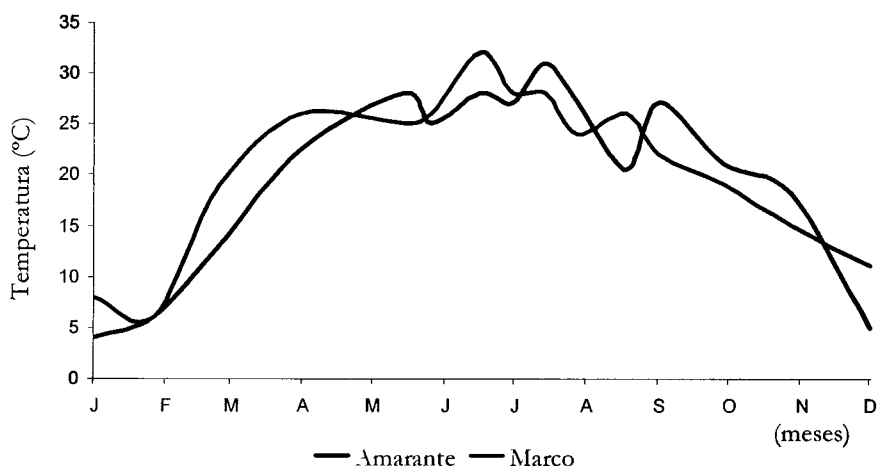


Figura 9 – Variação temporal da temperatura ambiente (°C) em Amarante e Marco

3.1.3. Temperatura da água

A temperatura da água influencia processos biológicos, reacções químicas e bioquímicas, e afecta a velocidade de multiplicação do fitoplâncton (Margalef, 1983). Varia normalmente de acordo com a temperatura do ar, mas variações significativas podem ser devidas a descargas de efluentes industriais.

A variação da temperatura da água ao longo do período de amostragem encontra-se na figura 10.

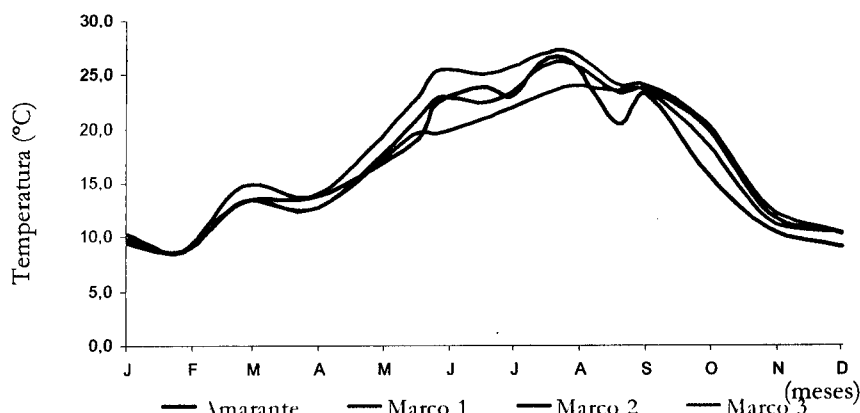


Figura 10 – Variação temporal da temperatura da água (°C) em Amarante e Marco

O gráfico apresenta um perfil semelhante de temperatura nos quatro pontos, sendo que Marco 1 apresentou os valores mais elevados.

Em Amarante, a temperatura variou entre os 8,7 °C de Fevereiro e os 26,2 °C de Agosto. A temperatura média foi de $17,6 \pm 6,2$ °C.

No Marco verificou-se uma ligeira diminuição da temperatura com a profundidade, mais notória nos meses mais quentes. À superfície, a temperatura média foi de $19,5 \pm 6,8$ °C. Em Marco 2, a temperatura média foi de $18,3 \pm 6,3$ °C e em Marco 3 foi de $17,5 \pm 5,6$ °C. As temperaturas mínimas registadas ocorreram, tal como em Amarante, em Fevereiro, sendo a menor de 8,6 °C em Marco 3. A máxima foi registada à superfície em Agosto, tal como em Amarante, e foi de 27,1 °C. O perfil de temperatura registado na albufeira não indica a existência de estratificação térmica nítida, mas apenas de um gradiente de temperatura entre a superfície e o fundo (ver anexo III). A diferença máxima registada entre a superfície e o fundo foi de 5,8 °C, sendo o valor médio dessa diferença de 2,2°C.

Também Branco (1992) não detectou estratificação térmica na albufeira do Torrão, encontrando apenas um gradiente de temperatura entre a superfície e o fundo. Contudo, Pereira (1998) refere a ocorrência de estratificação térmica no Verão de 1996.

3.1.4. Oxigénio dissolvido

O oxigénio dissolvido é essencial para a manutenção das comunidades aeróbias e para os processos de degradação da matéria orgânica. A sua variação está naturalmente relacionada com a temperatura da água e a pressão atmosférica, mas pode sofrer quebras significativas na presença de grandes quantidades de matéria orgânica, como a resultante de efluentes urbanos ou de florescia de algas ou macrófitas em decomposição. Foi elaborado, com o consenso de diversos organismos públicos e universidades, um sistema de classificação do estado trófico para albufeiras, no qual valores superficiais de saturação de oxigénio inferiores a 40% são considerados indicativos de eutrofização (www.inag.pt).

A figura 11 representa a variação das concentrações de oxigénio em Amarante.

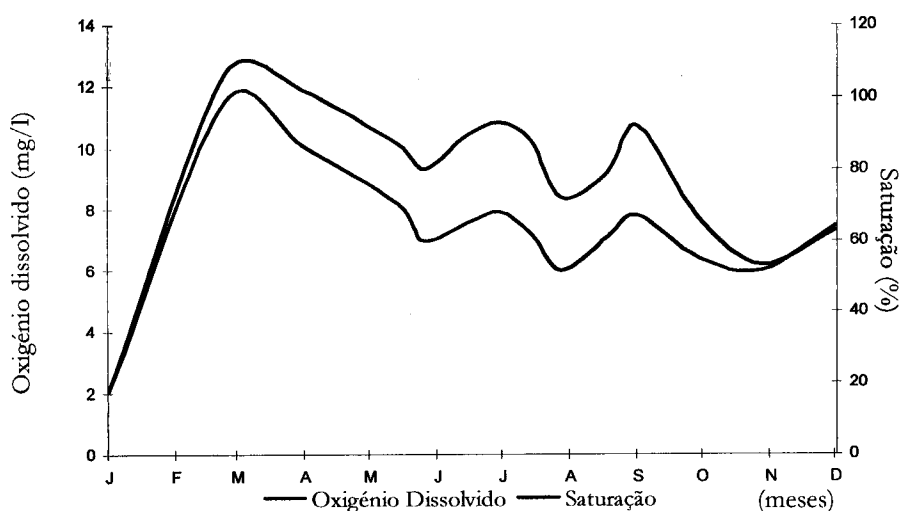


Figura 11 – Variação temporal do oxigénio dissolvido (mg/l) e saturação (%) em Amarante

Em Amarante, o oxigénio dissolvido foi em média $7,4 \pm 2,1$ mg/l, variando entre 2,1 e 11,6 mg/l. A percentagem média de saturação em oxigénio foi de $78,3 \pm 22,1\%$, variando entre os 17,9% de Janeiro e os 107% de Março. Estes valores são indicativos de uma boa oxigenação. Os valores mínimos registados em Janeiro são provavelmente devidos a avaria do oxímetro, tendo impedido inclusivamente que se fizesse a determinação no mês seguinte. Esta hipótese é sustentada pelos dados do INAG para o mesmo local e mês, em que registaram 12,7 mg/l e 104% de saturação (www.inag.pt).

No Marco de Canaveses foi determinado o perfil de oxigénio da coluna de água (figura 12). A concentração média de oxigénio superficial foi de $7,0 \pm 2,9$ mg/l e a saturação em média foi de $77,6 \pm 33,8\%$, sendo portanto semelhantes aos valores obtidos em Amarante. No entanto, estes valores decrescem marcadamente com a profundidade.

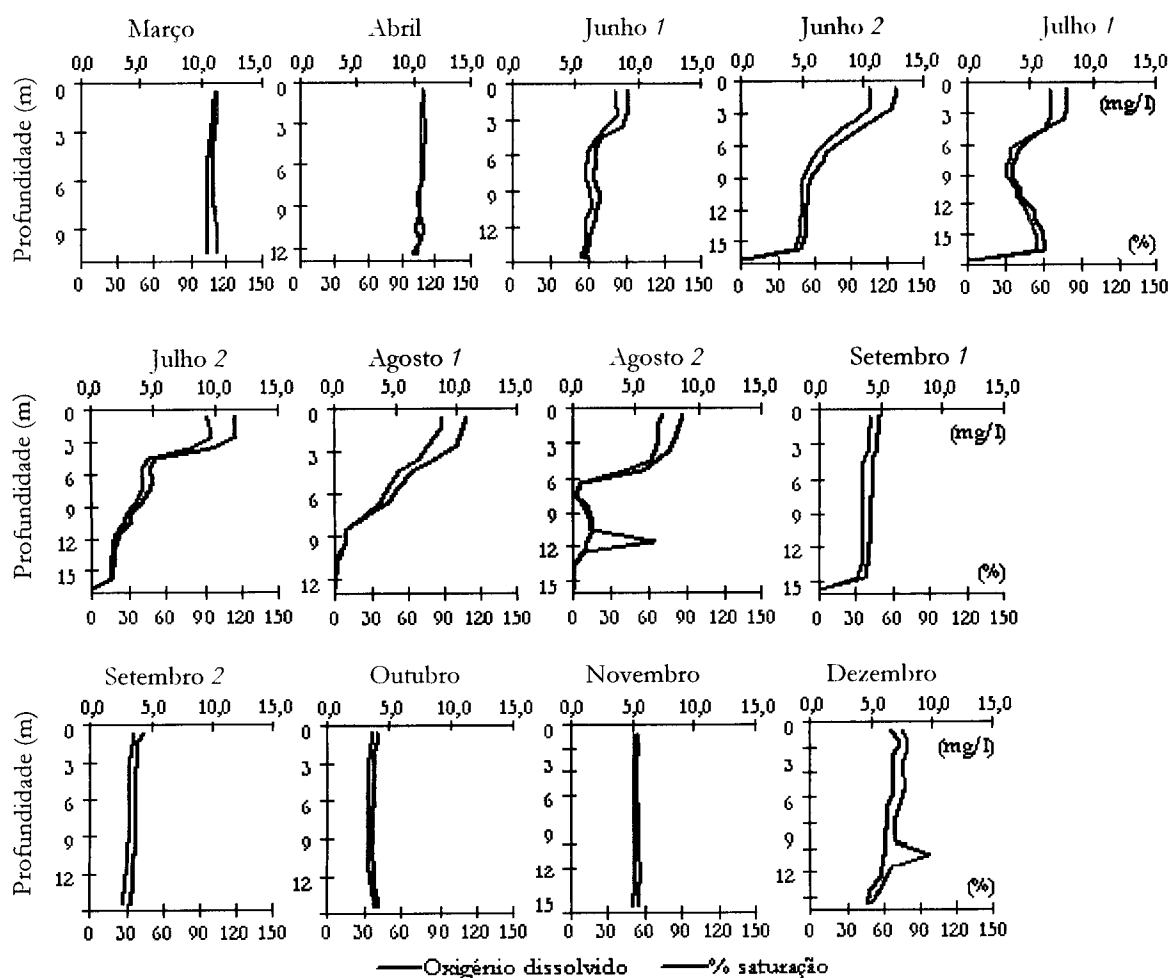


Figura 12 – Perfil de oxigênio na albufeira do Torrão (nos meses em que a colheita foi quinzenal, 1 diz respeito à primeira colheita e 2 à segunda)

Os resultados mostram que há uma clara estratificação de Junho a Setembro, ocorrendo, durante esses meses, anóxia no hipolimnion. A anóxia resulta possivelmente dos processos oxidativos de degradação de uma quantidade elevada de matéria orgânica. Este fenómeno pode ser limitativo para a actividade biológica no local e alterar os equilíbrios químicos entre o sedimento e a água, provocando a libertação de compostos ligados ao sedimento.

É também de destaque a ocorrência, no final de Junho e Julho, de sobressaturação de oxigênio no epilimnion, provavelmente em resultado da actividade fotossintética da comunidade fitoplanctónica no local, que terá sido estimulada pela elevada temperatura e disponibilidade de nutrientes e baixa corrente.

Em finais de Setembro, Outubro e Novembro, a concentração de oxigênio é homogénea ao longo da coluna de água, não havendo estratificação nem anóxia junto ao sedimento. Contudo, os valores permanecem baixos (3–5,5 mg O₂/l e 35–50% de saturação), o que pode interferir na subsistência da fauna aquática, particularmente do zooplâncton e da ictiofauna.

Branco (1992) também registou a ocorrência de estratificação de oxigénio na albufeira do Torrão. Pereira (1998) verificou a ocorrência de estratificação e anóxia hipolimnética de Junho a Agosto de 1996, tendo também registado sobressaturação de oxigénio à superfície no início do Verão.

3.1.5. pH

O pH expressa o equilíbrio iónico. Varia com a natureza da água, do solo, da vegetação marginal, sendo geralmente ácido em áreas graníticas e básico em áreas calcárias.

Na figura 13 regista-se a variação do pH ao longo do período de amostragem. Os valores médios de pH permitem classificar a água dos quatro pontos como neutra.

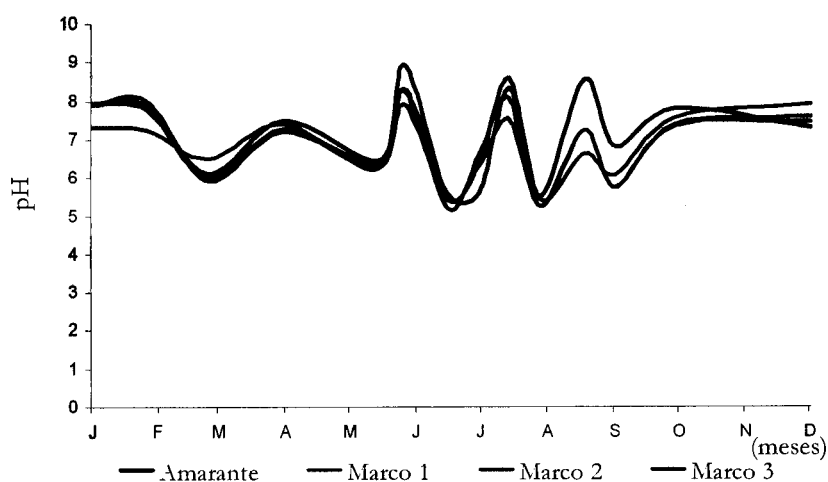


Figura 13 – Variação temporal do pH em Amarante e Marco

Em Amarante, o pH variou entre 5,5 e 8,6, sendo em média de $7,3 \pm 1,1$. No Marco, à superfície, a média foi de $7,0 \pm 1,1$. Em Marco 2, a média foi de $6,9 \pm 1,0$ e em Marco 3 foi de $6,8 \pm 1,0$. O valor mínimo na albufeira foi de 5,2, registado em Julho em Marco 2, e o valor máximo de 8,9 foi registado à superfície em Junho. Os máximos e mínimos estão compreendidos entre 5 e 9, que constituem os limites de tolerância para a maioria da fauna e flora (Cortes *et al*, 1992).

Não se registam diferenças apreciáveis entre os locais estudados, nem uma evolução sazonal pronunciada. Há uma grande constância ao longo do ano, excepto nos meses mais quentes, entre Junho e Setembro, em que ocorrem as oscilações mais acentuadas. Essas oscilações

podem estar relacionadas com picos de produtividade que fazem aumentar o pH ou com picos de decomposição de matéria orgânica, provenientes de plâncton em decomposição ou de descargas de efluentes, que fazem diminuir o pH. O facto de os mínimos de pH corresponderem, na albufeira, a máximos de concentração de amónia, reforça a possibilidade da ocorrência de descargas de efluentes. As águas residuais industriais podem alterar vincadamente o pH do meio receptor. Por exemplo, nas tinturarias tanto são usados corantes ácidos como bases, pelo que os seus efluentes podem fazer aumentar ou baixar o pH (Cortes *et al*, 1992).

A variação do pH é influenciada pela actividade fotossintética e respiratória dos organismos autotróficos e bactérias. A libertação de CO₂ durante a respiração causa a diminuição do pH, enquanto que a fotossíntese faz diminuir a concentração de CO₂ e aumentar o pH (Wetzel, 1993; Oliver e Ganf, 2000). Frequentemente encontram-se valores de pH elevados em situação de dominância de cianobactérias, especialmente durante florescências. Esta situação ocorre porque as grandes densidades de cianobactérias causam a diminuição do CO₂ na água para níveis que apenas elas conseguem usar (Oliver e Ganf, 2000). Assim, é comum que na presença de elevadas densidades fitoplanctónicas (em especial de cianobactérias) o pH superficial seja superior, já que é no epilímnio que se realiza a fotossíntese. Neste trabalho, a diferença de pH encontrada com a profundidade não é muito marcada, possivelmente porque a densidade fitoplanctónica não foi suficientemente elevada para que se verificasse essa diferença. Pereira (1998) encontrou em 1996/97 dados semelhantes aos actuais, sendo o pH de então ligeiramente mais alcalino (médias de 7,7 à superfície e 7,2 no fundo).

3.1.6. Condutividade

A condutividade mede a capacidade de uma amostra de água para conduzir corrente eléctrica, o que depende da presença e concentração de iões e da temperatura da água. Em água doce varia geralmente entre 30 e 2000 µS/cm a 25 °C. A condutividade pode afectar a fixação de azoto pelas cianobactérias (Paerl *et al*, 2001). Em solos graníticos, como é o caso, apresenta geralmente valores baixos (Cortes *et al*, 1992).

A variação da condutividade ao longo do período de amostragem está representada na figura 14.

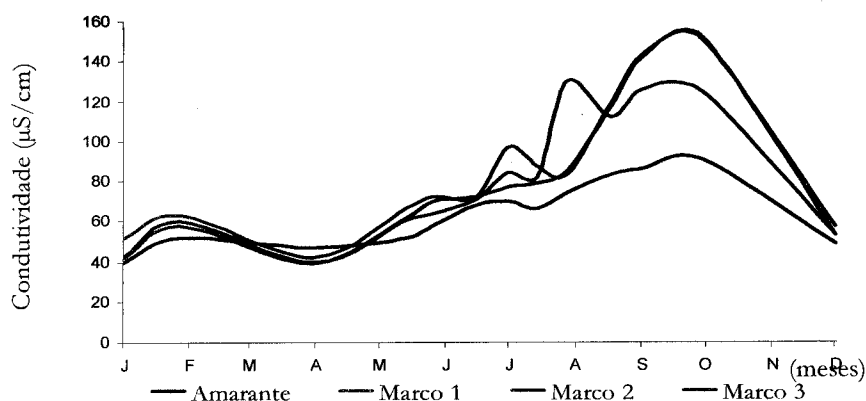


Figura 14 – Variação temporal da condutividade ($\mu\text{S}/\text{cm}$) em Amarante e Marco

Em Amarante, a condutividade foi em média de $61,3 \pm 15,8 \mu\text{S}/\text{cm}$. O valor mínimo foi encontrado em Janeiro ($40,0 \mu\text{S}/\text{cm}$) e os mais elevados registaram-se entre Junho e o máximo de Outubro ($91 \mu\text{S}/\text{cm}$), após o qual houve uma quebra para valores próximos dos do início do ano. Não se registam diferenças notórias com a profundidade no Marco, estando as curvas de Marco 1 e Marco 2 quase sobrepostas. Na superfície a média foi de $83,7 \pm 33,0 \mu\text{S}/\text{cm}$, em Marco 2 foi de $80,9 \pm 35,4 \mu\text{S}/\text{cm}$ e no fundo foi de $80,5 \pm 32,6 \mu\text{S}/\text{cm}$.

Há um aumento forte da condutividade entre Junho e Outubro em Marco de Canaveses, que não se regista em Amarante, e que poderá dever-se à libertação de compostos ligados ao sedimento quando ocorre anóxia e à sua introdução na coluna de água devido à quebra da estratificação de oxigénio em finais de Setembro. Em Agosto atinge-se o pico máximo de condutividade ($130 \mu\text{S}/\text{cm}$) junto ao sedimento em Marco 3 e começa a aumentar também em Marco 1 e Marco 2. Nestas profundidades, os valores máximos atingem-se apenas em Outubro (respectivamente 151 e $152 \mu\text{S}/\text{cm}$), ou seja após terminar a estratificação de oxigénio.

Os aumentos bruscos de condutividade podem ter impacto nas densidades planctónicas, uma vez que originam fenómenos de difusão através da parede celular que podem provocar lise celular (Cortes *et al.*, 1992). Em Marco 1, de Setembro a Outubro, acompanhando o forte aumento da condutividade, verifica-se uma queda da densidade de fitoplâncton.

3.1.7. Nutrientes

O azoto e o fósforo em ambiente aquático podem surgir em diferentes formas, tendo sido determinadas as formas inorgânicas consideradas mais importantes: os nitritos, os nitratos, o ião amónia e os fosfatos. Em situações em que o azoto se torna limitante, algumas cianobactérias e outros microrganismos procarióticos conseguem fixar o azoto atmosférico, repondo os níveis normais de azoto na água. Para a fixação de azoto são necessários poder redutor e ATP gerados pela fotossíntese, pelo que a fixação acompanha a tendência da fotossíntese, sendo mais intensa à superfície e diminuindo com a profundidade. O fósforo, pelo contrário, não tem fonte atmosférica, pelo que em baixas concentrações funciona realmente como o nutriente limitante. (Wetzel, 1993)

A tabela VI resume os valores médios e desvio padrão dos nutrientes analisados.

Tabela VI – Valores médios de amónia (mg N-NH₄/l), nitritos (mg N-NO₂/l), nitratos (mg N-NO₃/l), e fosfatos (mg P-PO₄/l) em Amarante e Marco

Local	Amónia	Nitritos	Nitratos	Fosfatos
Amarante	0,019 ± 0,018	0,008 ± 0,007	0,573 ± 0,201	0,075 ± 0,035
Marco 1	0,037 ± 0,028	0,011 ± 0,005	0,721 ± 0,254	0,051 ± 0,032
Marco 2	0,080 ± 0,064	0,017 ± 0,018	0,701 ± 0,231	0,055 ± 0,031
Marco 3	0,117 ± 0,079	0,011 ± 0,011	0,793 ± 0,188	0,063 ± 0,029

O **azoto amoniacal**, que pode ser encontrado na forma ionizada (NH₄⁺) e não ionizada (NH₃), resulta da decomposição do azoto orgânico. As suas concentrações são geralmente baixas em águas bem oxigenadas, como sejam águas oligotróficas, as zonas trofógenicas da maioria das albufeiras e lagos e em águas estratificadas após a mistura das águas. Aumentos bruscos indiciam geralmente contaminação orgânica recente por descargas de efluentes domésticos ou urbanos, podendo ser tóxico para peixes quando em concentrações elevadas. A amónia é a forma azotada mais facilmente assimilável pelos produtores já que os requisitos energéticos para a sua assimilação são menores que para os restantes compostos azotados, e podem assim ser uma fonte significativa de azoto para o plâncton (Wetzel, 1993).

Na figura 15 representa-se a flutuação das concentrações de azoto amoniacal ao longo do período de amostragem.

Os níveis de azoto amoniacal em Amarante mantêm-se baixos todo o ano, ocorrendo os dois picos mais elevados em Janeiro e Agosto (0,055 e 0,050 mg/l respectivamente), em alturas de

baixa concentração de oxigénio. As concentrações foram nulas em diversas alturas do ano, nomeadamente no início da Primavera e Outono.

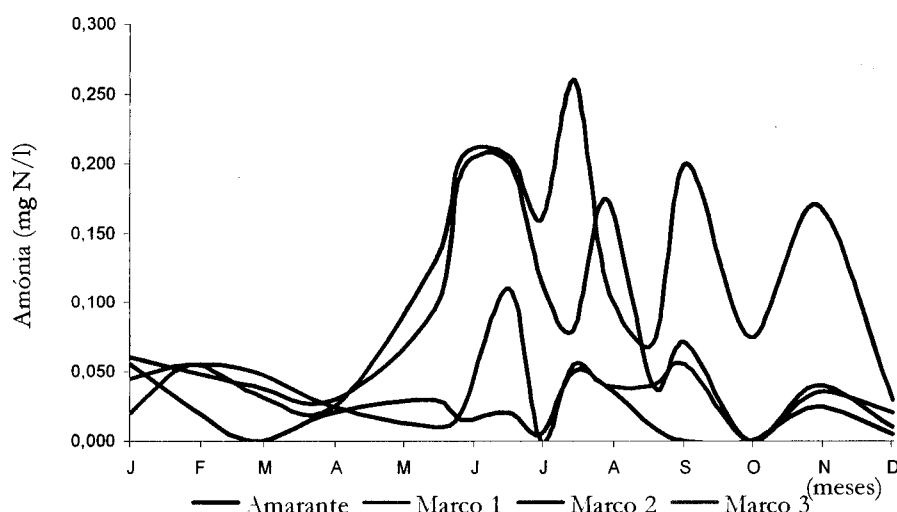


Figura 15 – Variação temporal do azoto amoniacal (mg N/l) em Amarante e Marco

No Marco, a amónia apareceu em maior concentração com a profundidade. As concentrações foram baixas no início do ano, subindo até um primeiro pico em Julho, que constituiu o valor máximo em Marco 1 e Marco 2 (0,110 e 0,200 mg/l respectivamente), coincidindo com uma quebra do oxigénio dissolvido. Na profundidade máxima, o maior pico de amónia (0,260 mg/l) ocorreu apenas no início de Agosto. As concentrações mais elevadas em profundidade podem estar relacionadas com a anóxia hipolimnética, já que por um lado ocorre uma diminuição do potencial redox que impede a nitrificação do ião amónia e, por outro lado, ao desaparecer a microzona oxigenada na interface sedimento-água, a capacidade de absorção do sedimento é reduzida, havendo forte libertação da amónia armazenada no sedimento (Wetzel, 1993). Foi encontrada uma correlação negativa entre as concentrações de amónia e de oxigénio em Marco 3 ($r = -0,572$). A flutuação das concentrações até ao final do ano foi extremamente irregular, com picos sucessivos, especialmente acentuados em Marco 3.

Os níveis de amónia são superiores aos encontrados por Pereira (1998) para os mesmos locais em 1996/97, à excepção da profundidade máxima da albufeira, que teve níveis em média ligeiramente superiores aos actuais.

O **nitrito** (NO_2) é um composto instável produzido por oxidação da amónia. É também indicador de contaminação orgânica recente. A variação dos nitritos no período de estudo encontra-se na figura 16.

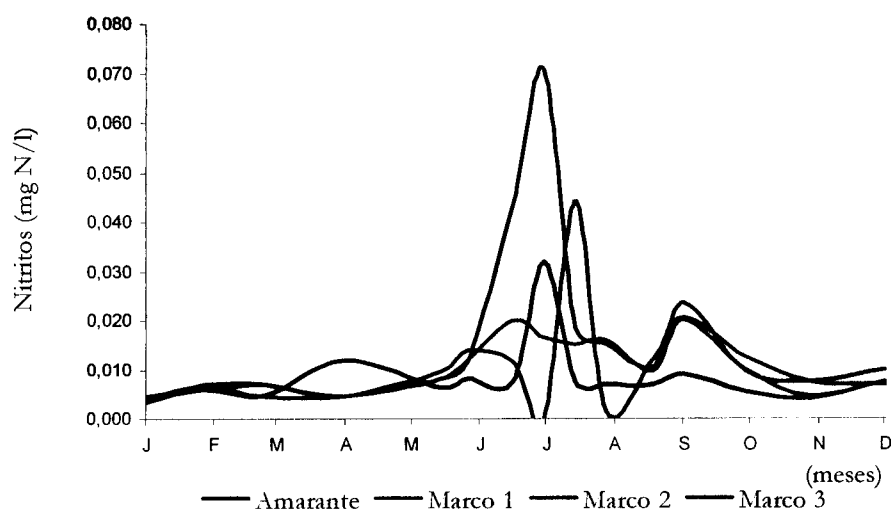


Figura 16 – Variação temporal de nitritos (mg N-NO₂/l) em Amarante e Marco

As concentrações de nitritos mantêm-se baixas e com pouca variação durante a maior parte do período de análise, à excepção de um pico máximo no Verão. Em Amarante, esse pico (0,032 mg/l) regista-se no final de Julho, imediatamente antes do máximo local de amónia. No Marco, à superfície, não há um pico nítido, mas os valores registados entre Julho e Outubro são ligeiramente superiores aos do restante do ano. No limite da zona eufótica são encontradas as concentrações mais elevadas de nitritos, havendo um pico acentuado em Julho (0,071 mg/l) e um segundo pico mais ligeiro em Setembro (0,024 mg/l). O pico máximo registou-se imediatamente após o máximo de azoto amoniacal, pelo que deverá resultar da oxidação deste composto. No fundo ocorreram também 2 picos: o primeiro, e mais marcado, em Agosto (0,044 mg/l); e o segundo em Setembro (0,021 mg/l). Houve correspondência entre os máximos de azoto amoniacal e nitritos, ocorrendo ambos em períodos de baixas concentrações de oxigénio.

Os valores encontrados por Pereira (1998) para os anos de 1996/97 são bastante inferiores aos actuais.

O **nitrito** (NO₂) é um composto estável produzido pela decomposição do nitrito. É um nutriente essencial ao desenvolvimento de algas. Elevadas concentrações decorrem normalmente da escorrência de fertilizantes agrícolas e contribuem fortemente para a eutrofização. A flutuação das concentrações de nitratos ao longo do período de amostragem está registada na figura 17.

Ocorreu uma flutuação semelhante nos quatro pontos analisados. Os máximos registaram-se em Fevereiro, decaindo as concentrações para um mínimo em Abril e aumentando novamente

até Junho. Durante o Verão ocorrem ligeiras oscilações até novo mínimo no final de Agosto, aumentando para um pico de Outubro.

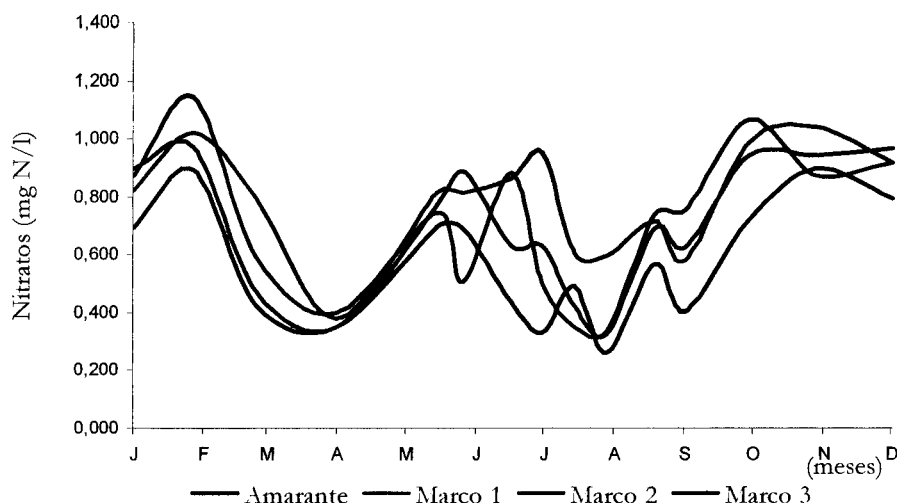


Figura 17 – Variação temporal de nitratos (mg N-NO₃/l) em Amarante e Marco

O valor mínimo encontrado em Amarante foi de 0,263 mg/l em Agosto. No Marco foi de 0,325 mg/l (em Marco 2), também em Agosto. Esta quebra poderá estar relacionada com as baixas concentrações de oxigénio, que promovem a desnitrificação dos nitratos para N₂ ou a sua redução a nitritos (Wetzel, 1993) e com a sua utilização pelo fitoplâncton que apresentava na altura densidades elevadas. Foi encontrada uma correlação negativa entre as concentrações de nitratos e de oxigénio superficiais ($r = -0,748$). Os máximos em Amarante e Marco ocorreram em Fevereiro, sendo respectivamente 0,894 e 1,143 mg/l (à superfície).

Os valores encontrados por Pereira (1998) para os anos de 1996/97 em Amarante são semelhantes aos actuais, no entanto, no Marco, as concentrações actuais são bastante superiores. Contrariamente ao que ocorreu em 2003, Pereira registou uma diminuição dos nitratos com a profundidade.

O fósforo participa nos processos de respiração, fotossíntese e divisão celular, sendo assimilado pelos organismos autotróficos na forma de **ortofosfatos** (PO₄³⁻). É também um nutriente essencial ao desenvolvimento fitoplanctónico. Grandes concentrações são normalmente resultado de descargas de efluentes domésticos ou industriais que contenham elevadas quantidades de detergentes. Está presente no sedimento em concentrações muito superiores às da água, sendo também fortemente libertado em anaerobiose (Wetzel, 1993). Por esse motivo, a sua concentração quando há anóxia hipolimnética é extremamente variável com a profundidade. É também um factor chave no processo de eutrofização, funcionando

geralmente como o nutriente limitante e principal regulador do aparecimento de florescências de cianobactérias. A figura 18 representa a flutuação das concentrações de fosfatos.

A flutuação das concentrações é extremamente irregular, não se detectando um padrão nítido. Em Amarante ocorreram três picos que rondam os 0,120 mg/l: em Janeiro, Junho e Agosto. Os mínimos registaram-se em Julho, Setembro e Novembro, rondando os 0,02 mg/l. No Marco, o valor máximo foi de 0,116 mg/l no epilímnio em Julho. A densidade das cianobactérias começou a aumentar a partir desta data, o que está de acordo com Margalef (1983), segundo o qual as grandes proliferações de cianobactérias requerem sempre grandes concentrações iniciais de fosfatos.

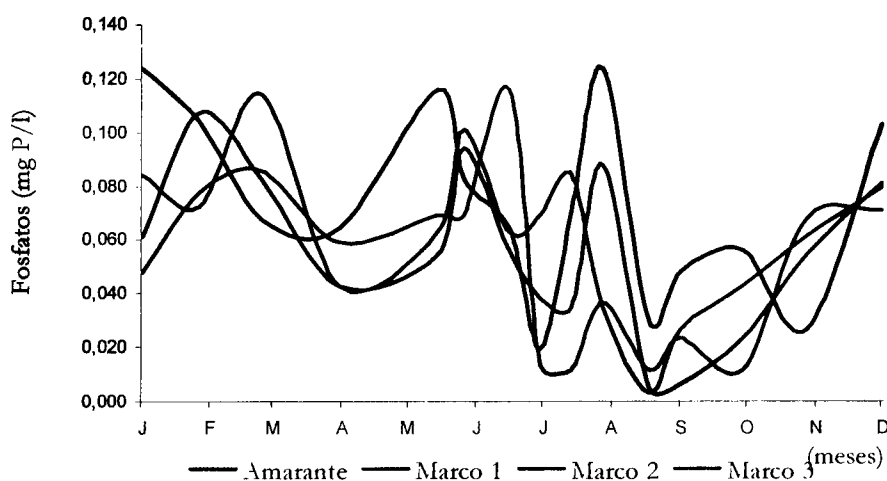


Figura 18 – Variação temporal de fosfatos (mg P-PO₄/l) em Amarante e Marco

Os dados indicam o quase esgotamento de fosfatos à superfície entre Julho e Outubro, atingindo-se valores mínimos em Setembro nas três profundidades. Esta redução estará relacionada com utilização de fosfatos pelo fitoplâncton que apresenta nesses meses elevadas densidades. Os fosfatos poderão ter sido, nesta ocasião, limitantes para grande parte das espécies fitoplanctónicas, favorecendo assim o desenvolvimento de cianobactérias, cuja afinidade com azoto e fósforo é superior à da generalidade dos restantes grupos fitoplanctónicos (Chorus e Bartram, 1999). O valor mais baixo da albufeira registou-se no hipolímnio no início de Setembro, sendo de 0,003 mg/l.

Pereira (1998) encontrou concentrações inferiores de fosfatos nestes locais (tanto em termos de médias, como de mínimos e máximos) e, ao contrário do presente trabalho, a concentração mínima de fosfato registou-se no epilímnio e a máxima no hipolímnio. O máximo registado na albufeira em 1996/97 foi apenas 0,033 mg/l. Segundo a autora, os níveis máximos estariam relacionados com a libertação de fosfatos do sedimento. Ainda no mesmo trabalho (Pereira, 1998), à semelhança do que sucedeu em 2003, os níveis de fosfatos em Amarante foram

superiores aos do Marco. Este facto indica que a água chega já à albufeira com altos níveis de fosfatos, que poderão ser devidos a descargas de efluentes.

Azoto e fósforo estão presentes nas células do fitoplâncton geralmente numa razão de 16:1. Quando a disponibilidade difere muito destes valores há limitação à produtividade primária. A razão entre estes nutrientes (**N:P**) pode também explicar a dominância de determinadas espécies ou grupos fitoplanctónicos. Num estudo citado por Oliver e Ganf (2000) conclui-se que as cianobactérias formadoras de florescências tendem a dominar em águas com N:P inferior a 29, ideia essa que se generalizou nos anos seguintes. Contudo, os mesmos autores referem que várias revisões por diversos autores não encontraram provas que substanciassem essa conclusão, tendo sido sugerido que é o aumento dos fosfatos e não a diminuição da razão que determina a dominância das cianobactérias. Estas têm, no entanto, um óptimo de N:P inferior ao do restante fitoplâncton: 10 – 16 em comparação com os 16 – 23 das algas (Chorus e Bartram, 1999).

Alguns autores (Ferreira, 1985 citada por Cortes *et al*, 1992) defendem que a razão varia com o estado trófico, sendo menor em águas eutrofizadas.

A razão N:P pode ser calculada com base em azoto e fósforo totais ou com base em nitratos e fosfatos, uma vez que são as formas inorgânicas mais importantes. Neste trabalho optou-se pela segunda via. Os dados obtidos são apresentados na figura 19.

Esta razão em Amarante foi em média de $22,1 \pm 17,1$ variando entre um mínimo de 4,7 em Agosto e um máximo de 75,2 atingido em Novembro. O mínimo de Agosto corresponde simultaneamente ao mínimo de nitratos e ao máximo de fosfatos no local, o que pode estar relacionado com diminuição brusca do pH. Wetzel (1993) refere a influência do pH na taxa de absorção de fosfatos: a absorção será reduzida a pH mais baixo, pelo que os níveis de fosfatos na água são elevados. O máximo de Novembro corresponde ao máximo de nitratos e a um valor de fosfatos a rondar o mínimo.

Na albufeira encontraram-se valores superiores. As médias às três profundidades foram semelhantes (sendo de $53,8 \pm 54,5$ em Marco 1; $60,4 \pm 85,0$ em Marco 2; $59,4 \pm 116,4$ em Marco 3). Os valores de N:P foram baixos e relativamente constantes até ao início de Julho, quando se dá o primeiro pico superficial. No mês de Setembro, os valores são elevados às três profundidades, registando-se os máximos em Marco 2 e Marco 3, correspondendo este último a máximo na albufeira: 478,4. Esta situação é provocada pelo nível de fosfatos que atingiram nesse mês os valores mínimos nas 3 profundidades.

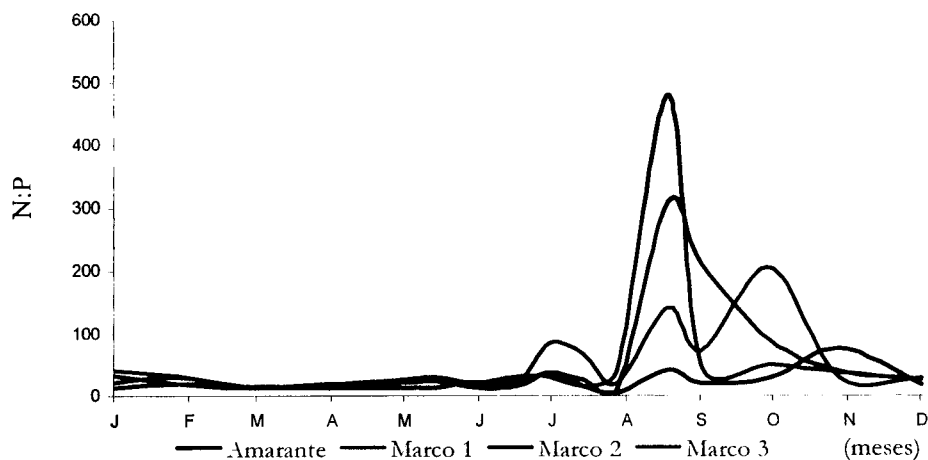


Figura 19 – Variação temporal da razão N:P em Amarante e Marco

À superfície registaram-se três picos, que correspondem aos mínimos superficiais de fosfatos. O máximo de 204,2 foi atingido apenas em Outubro.

Em Marco 2, mínimo e máximo sucedem-se. O mínimo atingiu-se no final de Agosto, quando se atingiu o mínimo de nitratos a esta profundidade e o nível de fosfatos tem um fortíssimo incremento. Esse incremento poderá ter tido como causa a quebra da densidade do fitoplâncton e o pH muito ácido, que terão contribuído para que a assimilação dos fosfatos fosse reduzida, aumentando a sua disponibilidade na água. O máximo de 308,4 registou-se na colheita seguinte, em Setembro. Os nitratos mais que duplicam e os fosfatos são praticamente esgotados. Simultaneamente regista-se um aumento da dominância das cianobactérias, então exclusivamente representadas por fixadoras de azoto do género *Aphanizomenon*, que passam a constituir 74,5% da comunidade fitoplanctónica. A esta elevada percentagem corresponde, no entanto, a uma densidade de apenas 2253 células/ml.

Margalef (1983) refere que quando N:P baixa ganham vantagem as fixadoras de azoto. Contudo, para que se dê a fixação, mais que a razão N:P, importam as concentrações de cada nutriente. Segundo Oliver e Ganf (2000), a fixação só é induzida quando se atinge um nível crítico de azoto, cujo valor ronda os 0,1 mg/l. Esse limite nunca foi atingido na albufeira, o que poderá explicar o facto das fixadoras de azoto (nomeadamente *Aphanizomenon*) não terem sido tão preponderantes como em anos anteriores.

Em Marco 3, o mínimo de 15,5 regista-se em Março e o máximo é o já referido pico de Setembro. Nas duas ocasiões as concentrações de nitratos são semelhantes, sendo a razão N:P a este nível claramente dependente da concentração de fosfatos.

Ressalvando o facto de N:P ter sido calculada com base em N e P totais, os resultados de Pereira (1998) para os mesmos locais apontam para valores ligeiramente superiores em Amarante e Marco à superfície. No trabalho de Pereira (1998), contrariamente ao que foi encontrado em 2003, a razão N:P no Marco era decrescente com a profundidade, registando-se, em Marco 2 e Marco 3, valores inferiores aos actuais. Esta situação estará relacionada com o aumento da carga de nitratos nos níveis mais profundos.

3.1.8. Discussão geral sobre parâmetros físicos e químicos na albufeira

No local amostrado, a albufeira do Torrão não apresenta uma profundidade muito elevada, rondando os 14 metros. A transparência foi neste ano de 2003 muito reduzida, sendo a sua média inferior a 2 metros. Nos meses de Verão, a profundidade de visão é limitada pelas elevadas densidades de cianobactérias, mas nos meses mais frios a água apresentava frequentemente aspecto pouco limpo e por vezes turvo, com muito material em suspensão, o que também contribui para a redução da transparência. Invariavelmente, em alturas em que o nível da albufeira se encontrava mais baixo, sentia-se um forte odor a esgoto junto às margens. Numa dessas alturas foi localizada uma saída de esgoto a cerca de 500 m do local de amostragem e, portanto, da captação da ETA.

No período de estudo não ocorreu estratificação térmica na albufeira, mas registou-se um gradiente de temperatura entre a superfície e o fundo nos meses mais quentes. Em oposição, o perfil de oxigénio dissolvido revelou estratificação entre Junho e Setembro, ocorrendo anóxia hipolimnética. Esta situação, tal como os baixos valores de transparência, é típica de águas eutrofizadas.

A albufeira não se apresentou muito estável em termos de pH, oscilando entre ácido e básico nos meses de Verão. No entanto, tendo em conta o valor médio anual, a água pode ser classificada como neutra.

Os níveis de nutrientes são elevados. Os nitratos apresentam-se em queda entre Junho e Agosto, provavelmente porque são utilizados pelas grandes densidades fitoplanctónicas, até se atingir o mínimo de Agosto. Este valor, ainda assim está longe do considerado limitante para o desenvolvimento do fitoplâncton. Já o fósforo poderá ter sido limitante, em especial em Setembro, quando atingiu concentrações próximas do limite de detecção do equipamento. Os níveis de fosfatos na água a montante (em Amarante) são claramente superiores, pelo que se

pode considerar que a água que chega à albufeira é já rica em nutrientes. A razão N:P é baixa até Setembro, sendo maior com a profundidade. O seu máximo corresponde ao quase esgotamento de fosfatos às três profundidades.

Comparativamente com o trabalho de Pereira (1998) nos mesmos locais, parece ter ocorrido um agravamento do estado trófico. A transparência é mais reduzida, a clorofila superficial e as concentrações dos nutrientes foram globalmente superiores aos encontrados em 1996/97. Tal como actualmente, o oxigénio dissolvido apresentava um perfil típico de um lago estratificado. Contudo, ao contrário de agora, em 1996/97 a albufeira apresentou estratificação térmica no Verão. Entre 1999 e 2002 (Pereira, dados não publicados) houve pelo menos um ano em que não ocorreu estratificação, pelo que se conclui que a estratificação não é um fenómeno imperativo no Torrão. A regulação do nível da albufeira terá um papel crucial na limnologia da albufeira ao reduzir a estabilidade da coluna de água, impedindo a estratificação.

Foi realizado um estudo sobre a qualidade da água em dezassete albufeiras do Norte do país (Branco *et al*, 1992), dez das quais na bacia hidrográfica do Douro, e as restantes no Ave e Cávado – Rabagão. O oxigénio apresentou um perfil estratificado em todas. Onze dessas albufeiras estratificaram termicamente nesse período. Das restantes seis, cinco eram as albufeiras mais a jusante do Douro, incluindo a do Torrão. As albufeiras do Douro foram classificadas como meso ou eutróficas, sendo o Torrão eutrófico.

Utilizando a classificação numérica separou-se as amostras em 5 grupos (denominados de 1 a 5), sendo o grupo 3 subdividido em 31 e 32 e o 5 em 51, 52, 53 e 54, num total de 9 grupos (ver figura 20).

Foi feita a análise de correspondência com base nesses grupos e nos parâmetros físicos e químicos, de forma a destacar a informação mais relevante. Utilizando três dimensões consegue-se explicar 96% da variabilidade encontrada (figura 21). Alguns parâmetros foram invertidos uma vez que assim apresentavam correlações mais elevadas. Destacam-se os parâmetros: oxigénio dissolvido, amónia, fosfatos e clorofila (que para simplificar a análise de dados foi também incluída nesta fase). Foram projectados sobre o gráfico (a verde), como coordenadas suplementares, os locais de amostragem, ficando Amarante claramente separado, apresentando-se as três profundidades de Marco em gradiente.

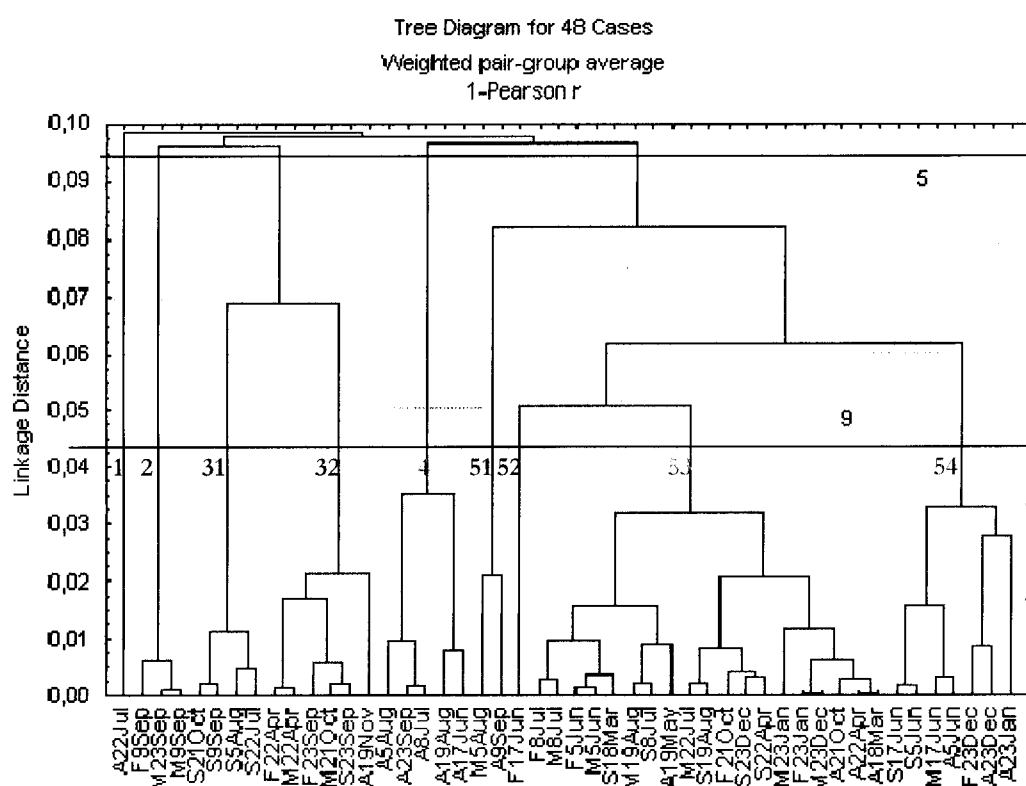


Figura 20 – Classificação numérica dos dados de Amarante e Marco com base nos parâmetros físicos e químicos (A refere-se a Amarante, S a Marco 1, M a Marco 2 e F a Marco 3)

O grupo 1 representa apenas uma colheita de Amarante, a 22 de Julho. Apresenta, em relação aos parâmetros destacados, o valor máximo de oxigénio dissolvido e clorofila, o menor valor de amónia e baixa concentração de fosfatos. No gráfico 21 está em posição central, mas separa-se claramente de todos os restantes utilizando as dimensões 1 e 2 (ver anexo IV)

O grupo 52 também corresponde apenas a uma data, 17 de Junho em Marco 3, e está quase no extremo oposto em relação aos 4 parâmetros destacados: tem o mínimo de oxigénio, baixa clorofila e os máximos de amónia e fosfatos.

O grupo 4 engloba a quase totalidade das amostras de Verão de Amarante (excepto a do grupo 1 e a do início de Setembro) e engloba o segundo conjunto de valores mais elevados de clorofila e oxigénio dissolvido. O nível de fosfatos é também elevado, contudo a amónia tem concentrações baixas.

O grupo 2 engloba dados de colheitas em Setembro, em Marco 2 e Marco 3, destacando-se por ter as menores concentrações de fosfatos, níveis de oxigénio e clorofila baixos e um nível médio de amónia. Correspondem ao período em que os fosfatos terão sido limitantes.

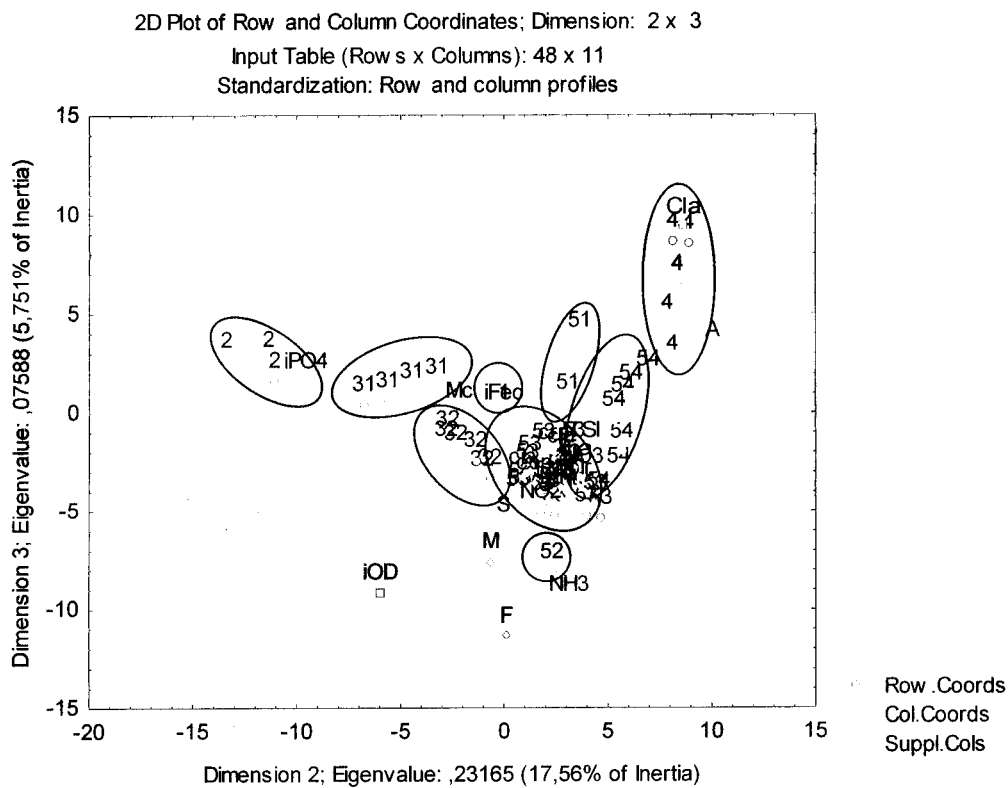


Figura 21 – Análise de correspondência em Amarante e Marco (A refere-se a Amarante, S a Marco 1, M a Marco 2 e F a Marco 3)

O grupo 31 engloba amostras superficiais da albufeira no Verão e início de Outono, tendo níveis elevados de oxigénio e muito baixos dos nutrientes em questão. A clorofila apresentava valores medianos.

O grupo 32 não é tão homogéneo, agrupando datas variadas de Primavera e Outono dos 4 pontos amostrados. Tem os menores valores de clorofila e, em geral, baixa concentração de fosfatos, e níveis de amónia e oxigénio não muito elevados.

O grupo 51 representa duas amostras de Verão de locais diferentes: a de 5 de Agosto, em Marco 2, e a de 9 de Setembro, em Amarante. Em comum têm o elevado nível de oxigénio dissolvido e baixo de fosfatos. Para os restantes parâmetros têm valores algo diferentes, mas que podem ser considerados elevados no caso da clorofila e médio-baixos no caso da amónia.

O grupo 53 é o mais extenso, englobando amostras de Amarante da Primavera e Outono, e da albufeira em todas as profundidades e todas as estações do ano. É também um dos grupos mais heterogéneos. Em média, o grupo apresenta elevada concentração de amónia, fosfatos e oxigénio, e baixa concentração de clorofila.

Por fim, o grupo 54 representa amostras de fim de Primavera de Amarante e Marco, bem como amostras de Inverno de Amarante e Marco 3. É também heterogéneo quanto aos

parâmetros destacados mas, em média, apresenta oxigénio e fosfatos elevados e níveis razoáveis de amónia e clorofila.

Estes dados foram confirmados por ANOVA, testando-se para cada parâmetro a variabilidade entre todos os grupos, e testando também dois a dois os grupos criados (teste Newman-Keuls). Foi encontrada variabilidade significativa na condutividade, fosfatos, e pigmentos fotossintéticos.

A variabilidade entre os grupos foi significativa para diversos parâmetros. Em relação à amónia, permitiu separar o grupo 52, que é significativamente diferente de todos à excepção do 51, apresentando valores mais elevados que todos os restantes. Quanto aos fosfatos, os grupos 4, 52, 53 e 54 são significativamente diferentes de todos os restantes. Quanto à clorofila, os grupos 1 e 4 separam-se de todos os restantes e o grupo 51 apresenta diferenças significativas relativamente a todos excepto o 54. Os feopigmentos destacam também 1 e 4 dos restantes grupos. Quanto ao TSI Cl_a encontra-se também diferenças significativas entre 51 e os grupos 32, 52 e 53.

A análise estatística confirma globalmente as interpretações efectuadas. Nos dados de Inverno, Primavera e grande parte do Outono não se observa grande variabilidade entre locais de amostragem nem entre profundidades e, por isso, surgem agrupamentos que incluem os quatro pontos: grupo 32, 53 e 54. É nas amostras de Verão que se encontram as maiores diferenças, o que se reflecte na separação clara entre Amarante (grupos 1 e 4) e Marco 1 (grupo 31). Enquanto Amarante se distingue pelos níveis elevados de oxigénio, clorofila e fosfatos, Marco 1 tem também boa oxigenação, mas revela-se aquém daquele em clorofila e fosfatos.

Merece também destaque a separação de Marco 3 no final de Junho (grupo 52). Tem, obviamente, concentrações muito baixas de oxigénio, mas fosfatos e amónia são muito elevados. Esta data é crucial na dinâmica de plâncton na albufeira, uma vez que marca o início da proliferação de cianobactérias. Estas características físicas e químicas terão então convergido para o desenvolvimento em especial de *Microcystis aeruginosa*, a cianobactéria dominante no Torrão.

3.2. Parâmetros biológicos

3.2.1. Clorofila *a* e Feopigmentos

A clorofila *a* é o principal pigmento fotossintético das clorófitas e é o pigmento comum a todos os grupos fitoplanctónicos, sendo por isso muitas vezes utilizado como estimativa da densidade do fitoplâncton. Os feopigmentos são os produtos iniciais de degradação das clorofilas, sendo a sua degradação mais lenta. A estimativa das concentrações de clorofila *a* e feopigmentos permite avaliar o estado de degradação do fitoplâncton (Hagy III *et al*, 2004).

A evolução da clorofila *a* e dos feopigmentos ao longo do período de amostragem está representada na figura 22. Na tabela VII encontra-se a média, desvio padrão, mínimos e máximos.

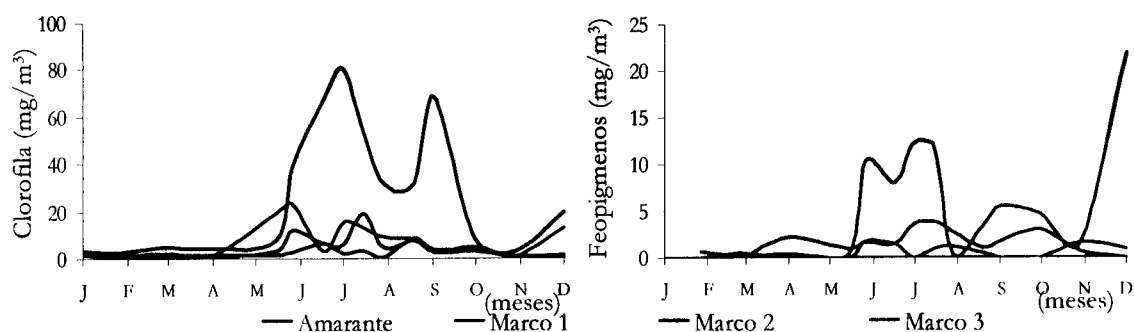


Figura 22 – Variação temporal da clorofila *a* e feopigmentos (mg/m^3) em Amarante e Marco

Tabela VII – Valores médios e limites de variação de clorofila *a* e feopigmentos (mg/m^3) em Amarante e Marco

Local	Clorofila <i>a</i>		Feopigmentos	
	Média	Varição	Média	Varição
Amarante	$26,7 \pm 27,2$	2,1 – 80,1	0	0 – 0
Marco 1	$7,4 \pm 7,6$	0,4 – 23,1	$0,7 \pm 0,7$	0,0 – 1,8
Marco 2	$4,9 \pm 5,0$	1,1 – 19,1	$1,5 \pm 1,3$	0,0 – 3,9
Marco 3	$3,6 \pm 3,6$	0,4 – 13,0	$5,4 \pm 6,3$	0,0 – 21,7

Em Amarante, os valores de clorofila *a* são elevados entre Junho e Setembro, atingindo o valor máximo em Julho. Quanto aos feopigmentos, registaram-se todo o ano valores nulos. As concentrações de clorofila verificadas em Amarante no Verão são consideradas muito elevadas, tendo em consideração que se trata de um ecossistema lótico. Este facto ficou a dever-se a densidades muito elevadas de diatomáceas, cujo conteúdo em clorofila por célula

será muito superior ao das cianobactérias, que dominam na albufeira na mesma altura e com densidades muito superiores. O conteúdo médio em clorofila *a* por célula varia consoante os grupos: nas clorófitas está entre 17 e 20 $\mu\text{g}/\text{mm}^3$; nas diatomáceas, cujas células são mais vacuolizadas, ronda os 1,5 – 9,3 $\mu\text{g}/\text{mm}^3$; nas cianobactérias varia entre 4,9 e 7,3 $\mu\text{g}/\text{mm}^3$ (Reynolds 1986, citado por Pereira, 1998). É por esse motivo que muitas vezes a clorofila *a* não pode ser considerada um bom indicador da abundância fitoplanctónica, em especial quando as cianobactérias são dominantes, como sucede frequentemente em meios eutrofizados.

No Marco, o pico de clorofila deu-se em Junho à superfície e foi de apenas 23,1 mg/m^3 . Os feopigmentos apresentaram valores crescentes com a profundidade, inversamente ao que sucedeu com a clorofila. O máximo de feopigmentos ocorreu em Marco 3, em Dezembro, mas entre Junho e Agosto também se registaram valores elevados.

Segundo Margalef (1983), é comum encontrar muita clorofila detritica nos níveis mais profundos, que está relacionada com o plâncton morto que deposita em profundidade, mas também com excrementos de animais que contenham clorofila e com procariontes de dimensões muito reduzidas que não são contados como plâncton.

Em Agosto de 1989 (Branco *et al*, 1992) foram encontradas na albufeira concentrações semelhantes às actuais de igual período, tendo sido encontrado um pico superficial nítido e concentrações baixas em profundidade.

Cerqueira e Cunha (1992) encontraram no Outono de 1990, em Amarante, valores semelhantes à média anual do presente estudo, mas que eram resultado de uma proliferação de cianobactérias considerada anormal. O valor registado na Primavera do mesmo ano nesse estudo encontrava-se abaixo dos de igual período em 2003.

As concentrações de clorofila *a* encontradas por Pereira (1998) são cerca de metade das actuais em Amarante e à superfície da albufeira, mas em profundidade registaram-se valores superiores na altura. Ao contrário do que ocorreu em 2003, na albufeira a clorofila *a* aumentava com a profundidade. Os feopigmentos registavam valores semelhantes aos actuais na albufeira.

3.2.2. Comunidades Planctónicas

3.2.2.1. Fitoplâncton

As figuras 23 a 30 representam a variação da estrutura da comunidade fitoplanctónica durante o período de amostragem. Os dados de densidades das diferentes espécies e grupos fitoplanctónicos estão no anexo V. Crisófitas, dinoflagelados e euglenófitas nunca estiveram presentes em densidades significativas, pelo que foram agrupadas sob a designação “outros grupos”.

Em Amarante, a densidade de fitoplâncton foi em média de 8595 ± 10823 células/ml, variando entre as 920 e as 41365 células/ml, respectivamente em Fevereiro e final de Julho. A figura 23 mostra a variação da percentagem dos diferentes grupos ao longo do ano. As clorófitas dominam quase todo o ano, ocorrendo um pico de diatomáceas, dominantes em Julho (61,5% do total de fitoplâncton), e um pequeno pico de cianobactérias em Setembro mas em que não chegam a ser dominantes (constituem 36,1% do total de fitoplâncton).

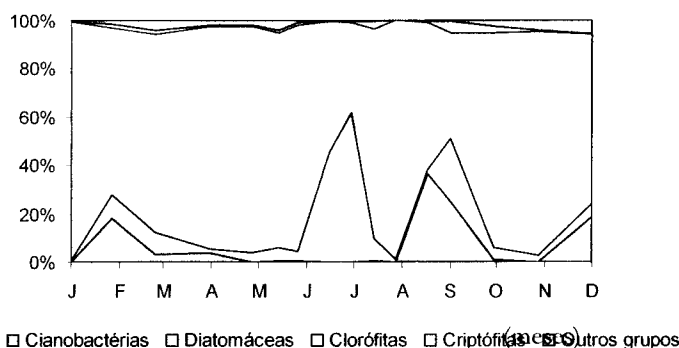


Figura 23 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Amarante

As diatomáceas variam entre 23 e 25439 células/ml, em Janeiro e Julho respectivamente, sendo a densidade média de 2667 ± 6781 células/ml. Apresentaram neste ponto correlação forte com as concentrações de nitritos ($r = 0,878$). As principais diatomáceas presentes foram *Aulacoseira granulata* e *Cyclotella* sp. (figura 24a). *Aulacoseira* aparece grande parte do ano, mas é entre Julho e Outubro que atinge maiores densidades, com um pico de 25316 células/ml no final de Julho. Oliveira (1987) ressalta a preferência desta espécie por temperaturas e intensidades luminosas elevadas. Sandgren (1988) diz que esta espécie é típica do final de Verão em águas eutrofizadas. *Cyclotella* está também presente em quase todas as amostras,

ocorrendo dois picos: um de 11170 células/ml no início de Julho e outro de 2743 células/ml no fim de Setembro.

As clorófitas tiveram uma densidade média de 5269 ± 4421 células/ml, variando entre as 663 células/ml de Fevereiro e as 15530 células/ml de Julho. Entre as clorófitas destacam-se as CHLOROCOCCALES, *Actinastrum* sp., *Pediastrum duplex*, *Scenedesmus* spp. e *Tetrastrum heteracanthum* (figura 24b). As CHLOROCOCCALES estão presentes todo o ano, atingindo densidades mais elevadas de Junho a Agosto. *Actinastrum* sp. aparece entre Agosto e Novembro, atingindo um máximo de 3521 células/ml em Setembro. *Pediastrum duplex* aparece no Verão, sendo o máximo atingido em Agosto (1010 céls/ml). Segundo Sandgren (1988), o género *Pediastrum* aparece tipicamente em águas hiper-eutróficas no Verão. *Scenedesmus* spp. está presente de forma irregular, ocorrendo as densidades mais elevadas entre Junho e Outubro. *Tetrastrum heteracanthum* está presente de Julho a Outubro, atingindo as 4190 células/ml em Agosto. Os géneros *Scenedesmus* e *Tetrastrum* são, segundo Sandgren (1988), vulgares em águas eutrofizadas, mas geralmente no Inverno.

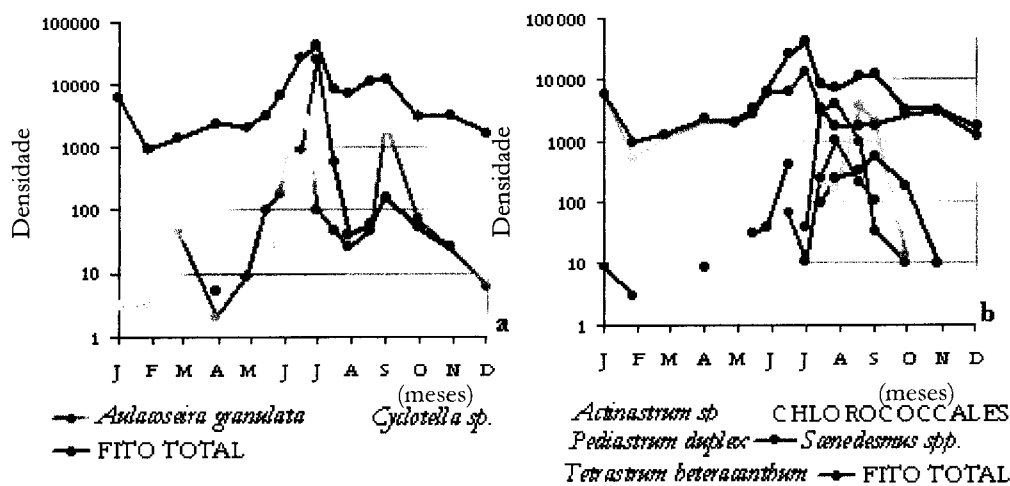


Figura 24 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Amarante: a) diatomáceas; b) clorófitas (escala logarítmica)

As cianobactérias estiveram pouco representadas, variando entre 0 e 4196 células/ml, sendo a sua densidade média de 499 ± 1227 células/ml. O pico de Setembro é devido à espécie *Aphanizomenon flos-aquae*, que atingiu as 4000 células/ml. Esta fixadora de azoto aparece geralmente em águas eutróficas no final do Verão (Sandgren, 1988).

As criptófitas estão presentes praticamente todo o ano, mas sempre em densidades muito baixas, sendo a sua média de 90 ± 150 células/ml. O seu limite de variação vai de 0 a 583 células/ml.

Cerqueira e Cunha (1992) encontraram na Primavera densidades totais muito inferiores às registadas actualmente, ocorrendo igualmente o domínio das diatomáceas. Um florescimento de cianobactérias fez disparar a densidade de Outono para valores muito superiores aos que ocorreram em 2003.

Pereira (1998) encontrou também densidades baixas no Inverno e elevadas nos meses mais quentes, sendo os seus limites máximos e mínimos semelhantes aos deste estudo. Contudo, em termos de densidade média, os valores eram muito superiores. Em termos de grupos, Pereira registou densidades muito superiores de clorófitas, mas também as diatomáceas e cianobactérias tiveram maior abundância. A comunidade era dominada por clorófitas todo o ano excepto no mês de Julho, em que, tal como em 2003, dominavam as diatomáceas.

Em Marco 1, em termos de grupos, a dinâmica do fitoplâncton difere de Amarante a partir de Junho, sendo as cianobactérias o grupo dominante todo o Verão e início de Outono (figura 25).

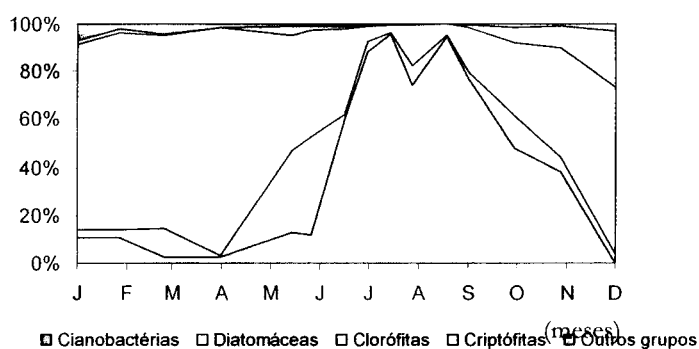


Figura 25 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Marco 1

As clorófitas dominam o resto do ano. As diatomáceas têm quase sempre uma fracção reduzida, tendo uma posição mais forte em Junho. As criptófitas aumentam de proporção no final do ano, constituindo em Dezembro 24% do total do fitoplâncton. A densidade de fitoplâncton foi em média de 13241 ± 20702 células/ml, variando entre um mínimo de 628 células/ml em Janeiro e um máximo de 79961 células/ml em Agosto.

A figura 26 mostra a flutuação do total de fitoplâncton e das principais espécies fitoplanctónicas em Marco 1.

As diatomáceas estiveram presentes todo o ano, variando entre as 21 células/ml em Janeiro e as 3273 células/ml em Junho, altura em que representam 40,8% do fitoplâncton total. A sua densidade foi em média de 658 ± 966 células/ml. As principais diatomáceas presentes foram *Asterionella formosa*, *Aulacoseira granulata*, *Cyclotella* sp., e *Fragilaria crotonensis* (figura 26a).

Asterionella aparece em pequeno número no início do ano, atingindo apenas uma vez uma densidade considerável: 1857 células/ml no início de Junho, sendo responsável pelo aumento inicial das diatomáceas. *Fragilaria* aparece logo a seguir, atingindo as 3078 células/ml no final de Junho, mas só está presente nas amostras de Junho a Agosto. *Cyclotella* é a mais frequente das diatomáceas, estando presente em todas as amostras à excepção da de Fevereiro. Atinge o seu máximo em Agosto, com uma densidade de 1082 células/ml, tendo depois um pico menor de 238 células/ml em Novembro. *Aulacoseira* aparece também grande parte do ano, tendo maior expressão no Outono, especialmente em Outubro, altura em que atinge o seu máximo de 699 células/ml. *Asterionella*, *Aulacoseira granulata*, e *Fragilaria crotonensis* são tipicamente encontradas em águas eutrofizadas, especialmente nos meses mais quentes (Sandgren, 1988).

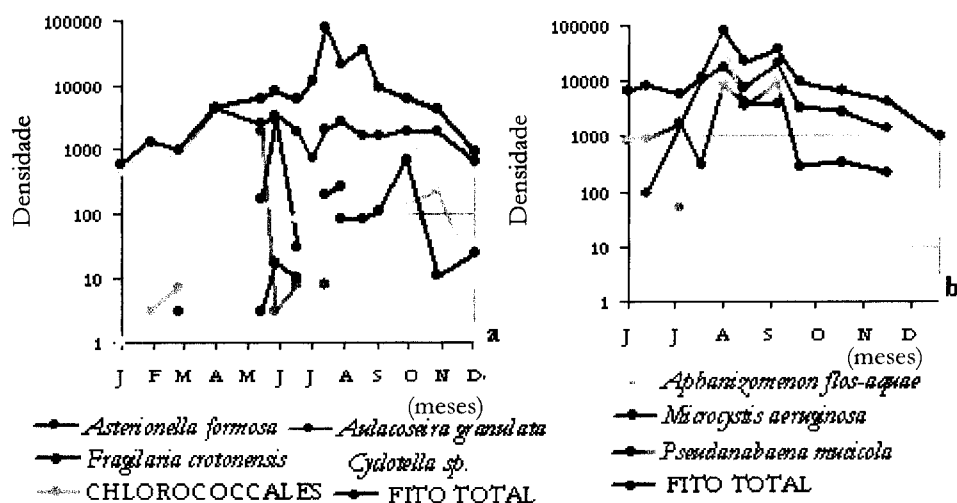


Figura 26 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Marco 1: a) diatomáceas e clorófitas; b) cianobactérias (escala logarítmica)

As clorófitas tiveram uma densidade média de 2034 ± 1214 células/ml, variando entre as 485 células/ml de Janeiro e as 4434 células/ml de Julho. Várias espécies têm presenças esporádicas em pequenas densidades e apenas as CHLOROCOCCALES estão presentes todo o ano e em densidades elevadas (figura 26a). Estas atingem o seu máximo de 4428 células/ml em Abril. A quebra de densidade registada em Julho poderá estar relacionada com a diminuição brusca de nitratos e fosfatos nessa data, uma vez que as clorófitas têm grandes exigências nestes nutrientes (Oliveira, 1987).

As cianobactérias estiveram presentes todo o ano à excepção de Dezembro, mas só atingem densidades significativas a partir de Junho. Estão negativamente correlacionadas com as concentrações de fosfatos ($r = -0,550$). A sua densidade foi em média de 10340 ± 20542

células/ml, variando entre as 0 células/ml de Dezembro e as 76692 células/ml em Agosto, altura em que representam 95,9% do fitoplâncton total. As principais espécies presentes foram *Aphanizomenon flos-aquae*, *Microcystis aeruginosa* e *Pseudanabaena mucicola* (figura 26b). Inicialmente, em Junho, *Aphanizomenon flos-aquae* tem maior densidade, atingindo densidade próxima da de *Microcystis* no mês seguinte. Tem depois uma quebra que coincide com o aumento de *Microcystis* e aumenta novamente para o seu máximo de 8732 células/ml em Agosto, deixando de estar presente a partir de Setembro. *Microcystis aeruginosa* aparece mais tarde que *Aphanizomenon*, crescendo exponencialmente até Agosto. Atinge o seu máximo de 21452 células/ml em Setembro, e depois vai decrescendo de densidade até que deixa de estar presente em Dezembro. *Pseudanabaena mucicola* desenvolve-se habitualmente na mucilagem das colónias de *Microcystis aeruginosa*, sendo por isso normal que acompanhe a variação desta última, à excepção do final de Julho em que não esteve presente. Atingiu uma densidade máxima muito elevada: 50378 células/ml em Agosto.

As criptófitas estão presentes todo o ano, mas sempre em densidades muito baixas, sendo a sua média de 149 ± 163 células/ml. O seu limite de variação vai de 8 a 443 células/ml, em Abril e Agosto respectivamente, mas de Outubro a Dezembro tem densidades próximas do máximo.

Em Marco 2, a dinâmica do fitoplâncton é semelhante à da superfície da albufeira, com as cianobactérias a dominar grande parte do Verão e do Outono (figura 27). As clorófitas dominam até ao início de Junho e também em Julho. As diatomáceas têm ao longo do ano maior peso relativo que à superfície. As criptófitas têm também maior proporção no final do ano, particularmente em Dezembro quando atingem os 22,8% do total do fitoplâncton. A densidade de fitoplâncton foi em média de 4621 ± 5792 células/ml, variando entre um mínimo de 232 células/ml em Dezembro e um máximo de 24035 células/ml em Agosto.

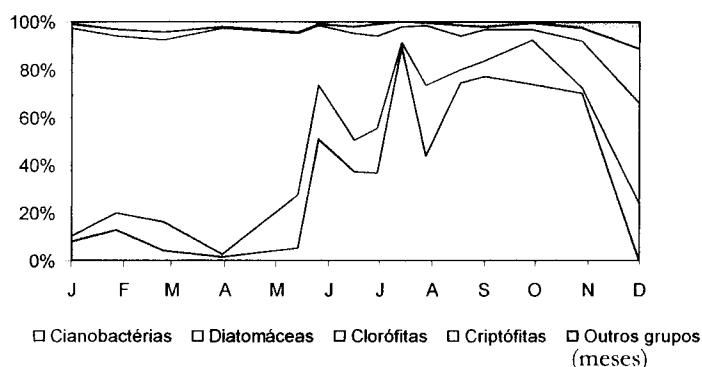


Figura 27 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Marco 2

As diatomáceas estiveram presentes todo o ano, variando entre as 21 células/ml em Janeiro e as 1581 células/ml em Outubro. A sua densidade foi em média de 467 ± 526 células/ml. As principais diatomáceas presentes foram, tal como à superfície, *Asterionella formosa*, *Aulacoseira granulata*, *Cyclotella* sp. e *Fragilaria crotonensis* (figura 28a). A variação destas espécies é semelhante à que ocorre à superfície. *Asterionella* aparece em pequeno número no início do ano, atingindo também o seu máximo no início de Junho: 659 células/ml. *Fragilaria* aparece logo a seguir, atingindo as 1228 células/ml no final de Junho, como na superfície. *Cyclotella* é também a mais frequente das diatomáceas, estando ausente apenas em Janeiro e Dezembro. Esta atinge o seu máximo em Agosto, com uma densidade de 1023 células/ml. *Aulacoseira* aparece também grande parte do ano, tendo também o seu máximo de 1410 células/ml em Outubro.

As clorófitas tiveram uma densidade média de 1108 ± 863 células/ml, variando entre as 98 células/ml de Dezembro e as 3467 células/ml de Abril. Tal como à superfície, destacam-se apenas as CHLOROCOCCALES, presentes todo o ano e em densidades elevadas (figura 28a). Estas atingem o seu máximo de 3456 células/ml em Abril, altura em que representam a quase totalidade do fitoplâncton. As densidades são mais baixas a partir de Setembro.

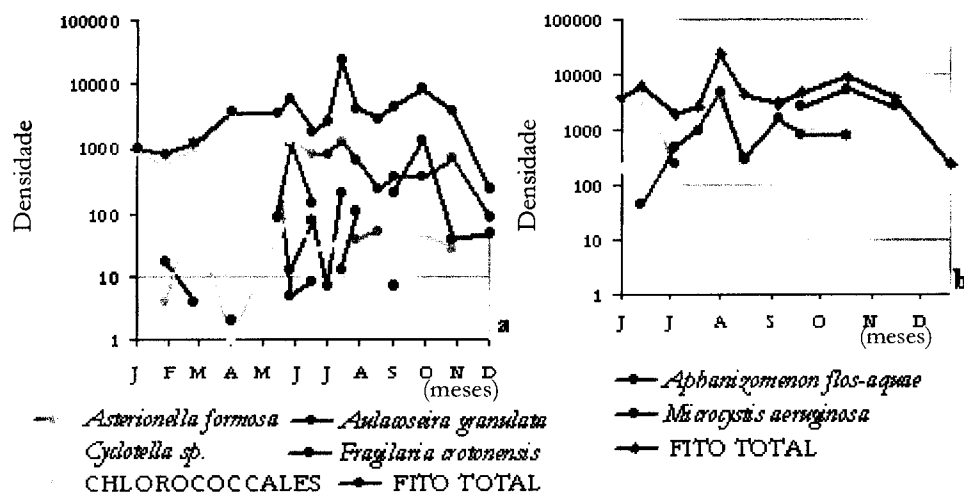


Figura 28 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Marco 2: a) diatomáceas e clorófitas; b) cianobactérias (escala logarítmica)

As cianobactérias estiveram presentes todo o ano à excepção de Dezembro, mas só atingem densidades significativas a partir de Junho, à semelhança do que acontece à superfície. A sua densidade média foi de 2890 ± 5458 células/ml, variando entre as 0 células/ml de Dezembro e as 21528 células/ml em Agosto. As principais espécies presentes foram *Aphanizomenon flos-aquae* e *Microcystis aeruginosa* (figura 28b). Inicialmente, em Junho, *Aphanizomenon flos-aquae* tem

maior densidade mas decresce quando *Microcystis aeruginosa* aumenta. Esta aparece mais tarde que *Aphanizomenon* e cresce exponencialmente até Agosto. Nesta altura, a densidade de *Aphanizomenon* também é elevada, atingindo mesmo o seu máximo de 4028 células/ml. *Aphanizomenon* tem novo pico no início de Setembro, quando *Microcystis* está ausente, e deixa de estar presente a partir de Novembro. Entre o final de Setembro e Novembro, *Microcystis aeruginosa* apresenta densidades elevadas, sendo o seu máximo anual a esta profundidade as 5397 células/ml de Outubro.

As criptófitas estão presentes todo o ano, com densidades muito baixas, variando entre 13 células/ml, em Janeiro e Abril, e 466 células/ml, em Agosto. A sua média é de 99 ± 123 células/ml.

No fundo da albufeira, a dinâmica do fitoplâncton é também semelhante (figura 29). As clorófitas dominam até Junho. As diatomáceas dominam em Julho e início de Agosto, cedendo o domínio às cianobactérias no final do mês. No início de Setembro, os três grupos estão muito equilibrados. No final de Setembro, as cianobactérias são novamente dominantes, mantendo essa posição até Outubro. Por outro lado, as criptófitas têm sempre uma representação diminuta. A densidade de fitoplâncton foi em média de 2413 ± 1849 células/ml, variando entre um mínimo de 225 células/ml em Dezembro e um máximo de 6227 células/ml em Outubro.

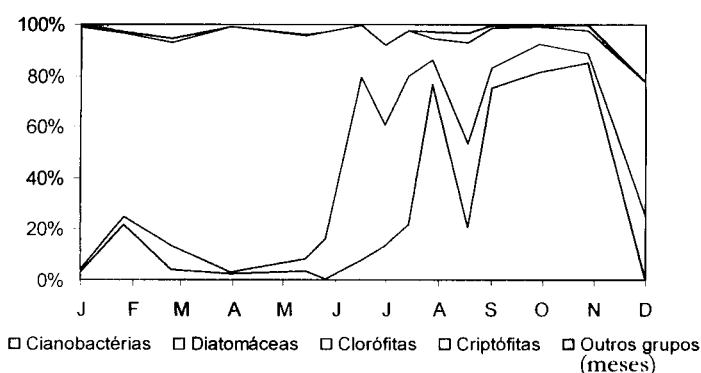


Figura 29 – Variação temporal da estrutura da comunidade fitoplanctónica (% da densidade total) em Marco 3

Presentes todo o ano, as diatomáceas variaram entre as 21 células/ml em Janeiro e as 1758 células/ml em Julho, constituindo na altura 72% do total de fitoplâncton. A sua densidade média foi de 326 ± 446 células/ml. As principais diatomáceas presentes foram *Aulacoseira granulata*, e *Cyclotella* sp. (figura 30a). *Aulacoseira* está sempre presente a partir de Junho, tendo o seu máximo de 1711 células/ml em Julho. *Cyclotella* está presente quase todo o ano, mas nunca

atinge densidades tão elevadas como nas profundidades menores. O seu máximo é de apenas 79 células/ml, no final de Setembro.

As clorófitas tiveram uma densidade média de 1039 ± 1305 células/ml, variando entre as 118 células/ml de Dezembro e as 4431 células/ml de Abril. Tal como nas restantes profundidades, destacam-se apenas as CHLOROCOCCALES, presentes todo o ano e em densidades elevadas (figura 30a). A sua variação anual é semelhante à que sucede em Marco 2, com densidades mais baixas no final do ano, neste caso a partir de Julho. A densidade máxima de 4428 células/ml é alcançada em Abril.

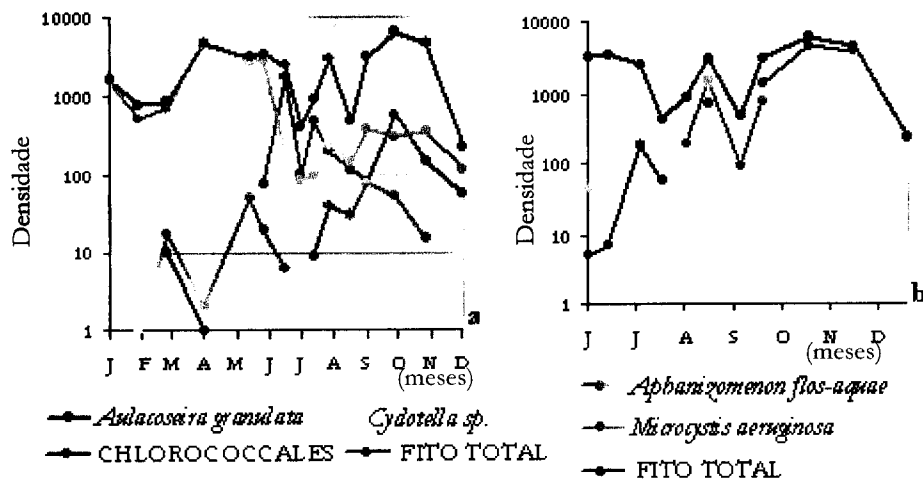


Figura 30 – Variação temporal do fitoplâncton total (fito total) e das principais espécies fitoplanctónicas em Marco 3: a) diatomáceas e clorófitas; b) cianobactérias (escala logarítmica)

As cianobactérias estiveram presentes todo o ano à excepção de Dezembro, mas têm densidades mais baixas que nos níveis menos profundos. Os valores mais elevados ocorrem no final de Agosto e no Outono. A sua densidade média foi de 983 ± 1644 células/ml, variando entre as 0 células/ml de Dezembro e as 5057 células/ml em Outubro. As principais espécies presentes foram *Aphanizomenon flos-aquae*, e *Microcystis aeruginosa* (figura 30b). Inicialmente, em Junho, *Aphanizomenon flos-aquae* tem maior densidade, mas só volta a estar presente em Agosto, atingindo no final do mês o seu máximo de 1553 células/ml. Volta a estar ausente a partir de Outubro até ao final do ano. *Microcystis aeruginosa* aparece em três ocasiões: primeiro em Junho e Julho com densidades baixas, depois com uma densidade intermédia e, mais tarde, nas colheitas de Outono, já com densidades elevadas. O máximo de 4595 células/ml é alcançado em Outubro.

Apesar de possuírem sempre densidades muito baixas, as criptófitas estão presentes quase todo o ano, sendo a sua média de 18 ± 28 células/ml. Os limites de variação estão

compreendidos entre as 0 células/ml, em Agosto e Dezembro, e as 88 células/ml de Novembro.

Há uma maior proporção de algas que não puderam ser identificadas e, por isso, o peso relativo das algas incluídas em “outros grupos” é superior, constituindo 22,7% do total de fitoplâncton em Dezembro, apesar de a sua densidade ser muito baixa (51 células/ml).

3.2.2.2. Zooplâncton

As figuras 31 e 32 mostram a variação da comunidade zooplanctónica em Amarante. Os dados de densidades das diferentes espécies e grupos fitoplanctónicos estão no anexo VI. O zooplâncton varia entre 1400 indivíduos/m³ em Fevereiro e 43400 indivíduos/m³ em Agosto, sendo em média de 11142 ± 12083 indivíduos/m³. Os protozoários dominam até final de Julho. Em Agosto dominam os rotíferos e no início de Setembro há um equilíbrio entre protozoários, rotíferos e cladóceros, cada um com 33,3% do total de zooplâncton. Depois voltam a dominar os rotíferos até Outubro, e em Novembro e Dezembro dominam os protozoários.

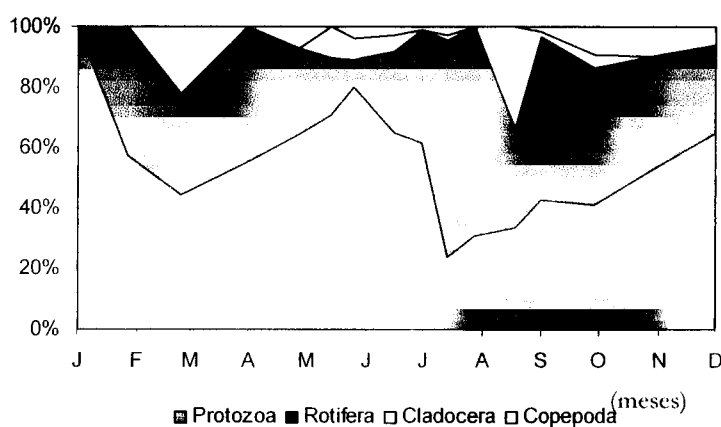


Figura 31 – Variação temporal da estrutura da comunidade zooplanctónica (% da densidade total) em Amarante

Os protozoários têm densidades compreendidas entre 800 indivíduos/m³ (Fevereiro, Março e Setembro) e 22400 indivíduos/m³ (Julho). A sua densidade média é de 5616 ± 5523 indivíduos/m³. Este grupo tem boa correlação com as diatomáceas ($r = 0,713$) e com os nitritos ($r = 0,845$). As espécies mais significativas são dois rizópodes: *Arcella vulgaris* e *Centropyxis aculeata* (figura 32a). *Arcella vulgaris* aparece em onze colheitas entre Março e

Novembro, com densidades mais elevadas em Abril, Junho, Julho e Novembro. O máximo de 1600 indivíduos/ m³ foi atingido em Julho. *Centropyxis aculeata* aparece em todas as colheitas à exceção de Março, sendo que a sua variação acompanha em geral a variação do total do zooplâncton. Tem densidades mais elevadas no Verão, atingindo no final de Julho o máximo de 8800 indivíduos/m³.

Os rotíferos têm em média 4944 ± 7875 indivíduos/m³, variando entre 0 e 31200 indivíduos/m³ em Janeiro e Agosto, respectivamente. Destacam-se *Conochilus unicornis*, *Lecane luna* e rotíferos não identificados (figura 32b). *Conochilus unicornis*, apesar de só aparecer por três vezes, tem densidades muito elevadas. Aparece no início de Agosto com 24000 indivíduos/m³, e aparece mais duas vezes com densidades menores nas colheitas seguintes. *Lecane luna* aparece de Maio a Junho, atingindo então o máximo de 1000 indivíduos/m³. Volta a estar presente em Agosto mas com uma densidade baixa e reaparece a partir do Outono, mantendo-se até ao final do ano. Os rotíferos não identificados são aqueles cuja identificação não pode ser feita com maior precisão. Atingem densidade elevada no final de Julho: 4000 indivíduos/m³.

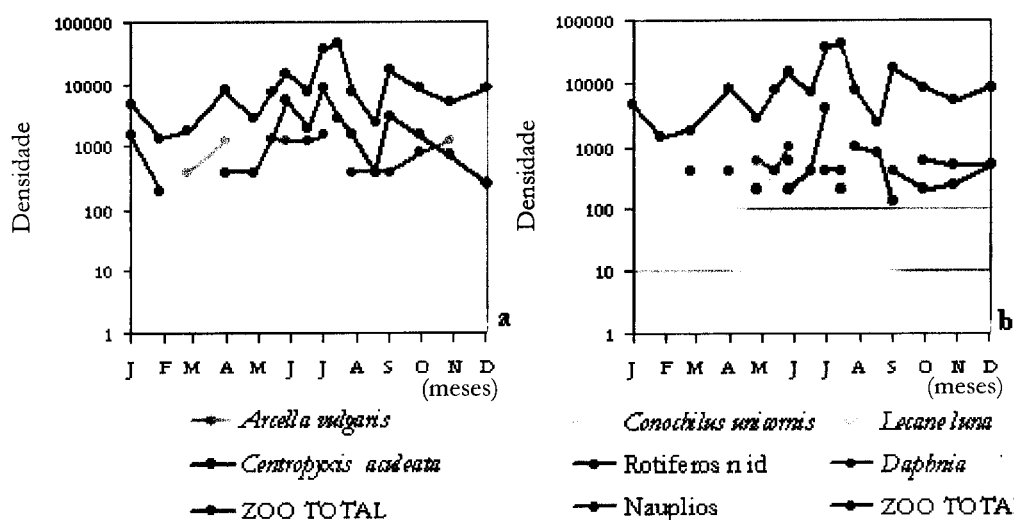


Figura 32 - Variação temporal do zooplâncton total (zoo total) e das principais espécies zooplanctónicas em Amarante: a) protozoários; b) rotíferos, cladóceros e copépodes (escala logarítmica; n. id. - não identificados)

Os cladóceros só aparecem ocasionalmente no Verão e início de Outono, e nunca atingem densidades muito elevadas, sendo o máximo de 1000 indivíduos/m³ registado em Junho. A sua densidade média é de 266 ± 355 indivíduos/m³. *Daphnia* sp. é a mais frequente (aparece em quatro colheitas) e a que tem maior densidade. É encontrada em Junho, Agosto e Setembro, chegando no início do mês aos 800 indivíduos/m³.

Os copépodes também estão ausentes em diversas colheitas e têm um máximo de 1200 indivíduos/m³ registado em Agosto. A sua média é de 316 ± 348 indivíduos/m³. Só se

encontrou estados adultos entre Julho e Outubro, mas os nauplios apareceram com maior frequência. A densidade máxima obtida foi de 600 indivíduos/m³, em Junho e Outubro.

A variação da comunidade zooplânctónica no Marco está representada nas figuras 33 a 35. Os dados de densidades das diferentes espécies e grupos fitoplanctónicos estão no anexo V. O zooplâncton varia entre 0 indivíduos/m³ em Janeiro e 105330 indivíduos/m³ em Agosto, sendo em média de 42241 ± 32980 indivíduos/m³. A ausência de zooplâncton em Janeiro deve-se provavelmente ao volume de amostra colhido ser insuficiente para permitir a sua identificação. Os protozoários dominam até Abril, depois decrescem em Junho e voltam a aparecer em maior percentagem desde o fim de Junho a Agosto, sendo novamente dominantes no final do ano. Os rotíferos são geralmente uma porção significativa do zooplâncton, mas só em Julho e Agosto são dominantes. Os cladóceros só aparecem no Verão e em Outubro, dominando o zooplâncton em Junho. Os copepodes têm maior representatividade que em Amarante, já que apesar de não aparecerem em Abril e no final do ano, têm densidades elevadas no Verão, sendo dominantes no final de Julho.

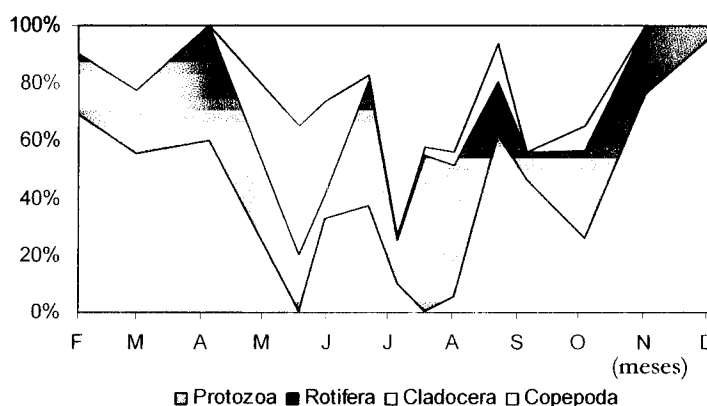


Figura 33 – Variação temporal da estrutura da comunidade zooplânctónica (% da densidade total) no Marco

Os protozoários têm em média 11736 ± 14278 indivíduos/m³, variando entre 0 e 52000 indivíduos/m³ em Janeiro e Dezembro, respectivamente. Destacam-se as espécies *Arcella vulgaris*, *Centropycxis aculeata*, e *Centropycxis* sp. (figura 34). *Arcella vulgaris* aparece em onze colheitas entre Março e Dezembro, com densidades mais elevadas em Junho, Setembro e Dezembro. O máximo de 10600 indivíduos/m³ é alcançado em Dezembro. *Centropycxis aculeata* ocorre nove vezes e quase sempre com densidades elevadas: em Fevereiro, entre Junho e Julho e entre Setembro e Dezembro. A densidade máxima é também registada em Dezembro, sendo de 17300 indivíduos/m³. *Centropycxis* sp. aparece em Junho, Julho e de Setembro a

Novembro. Os 7000 indivíduos/m³ registados em Junho constituem o seu máximo de densidade.

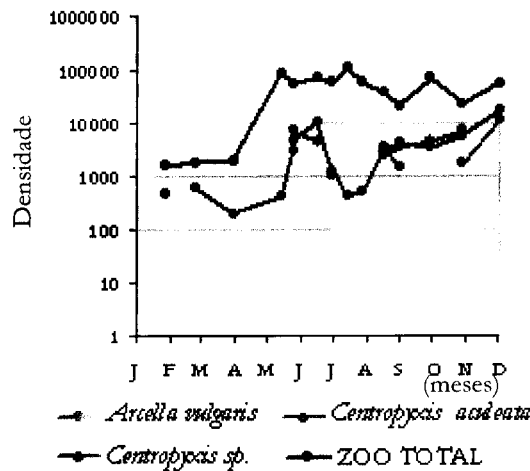


Figura 34 – Variação temporal do zooplâncton total (zoo total) e das principais espécies de protozoários no Marco (escala logarítmica)

Os rotíferos têm densidades compreendidas entre 0 e 57600 indivíduos/m³, respectivamente em Janeiro e Agosto. A sua densidade média é de 11996 ± 15828 indivíduos/m³. Destacam-se as espécies *Brachionus sp.*, *Keratella cochlearis*, *Keratella cochlearis var. tecta*, *Polyarthra dolichoptera* e *Trichocerca cilíndrica* (figura 35a). *Brachionus sp.* figura em apenas três colheitas, mas atinge uma densidade muito elevada no final de Agosto: 18000 indivíduos/m³. *Keratella cochlearis* surge de Abril a Agosto e, mais tarde, em Setembro e Outubro. Atinge no início de Agosto uma densidade muito elevada: 24800 indivíduos/m³. Da mesma forma, também *K. cochlearis var. tecta* tem elevada densidade na mesma altura: 21600 indivíduos/m³. É, no entanto, menos frequente, aparecendo apenas três vezes. Segundo Guimarães e Oliva-Teles (1993) e Cunha (1999), *K. cochlearis tecta* é característica de águas eutrofizadas. *Polyarthra dolichoptera* surge em Junho, Julho e Agosto, chegando aos 10800 indivíduos/m³ em Junho. *Trichocerca cilíndrica* ocorre apenas cinco vezes, no Verão e início de Outono, atingindo em Julho os 8750 21600 indivíduos/m³.

Os cladóceros só aparecem no Verão e início de Outono, sendo o máximo de 37200 indivíduos/m³ registado em Junho. A sua densidade média é de 4957 ± 10100 indivíduos/m³. A espécie que mais se destaca é *Ceriodaphnia pulchella*, que está presente em todas as colheitas entre Junho e Setembro. O máximo de densidade, de 13750 indivíduos/m³, ocorre no final de Junho (figura 35b).

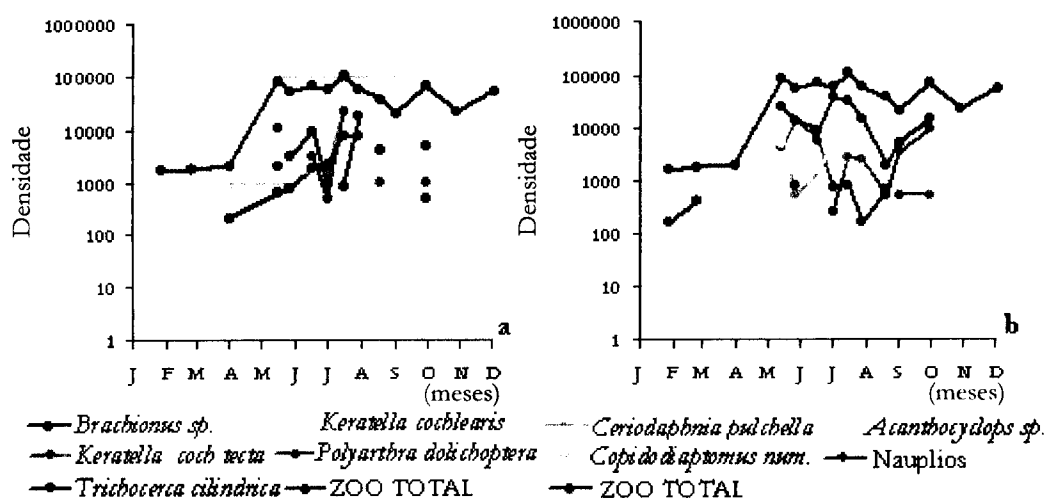


Figura 35 – Variação temporal do zooplâncton total (zoo total) e das principais espécies zooplantônicas no Marco: a) rotíferos; b) cladóceros e copépodes (escala logarítmica)

Os copépodes variam entre os 0 (Janeiro, Abril, Novembro e Dezembro) e os 44400 indivíduos/m³ (Agosto). A sua média é de 13551 ± 15930 indivíduos/m³. Encontram-se formas adultas entre Junho e Outubro, e nauplios na mesma ocasião e também no início do ano (figura 35b). Salientam-se duas espécies: *Acanthocyclops sp.* e *Copidodiaptomus numidicus*. A primeira tem o seu máximo de 9600 indivíduos/m³ em Agosto, ao passo que a segunda tem o máximo de 9000 indivíduos/m³ apenas em Outubro. Ambas são típicas de águas eutrofizadas (Armengol, 1978). Os nauplios têm o seu máximo de 37500 em Julho.

3.2.3. Microcistinas

Foram determinadas as concentrações de microcistinas (MCYST) na albufeira desde o aparecimento de densidades importantes de espécies potencialmente produtoras (neste caso *Microcystis aeruginosa*), no final de Julho, até à primeira colheita após o seu desaparecimento, em Outubro. As microcistinas encontram-se maioritariamente no interior das células, sendo libertadas aquando da morte celular. Foram, por isso, analisadas amostras de água não filtrada, que dão indicação da quantidade total de microcistinas, e também dos filtros, que indicam apenas a toxina contida nas células. A figura 36 mostra as concentrações de microcistinas encontradas na albufeira, desde o final de Julho a Outubro, e os coeficientes de correlação entre a sua concentração total e celular.

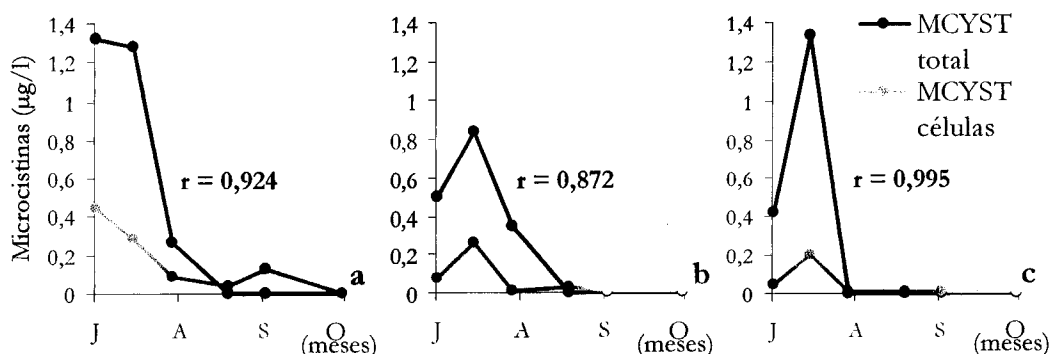


Figura 36 – Variação temporal, de Julho a Outubro, da concentração de microcistinas ($\mu\text{g/l}$) total e nas células no Marco: a) Marco 1; b) Marco 2; c) Marco 3

A variação total e nas células segue um padrão semelhante. O coeficiente de correlação é muito elevado para as três profundidades. O pico das microcistinas ocorre em Julho à superfície, mas em Agosto a concentração da toxina é ainda elevada. É nessa altura que se regista o máximo em Marco 2 e Marco 3. Os níveis mais elevados na água foram encontrados em Marco 1 e Marco 3 e rondam os $1,3 \mu\text{g/l}$. Em Marco 2, o máximo foi de apenas $0,84 \mu\text{g/l}$. Nas células, o máximo superficial foi superior aos restantes. Em Marco 1 foi de $0,44 \mu\text{g/l}$, em Marco 2 foi de $0,26 \mu\text{g/l}$ e em Marco 3 foi de $0,20 \mu\text{g/l}$.

Em Marco 1, em Julho 33,6% da toxina estava nas células, em Agosto inicialmente o conteúdo celular passa a ser apenas 22,0% do total e no final do mês aumenta para 32,8%. A partir de Setembro não foram detectadas microcistinas na água, mas a toxina ainda estava presente nas amostras dos filtros. O mesmo sucede em igual período para as outras profundidades. Isso acontece porque as amostras dos filtros estão concentradas, o que permite detectar níveis mais baixos de toxina. Estas amostras permitem detectar à superfície um segundo pico de microcistinas no final de Setembro, ainda que não muito elevado: $0,13 \mu\text{g/l}$.

Em Marco 2, inicialmente apenas 16,2% da toxina está retida nas células. Esse valor passa para 31,1% no início de Agosto e cai para apenas 1,4% no final do mês.

Em Marco 3, a percentagem de toxina nas células nunca é elevada. Em Julho é de 12,0% e na colheita seguinte é de 15,3%. A partir do final de Agosto não foram detectadas microcistinas na água e nos filtros estavam numa concentração muito baixa: $0,01 \mu\text{g/l}$.

A concentração de toxinas ultrapassou por duas vezes o valor-guia de $1 \mu\text{g/l}$ definido pela Organização Mundial de Saúde, em Julho e Agosto, à superfície. Contudo, no limite da zona trofógena esse valor nunca foi atingido. Esta situação chama à atenção para a forma como é feita a colheita de água para monitorização. O valor de toxicidade de uma amostra colhida à

superfície poderá ser diferente do de uma amostra colhida a partir da torneira da ETA, que capta a 4 metros de profundidade.

A correlação entre as densidades de cianobactérias e o conteúdo celular de microcistinas foi fraca em Marco 1 ($r = 0,243$) e negativa em Marco 3 ($r = -0,467$). Apenas em Marco 2 foi encontrada uma boa correlação ($r = 0,888$). Correlacionando as microcistinas com a densidade de *Microcystis aeruginosa*, as correlações são ainda mais fracas ($r = 0,175$ em Marco 1; $r = 0,397$ em Marco 2; $r = -0,382$ em Marco 3).

Pereira (1998) não encontrou microcistinas na água. As concentrações encontradas pela autora nas células foram bastante superiores, especialmente em profundidade. Na altura, o máximo ocorreu no fundo da albufeira e foi de $0,95 \mu\text{g/l}$.

3.2.4. Discussão geral sobre parâmetros biológicos no Torrão

Contrariamente ao que sucede em Amarante, onde as clorófitas dividem o seu domínio com as diatomáceas, na albufeira o fitoplâncton é dominado por cianobactérias no Verão e clorófitas no resto do ano. A densidade do total de fitoplâncton decresce com a profundidade. Todos os grupos fitoplanctónicos registam também densidades médias superiores à superfície e decrescentes com a profundidade. Em termos de densidade média anual, as cianobactérias são o grupo mais representado à superfície e no limite da zona eufótica, mas no fundo da albufeira têm densidade semelhante à das clorófitas.

Em termos de percentagem do grupo relativamente ao total de fitoplâncton, as diatomáceas estão em maior percentagem com a profundidade. À superfície representam 9% do total de fitoplâncton, mas em profundidade já correspondem a 20%. As clorófitas têm o mesmo peso relativo às três profundidades, rondando os 45% do total. As cianobactérias representam em média 42% do fitoplâncton superficial, mas em profundidade não ultrapassam os 28% do total.

Nos primeiros dados após o enchimento da barragem (Branco *et al*, 1992), em Agosto de 1989, a albufeira era dominada por diatomáceas, com destaque para *Aulacoseira granulata* e *Fragilaria crotonensis*.

No trabalho de Pereira, em 1996/97, a comunidade fitoplanctónica era já semelhante à actual, com o domínio de clorófitas na Primavera e Inverno e de cianobactérias no Verão e início de Outono. As diatomáceas só dominaram no limite da zona eufótica, no início do Outono. Em

termos de média anual, a densidade superficial de fitoplâncton era semelhante à actual. Contudo, ao contrário do que sucedeu no presente estudo, Pereira encontrou densidades crescentes com a profundidade. As cianobactérias são o grupo com maior densidade em toda a coluna de água e tinham apenas um ligeiro decréscimo com a profundidade. Em 2003 a densidade de cianobactérias no fundo da albufeira é cerca de 10 vezes menor que a densidade superficial.

A figura 37 representa a evolução conjunta da densidade fitoplanctónica e da clorofila *a* durante o período de amostragem. As correlações entre os dois parâmetros são também apresentadas.

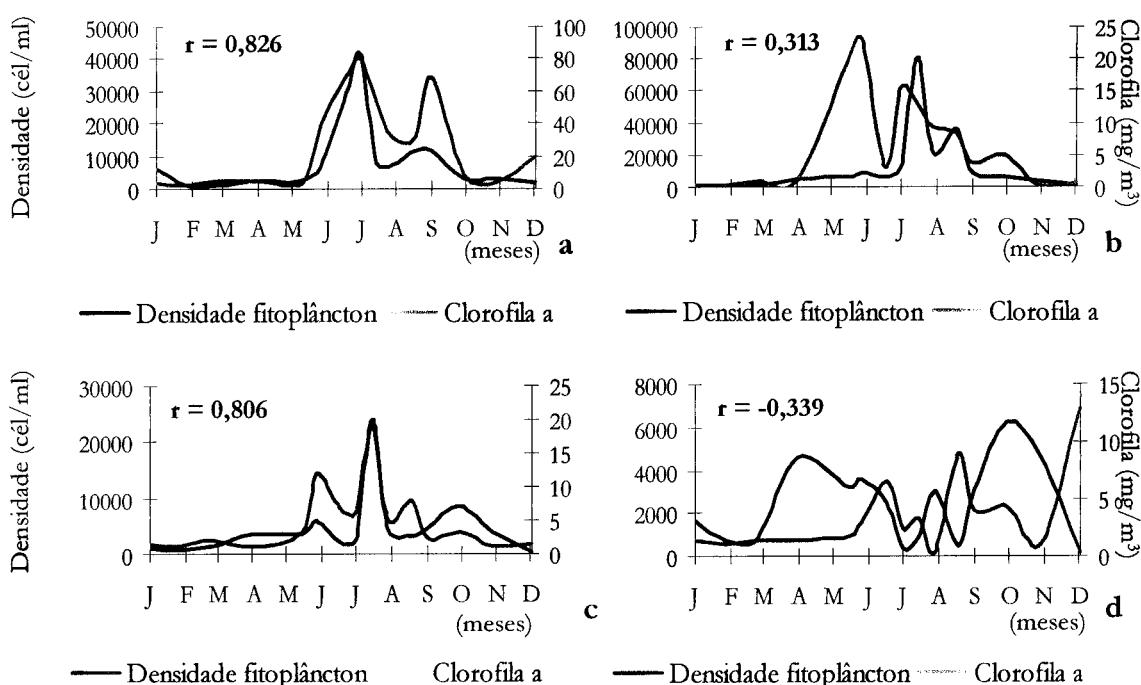


Figura 37 – Evolução temporal da densidade fitoplanctónica (n.º de células/ml) e clorofila *a* (mg/m³) em Amarante (a), Marco 1 (b), Marco 2 (c) e Marco 3(d)

Há uma boa correlação entre as duas variáveis em Amarante e Marco 2, mas o mesmo não acontece em Marco 1 e Marco 3.

Em Amarante, também as correlações da clorofila com as clorófitas e diatomáceas, que são os grupos dominantes, são elevadas ($r = 0,830$ e $r = 0,713$ respectivamente).

Em Marco 1, a clorofila tem correlação elevada com as diatomáceas ($r = 0,813$), mas com as clorófitas e cianobactérias, que dominam a albufeira, tem correlações baixas ($r = 0,364$ e $r = 0,255$ respectivamente). É então a diferença entre os conteúdos celulares de clorofila dos diferentes grupos que causa a fraca correlação com o total de fitoplâncton.

Em Marco 2, a correlação entre clorofila e cianobactérias é elevada ($r = 0,797$) e, uma vez que estas são o grupo dominante à profundidade intermédia, a correlação entre clorofila e fitoplâncton total também é significativa.

Em Marco 3, o coeficiente é negativo para o fitoplâncton total, mas também para os diferentes grupos fitoplanctónicos excepto as diatomáceas, em que r é positivo mas fraco ($r = 0,202$). Como foi explanado no item 3.2.1., a clorofila em profundidade pode ser oriunda de plâncton morto depositado no fundo da albufeira, de procariontes de reduzidas dimensões não contabilizados como plâncton ou de excrementos de animais.

Segundo Margalef (1983), as densidades de fitoplâncton relacionam-se com a eutrofização dentro dos seguintes limites: em águas oligotróficas varia entre $10 - 10^2$ células/ml; em águas eutrofizadas varia entre $10^2 - 10^4$ células/ml; e em águas muito eutrofizadas ou culturas varia entre $10^4 - 10^6$ células/ml. Assim sendo, as densidades alcançadas na albufeira permitem classificá-la como eutrófica.

No zooplâncton da albufeira, os crustáceos têm maior percentagem que em Amarante. Os cladóceros dominam o zooplâncton em Junho. Os copépodes têm densidades elevadas no Verão, sendo dominantes no final de Julho. Segundo Coelho (dados não publicados), comparativamente com os dados de outras albufeiras portuguesas, os valores da abundância de zooplâncton são da ordem dos verificados em ambientes mesotróficos, embora a dominância de espécies resistentes à acção das cianobactérias evidencie a existência de um grau acentuado de eutrofização.

Relativamente a dados anteriores, em Agosto de 1989 o zooplâncton era dominado por crustáceos (Branco *et al*, 1992). Os protozoários representavam menos de 10% do total. Entre os rotíferos destacavam-se *Keratella cochlearis*, *Polyarthra* sp., *Trichocerca* spp. e *Pompholyx sulcata*. À excepção desta última, todas são ainda importantes na dinâmica de zooplâncton. Este conjunto de espécies é considerado típico de águas eutrofizadas. Também a comunidade de crustáceos é considerada típica de águas eutrofizadas, com predomínio de copépodes carnívoros e cladóceros filtradores de pequenas dimensões. *Acanthocyclops robustus* era o copépode dominante.

Guimarães e Oliva-Teles (1993), na mesma altura, estudaram a comunidade de rotíferos do Torrão. A comunidade de rotíferos era dominada por *Polyarthra* spp., com densidades entre 10-50 mil indivíduos/ m^3 , mas *Keratella cochlearis* e *Keratella cochlearis tecta* também têm densidades consideráveis.

A tabela VIII mostra as correlações entre a clorofila *a* e os diferentes grupos zooplanctônicas em Amarante e Marco. No Marco o zooplâncton foi analisado através de uma amostra composta e como tal os valores apresentados dizem respeito a toda a coluna de água.

Tabela VIII – Coeficientes de correlação entre clorofila *a* e comunidades zooplanctônicas em Amarante e Marco

Clorofila em:	Protozoários	Rotíferos	Cladóceros	Copépodes	Zooplâncton total
Amarante	0,692	0,553	0,251	0,212	0,691
Marco 1	-0,204	0,314	0,728	0,675	0,641
Marco 2	-0,061	0,747	0,161	0,620	0,681
Marco 3	0,891	-0,035	-0,035	-0,194	0,240

Em Amarante, os protozoários, que são o grupo dominante, têm boa correlação com a clorofila e também com as diatomáceas ($r = 0,754$) e clorófitas ($r = 0,641$).

Os protozoários na albufeira têm elevada correlação com a clorofila em Marco 3. Esta, como se viu, não está correlacionada com o fitoplâncton, mas será clorofila detritica, que poderá servir de alimento aos protozoários.

Os rotíferos têm uma boa correlação com a clorofila em Marco 2. Têm também uma forte correlação com as cianobactérias, tanto em Marco 1 ($r = 0,774$) como em Marco 2 ($r = 0,818$). Este grupo parece ser afectado positivamente pelas cianobactérias.

Os cladóceros têm correlação forte com a clorofila em Marco 1 e com as diatomáceas de que se alimentarão ($r = 0,760$). Apesar de não existir uma correlação significativa com as cianobactérias, os cladóceros têm uma quebra brusca em Julho que coincide com a diminuição de diatomáceas e com o aumento da densidade de cianobactérias. Como já foi referido, vários estudos referem a fraca adequabilidade das cianobactérias como alimento para alguns grupos do zooplâncton, nomeadamente para cladóceros, e que se relaciona com a interferência mecânica com o aparelho alimentar, a baixa taxa de assimilação e a toxicidade (Nogueira *et al*, 2004).

Utilizando a classificação numérica para os dados relativos às comunidades planctônicas, separou-se as amostras em 8 grupos (denominados de 1 a 8), sendo o grupo 7 subdividido em 71, 72, 731, 732 e 74, num total de 12 grupos (ver figura 38). Na maioria dos casos, os grupos separam Amarante e Marco, e agrupam as 3 profundidades da albufeira da mesma data.

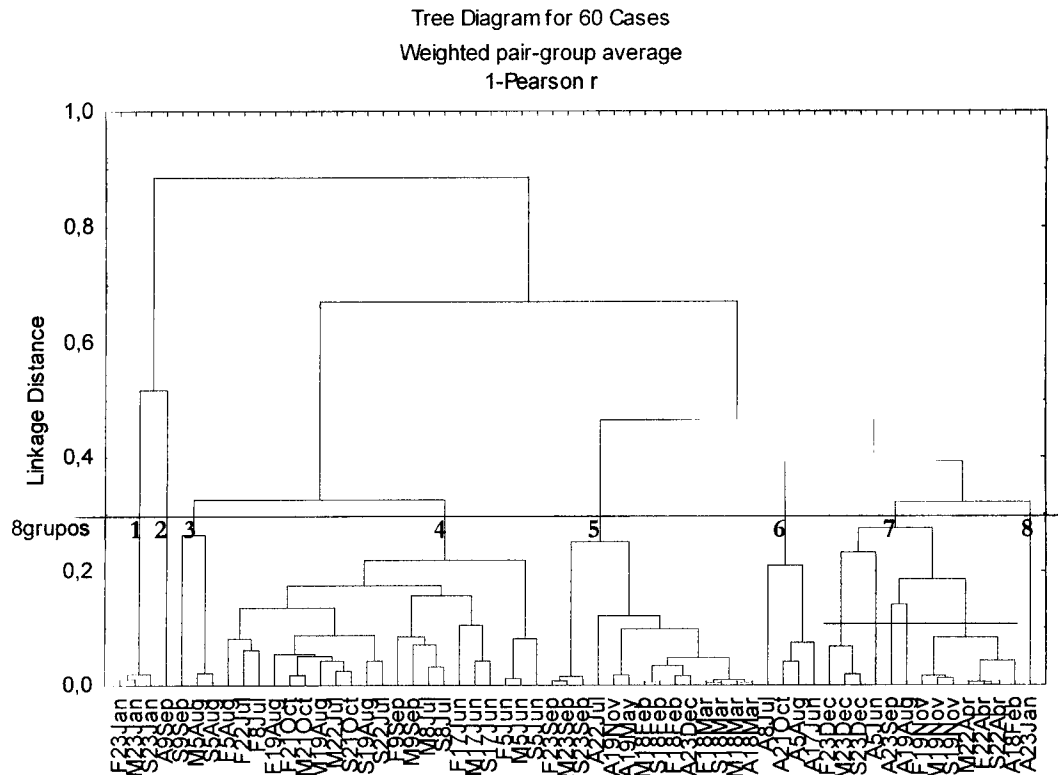


Figura 38 – Classificação numérica dos dados de Amarante e Marco com base nas comunidades planctónicas (A refere-se a Amarante, S a Marco 1, M a Marco 2 e F a Marco 3)

Foi feita a análise de correspondência (figura 39) com base nesses grupos e nos dados relativos às comunidades planctónicas, de forma a destacar a informação mais relevante. Utilizando três dimensões consegue-se explicar 80% da variabilidade encontrada. Destacam-se as cladóceras, os copépodes e as cianobactérias.

O grupo 1 representa as amostras de Janeiro da albufeira, que não têm cladóceros nem copépodes e têm densidades baixas de cianobactérias.

O grupo 8 representa a amostra de Janeiro em Amarante, na qual os grupos em destaque têm um comportamento semelhante ao da albufeira na mesma data: sem cladóceros nem copépodes e com densidades baixas de cianobactérias.

O grupo 5 compreende as amostras da albufeira em Fevereiro, Março e Setembro, e as amostras de Amarante de Março, Maio, final de Julho, Novembro e Dezembro. Não tem cladóceros e tem um nível médio de copépodes e cianobactérias.

O grupo 74 tem as amostras da albufeira em Abril e Novembro, e a de Fevereiro em Amarante. Não tem cladóceras, nem copépodes e tem um nível médio de cianobactérias.

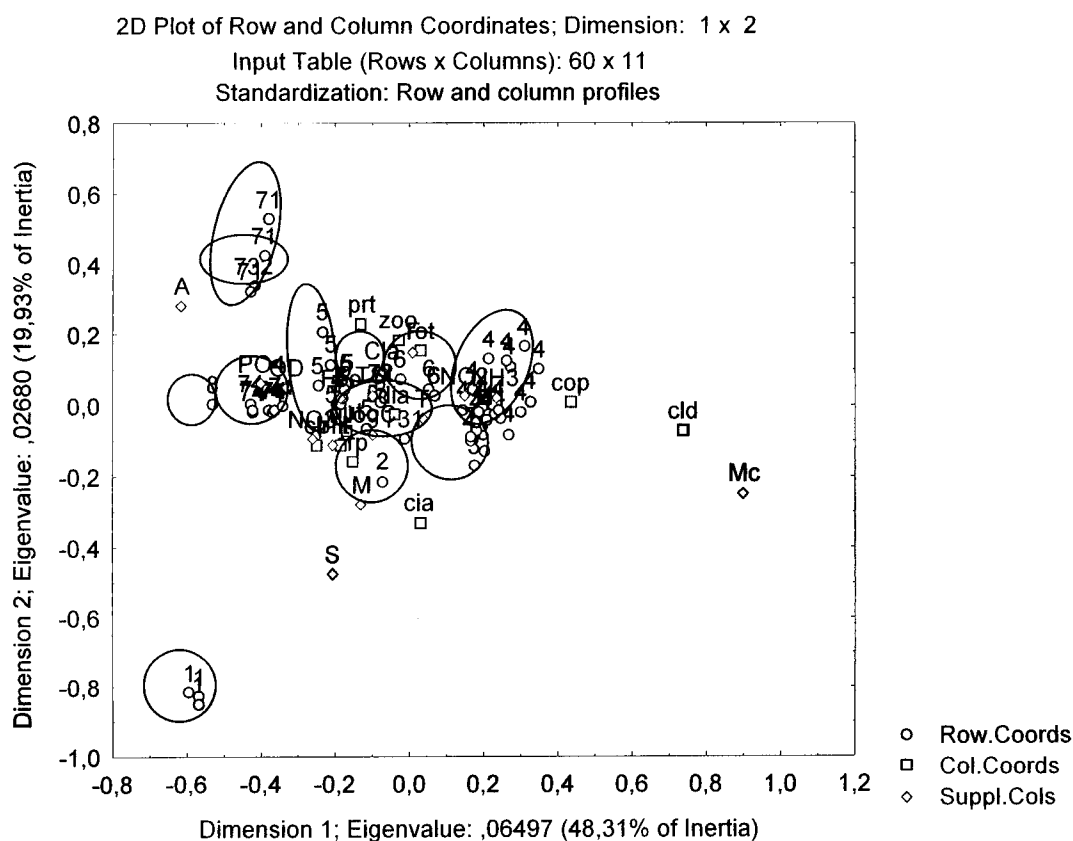


Figura 39 – Análise de correspondência em Amarante e Marco (A refere-se a Amarante, S a Marco 1, M a Marco 2 e F a Marco 3)

O grupo 71 engloba as amostras de Dezembro na albufeira, quando cladóceros, copépodes e cianobactérias não estão presentes.

O grupo 72 tem uma só amostra, de Amarante no início de Junho. Os cladóceros têm densidade elevada, mas os copépodes estão ausentes e as cianobactérias estão em concentrações reduzidas.

O grupo 6 engloba as amostras de Amarante do final de Junho, início de Junho, início de Agosto e Outubro. A densidade de cladóceros é elevada, a de copépodes média e a de cianobactérias muito baixa.

O grupo 731 tem também uma só amostra, de Amarante no final de Agosto. Os cladóceros e cianobactérias têm densidade elevada e os copépodes têm densidade dentro da média.

O grupo 2 representa apenas uma amostra de Amarante no início de Setembro, em que os copépodes estavam ausentes, mas os cladóceros e as cianobactérias tinham densidades elevadas.

O grupo 732 tem também uma amostra, de Amarante no final de Setembro. Os cladóceros, copépodes e cianobactérias estão ausentes.

O grupo 3 representa o início de Agosto em Marco 1 e Marco 2, e Setembro à superfície. Tem níveis elevados de cladóceros e copépodes, e os níveis máximos de cianobactérias.

O grupo 4 é o mais numeroso, abarcando todas as outras amostras, que pertencem à albufeira nos meses mais quentes. É o grupo com os níveis máximos quer de cladóceros quer de copépodes e tem também grande abundância de cianobactérias.

Foi feita a análise de variância ANOVA, testando-se para cada parâmetro a variabilidade entre os todos os grupos e também testando, dois a dois, os grupos criados (teste Newman-Keuls). Foi encontrada variabilidade significativa na condutividade, temperatura, oxigénio, pigmentos fotossintéticos e em cada um dos grupos de plâncton, à excepção das criptófitas.

O teste Newman-Keuls encontrou variabilidade significativa para diversos parâmetros. A clorofila *a* apresenta diferenças significativas entre o grupo 731 e todos os restantes, excepto 6 e 732. Estes grupos no seu conjunto correspondem às amostras de Verão em Amarante, que tiveram níveis de clorofila superiores. Em relação aos protozoários, o grupo 1 separa-se de todos os restantes. Apenas neste grupo os protozoários estão ausentes, já que se trata da colheita inicial de Janeiro no Marco. Para os rotíferos sucede o mesmo, separando-se claramente os grupos 1 e 8 e, portanto, os quatro pontos em Janeiro de todos os restantes. Para os cladóceros, quase todos os grupos têm variabilidade significativa entre si. Para os copépodes, encontra variabilidade significativa entre as amostras de Verão na albufeira (correspondentes aos grupos 3 e 4) e todas as restantes. Em relação às cianobactérias, separa o grupo 3, que tem as maiores densidades de cianobactérias, de quase todos os restantes grupos, exceptuando os grupos 2, 4, 74 e 731, que também têm densidades elevadas (correspondem às colheitas de Verão no Marco e ao final de Verão em Amarante).

3.2.4.1. Sucessão *Aphanizomenon*–*Microcystis*

Dados anteriores (Pereira, 1998; Magalhães, 2001) referem ser comum a sucessão *Aphanizomenon flos-aquae* – *Microcystis aeruginosa* no Marco. É relativamente comum, em águas eutrofizadas, o domínio de cianobactérias fixadoras de azoto no início do Verão, após o quase esgotamento do azoto da água pelas diatomáceas no final da Primavera. O azoto é repostado pelas fixadoras, o que já permite o desenvolvimento das restantes cianobactérias.

Em 2003 há um desenvolvimento inicial de *Aphanizomenon flos-aquae* em Junho, mas esta só é a espécie dominante no limite da zona eufótica. A densidade atingida está abaixo da registada por Pereira (1998), o que poderá ser devido a não se terem registado níveis críticos de azoto.

Microcystis aeruginosa no início de Junho aparece apenas na profundidade máxima. Na zona trofогénica só é encontrada na colheita seguinte, no final de Junho, atingindo rapidamente densidades muito elevadas. Esse aumento coincide com um aumento das concentrações de amónia às três profundidades. Segundo Oliveira (1987), uma das características importantes desta espécie reside na sua elevada capacidade de utilizar a amónia como fonte de azoto.

No início de Julho, as densidades das duas cianobactérias equivalem-se, mas a partir dessa data, *Microcystis* passa a ter sempre densidade superior. Esse momento coincide com uma quebra súbita de fosfatos que faz disparar a razão N:P. O aumento desta razão favorece as cianobactérias não fixadoras de azoto (Margalef 1983, Pereira, 1998), pelo que poderá explicar a substituição de *Aphanizomenon* por *Microcystis* como espécie dominante.

Em Agosto, o azoto atinge os níveis mais baixos e as cianobactérias os mais elevados. *Microcystis aeruginosa* continua a desenvolver-se porque os níveis de azoto apesar de baixos não são limitantes para esta cianobactéria. *Aphanizomenon* tem também densidades elevadas.

A análise de variância entre os grupos formados com base nos nutrientes só encontrou variabilidade significativa para *Microcystis*. Esta atingiu maiores densidades no grupo constituído pelas amostras superficiais de Verão, que tinham baixas concentrações de fosfatos.

Foi feita então a classificação numérica com base nas densidades destas cianobactérias. Formaram-se 10 grupos (denominados de 1 a 10). Pela análise da figura 40 facilmente se percebe a situação de cada grupo relativamente às duas cianobactérias. Foi acrescentado o grupo 0 que corresponde a todas as colheitas onde não aparece nenhuma das espécies.

Os grupos 1, 2 e 3 não têm *Aphanizomenon* e tem densidades crescentes de *Microcystis*. O grupo 1 representa a última amostra primaveril do fundo da albufeira. O grupo 2 engloba as amostras de Julho também no fundo da albufeira. O grupo 3 engloba a segunda colheita de Julho em Marco 2 e amostras do Outono: Setembro à superfície, Outubro à superfície e no fundo, e Novembro em todas as profundidades.

Do grupo 4 para o 6 há densidades decrescentes de ambas as cianobactérias. O grupo 4 tem as densidades de cianobactérias mais elevadas e é composto apenas por amostras da zona trofогénica: as amostras superficiais entre final de Julho e início de Setembro, e as amostras de Marco 2 no final de Julho e em Outubro. O grupo 5 tem as amostras de Setembro em Marco 2 e Marco 3, do final de Agosto em Marco 3 e da superfície no início de Julho. O grupo 6 tem duas amostras de Marco 2, do início de Julho e fim de Agosto.

O grupo 7 tem igualmente densidades elevadas de *Aphanizomenon* mas não tanto de *Microcystis*.

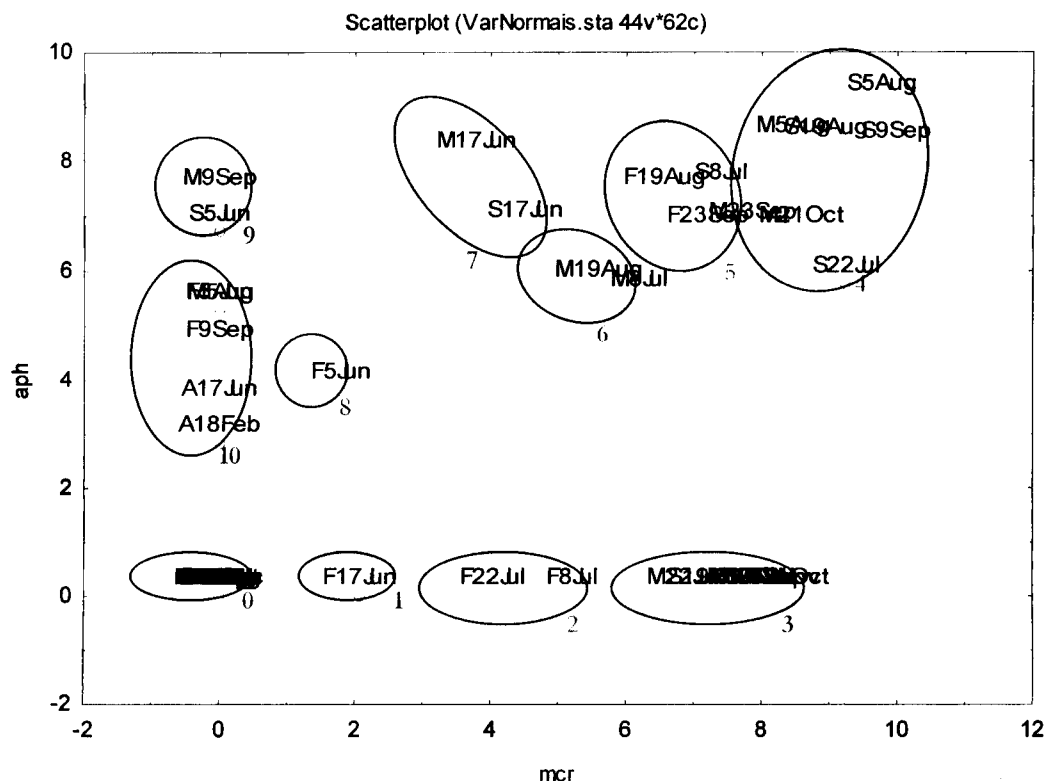


Figura 40 – Análise de correspondência com base nas densidades de *Aphanizomenon* e *Microcystis* em Amarante e Marco (A refere-se a Amarante, S a Marco 1, M a Marco 2 e F a Marco 3)

O grupo 8 tem densidade baixa de *Aphanizomenon* e de *Microcystis*. Corresponde ao início de Junho em Marco 3.

Os grupos 9 e 10 não têm *Microcystis* e tem densidades decrescentes de *Aphanizomenon*. O grupo 9 tem a primeira amostra superficial, a do início de Junho, e a amostra de Marco 2 no início de Setembro. O grupo 10 engloba as amostras de Marco 2 no início de Junho, e Marco 3 no início de Agosto e Setembro. Tem também 2 amostras de Amarante.

Por ANOVA encontrou-se variabilidade significativa entre as densidades das duas cianobactérias nos diferentes grupos. Também significativa foi a variabilidade encontrada para a condutividade, temperatura, oxigénio dissolvido, pH, amónia, fosfatos, todos os grupos do zooplâncton, as cianobactérias e o total de fitoplâncton.

O teste Newman-Keuls encontrou variabilidade significativa para diversos parâmetros. Em relação à densidade de *Aphanizomenon*, encontrou variabilidade significativa entre todos os grupos, excepto: 1, 2 e 3 que não têm *Aphanizomenon*; 8 e 10 que têm baixas densidades; e entre os grupos 5 a 7, e entre estes e os grupos 4 e 9, que são os de elevadas densidades desta espécie.

Em relação a *Microcystis*, apenas não há variabilidade significativa: entre os grupos 9 e 10 que não têm esta cianobactéria; entre o grupo 3 e 5 que têm densidades elevadas; entre os grupos 1 e 8 que têm as menores densidades; e entre os grupos 2 e 7 que têm densidades médias.

O grupo 0, que não tem nenhuma das espécies, tem diferenças significativas de 1, 2 e 6 em relação à amónia. A diferença poderá estar relacionada com o aproveitamento da amónia como fonte de azoto pela cianobactéria *Microcystis aeruginosa*.

3.3. Avaliação do estado trófico

Segundo Silva e colaboradores (2000) na avaliação do estado de eutrofização de uma albufeira devem ser tidos em conta os seguintes critérios:

- Ocorrência de florescências de algas e presença de espécies tóxicas;
- Alterações no crescimento de macrófitas;
- Estado de oxigenação;
- Concentração de nutrientes;
- Alterações na fauna e flora, especialmente protegidas;
- Alterações nas comunidades bentónicas;
- Fraca renovação de água ou descargas de grandes quantidades de nutrientes.

Quase todas estas condições foram observadas na albufeira do Torrão. Os mesmos autores referem que a eutrofização relacionada com as concentrações de nitratos se restringe praticamente a águas salinas e realçam o papel de relevo que têm caudal, turvação, profundidade, temperatura e turbulência. Contudo, em anexo ao referido trabalho, a albufeira do Torrão é classificada como eutrofizada entre 1997 e 1999, precisamente devido aos níveis de nitratos (5.2 e 3.8 mg NO₃/l).

O Índice de Estado Trófico (TSI) é, como foi referido, um dos parâmetros mais utilizados para avaliar a eutrofização. É determinado a partir dos valores de transparência, clorofila *a* e fósforo total. Idealmente a aplicação das três fórmulas daria o mesmo resultado, mas na prática isso é pouco comum. Para os dados do Torrão, a correlação encontrada entre o TSI_{Cl_a} e o TSI_{DS} não é significativa ($r=0,231$).

Frequentemente classifica-se as albufeiras com base na média dos valores de TSI para os diferentes parâmetros, mas Carlson e Simpson (1996) consideram mais correcto utilizar apenas o TSI_{Cl_a} quando este é conhecido, uma vez que das três variáveis, esta é a que melhor prediz a biomassa algal. Uma vez que não foi calculado o fósforo total, são apresentados os valores de TSI apenas para as outras duas variáveis: clorofila *a* e disco de Secchi, e também o índice para o azoto total (tabela IX).

Em Amarante, as elevadas concentrações de clorofila no Verão levam o TSI para níveis de eutrofia. O índice do azoto total é bastante inferior, apontando para a mesotrofia. No Marco, as três variáveis conduzem a um valor semelhante, que é considerado o limiar da eutrofia.

Tabela IX – Valores médios de TSI para a clorofila *a*, disco de Secchi e azoto total em Amarante e Marco

Local	TSI Cl _a	TSI DS	TSI N _t
Amarante	63	—	42
Marco	50	52	50

O valor de transparência encontrado (1,8 m) é característico de águas eutrofizadas, segundo a classificação da OCDE e de Margalef (ver tabelas III e V).

A média de nitratos é de 573 mg/m³ em Amarante e 712 mg/m³ no Marco, e portanto bastante superior aos 140 mg/m³ definidos por Margalef como limite entre eutrofização moderada e avançada.

A clorofila *a* em Amarante, tanto em termos de média (26,8 mg/m³) como de máxima (80,1 mg/m³), enquadra-se nos valores definidos para águas hiper-eutróficas pela OCDE. Para o Marco, esses valores enquadram-se na mesotrofia. Para Weber (tabela IV) e Margalef, os níveis de clorofila de Amarante e Marco são indicativos de eutrofização.

As densidades médias de fitoplâncton ultrapassam as 5000 células/ml definidas como fronteira para a eutrofização avançada por Margalef, mas segundo Weber estão no intervalo para águas mesotróficas, embora Marco 1 se aproxime do limite superior desse intervalo.

Atendendo à conjugação dos diferentes sistemas de classificação, podemos dizer que em Amarante a água está claramente eutrofizada e na albufeira se encontra no limiar da eutrofização. Conclui-se então que o Tâmega já se encontra eutrofizado a montante da albufeira.

Os valores de TSI encontrados por Pereira (1998) para a albufeira são inferiores aos actuais. Pelo contrário, no trabalho de Branco *et al* (1992), o TSI era superior ao de 2003. Para Amarante, tanto Pereira como Cerqueira e Cunha (1992) encontraram valores de TSI inferiores ao actual.

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os dados obtidos neste trabalho permitem tirar as seguintes ilações (ressalvando tratar-se apenas de um ciclo anual de estudo, pelo que não deverá ser considerado “ciclo padrão”):

- A albufeira do Torrão não apresentou estratificação térmica, mas apenas um gradiente de temperatura cujo máximo teve lugar em Junho.
- A transparência na albufeira é muito reduzida, sendo o seu valor característico de águas eutrofizadas.
- O perfil de oxigénio é típico de um lago estratificado durante o Verão, de Junho a Setembro, com valores elevados à superfície anóxia hipolimnética.
- A carga de nutrientes é elevada, tanto em Amarante como no Marco.
- Os compostos azotados apresentam concentrações superiores no Marco, ao contrário dos fosfatos, cujas concentrações em Amarante são superiores.
- O nível de fosfatos atingiu valores mínimos na albufeira nos meses de Verão, podendo tornar-se limitante para o fitoplâncton em geral e favorecer as cianobactérias, uma vez que estas têm maior afinidade para o fosfato.
- A clorofila *a* é muito elevada em Amarante devido às elevadas densidades de diatomáceas. Na albufeira é decrescente com a profundidade, tal como a densidade do fitoplâncton.
- Nos meses de Verão foram atingidas densidades superiores tanto de fito como de zooplâncton, sendo particularmente elevadas no Marco.
- Em Amarante, o fitoplâncton é dominado pelas clorófitas, excepto no mês de Julho em que dominam as diatomáceas. A comunidade fitoplanctónica na albufeira foi dominada por cianobactérias nos meses mais quentes, o que pode ser indicativo de eutrofização. No Inverno e Primavera são as clorófitas que dominam.
- Foi detectada a presença de cianobactérias potencialmente tóxicas em ambos os locais. A toxicidade confirmou-se no Marco, onde se detectaram microcistinas entre Julho e Outubro.
- No Marco, o zooplâncton é dominado por protozoários nos meses mais frios, e por copépodes e rotíferos nos meses de Verão. Em Amarante, os rotíferos são o grupo predominante entre Agosto e Outubro. No resto do ano dominam os protozoários.

- Os cladóceros estiveram pouco representados, à excepção do Marco durante a Primavera, em que atingiram densidades mais elevadas. Esse pico termina com o aumento da densidade de cianobactérias, parecendo ser a comunidade zooplânctónica mais afectada por estas.
- Os valores de TSI situam a albufeira no limiar da eutrofia.
- Os valores de clorofila *a*, profundidade de disco de Secchi e densidade de fitoplâncton permitem classificar a albufeira entre meso e eutrofia, segundo as classificações de Weber (1976), da OCDE (1982) e de Margalef (1983).
- Sendo a albufeira utilizada para captação para abastecimento público, os sinais evidentes de eutrofização, e em especial a presença de cianobactérias tóxicas, devem constituir motivo de preocupação para as autoridades sanitárias e lançar um alerta para a importância da monitorização desta massa de água.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Amoros C., 1984. **Introduction pratique à la systématique des organismes des eaux continentales françaises – 5. Crustacés Cladocères.** *Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon*, **53**: 72 – 145

Araújo F.O., Sousa E., Rodrigues E., Andrade I., Jorge I.M., Morais M., Oliveira M.R., Saraiva M.M., Cordeiro P.G., Franca S., Costa V.B. & Vasconcelos V., 1996. **Monitorização das cianobactérias e gestão do risco para a saúde em águas superficiais contaminadas. Proposta de programa.** Direcção Geral de Saúde, Lisboa. 88 pp.

Arhonditsis G.B., Winder M., Brett M.T. & Schindler D.E., 2004. **Patterns and mechanisms of phytoplankton variability in Lake Washington (USA).** *Water Research*, **38**: 4013 – 4027

Armengol J., 1978. **Los crustaceos del plancton de los embalses españoles.** *Oecologia aquática*, **3**: 3 – 96

Ascaso C., Wierzchos J., Souza-Egipsy V., de los Rios A. & Rodrigues J., 2002. **In situ evaluation of the biodeteriorating action of microorganisms and the effect of biocides on carbonate rock of the Jerónimos Monastery (Lisbon).** *International Biodeterioration & Biodegradation*, **49**: 1 – 12

Bellinger E.G., 1992. **A key to Common Algae.** IWEM, London. 138 pp.

Bittencourt-Oliveira M.C., 2003. **Detection of potencial microcystin-producing cyanobacteria in brasilian reservoirs with a mcycB molecular marker.** *Harmful Algae*, **2**: 51 – 60

Bouaïcha N., Maatouk I., Vincent G., & Levi Y., 2002. **A colorimetric and fluorimetric microplate assay for the detection of microcystin-LR in drinking water without preconcentration.** *Food and Chemical Toxicology*, **40**: 1677 – 1683

Bourrelly P., 1966. **Les Algues d'eau douce. Tome I: Algues vertes.** Éditions N. Boubée & Cie, Paris. 508 pp.

Bourrelly P., 1968. **Les Algues d'eau douce. Tome II: Algues jaunes et brunes.** Éditions N. Boubée & Cie, Paris. 434 pp.

Bourrelly P., 1970. **Les Algues d'eau douce. Tome III: Eugléniens, Péridiniens, Algues rouges et Algues bleues.** Éditions N. Boubée & Cie, Paris. 450 pp.

Branco R., Guimarães C. & Coelho M., 1992. **Avaliação da qualidade da água de albufeiras do norte do país através de parâmetros biológicos.** Actas da 3ª Conferência Nacional sobre a Qualidade do Ambiente, Vol I: 151 – 160

Carlson R.E. & Simpson J., 1996. **A Coordinator's Guide to Volunteer Lake Monitoring Methods.** North American Lake Management Society. 96 pp. (versão online)

Cerqueira M.M. & Cunha M.J., 1992. **Avaliação da qualidade da água em meios lóticos através da caracterização das comunidades algais.** Actas da 3ª Conferência Nacional sobre a Qualidade do Ambiente, Vol I: 198 – 206

Chorus I. & Bartram J. (Eds.), 1999. **Toxic cyanobacteria in water. A guide to their public health consequences, monitoring and management.** E & FN Spon, London. 416 pp.

Codd G.A., 2000. **Cyanobacterial toxins, the perception of water quality, and the prioritisation of eutrophication control.** *Ecological Engineering*, **16**: 51 – 60

Codd G.A., Morrison L.F. & Metcalf J.S., 2004. **Cyanobacterial toxins: risk management for health protection.** *Toxicology and Applied Pharmacology* (Article in press)

Cortes R., Carvalho L. e Carvalho M.J., 1992. **Caracterização físico-química das águas dulciaquícolas. Implicações biológicas.** UTAD, Vila Real. 131 pp.

Crispim C.A. & Gaylarde C.C., 2004. **Cyanobacteria and Biodeterioration of Cultural Heritage: a review.** *Microbial Ecology* (Article in press)

Cunha M.J., 1999. **A comunidade zooplanctónica de duas albufeiras do Norte de Portugal. Ermal (Rio Ave) e Alto do Lindoso (Rio Lima).** Dissertação de Mestrado apresentada à Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, Porto. 89 pp.

Dittmann E. & Börner T., 2004. **Genetic contributions to the risk assessment of microcystin in the environment.** *Toxicology and Applied Pharmacology* (Article in press)

Dow C.S. & Swoboda U.K., 2000. **Cyanotoxins.** In Whitton B.A. & Potts M. (Eds), **The ecology of cyanobacteria.** Kluwer Academic Publishers, Netherlands. 613 – 632 pp.

Dussart B., 1967. **Les copépodes des eaux continentales d'Europe. Vol 1 – Calanoides et Harpacticoides.** Editions N. Boubée & Cie, Paris. 500 pp.

Dussart B., 1969. **Les copépodes des eaux continentales d'Europe. Vol 2 – Cycloides et biologie.** Editions N. Boubée & Cie, Paris. 292 pp.

Figueiredo D.R., Azeiteiro U.M., Esteves S.M., Gonçalves F.J.M. & Pereira M.J., 2004. **Microcystin-producing blooms —a serious global public health issue.** *Ecotoxicology and Environmental Safety* **59**: 151– 163

Germain H., 1981. **Flore des Diatomées.** Société Nouvelle des Editions Boubée, Paris. 444 pp.

Grover J.P., 2002. **Stoichiometry, herbivory and competition for nutrients: simple models based on planktonic ecosystems.** *J. theor. Biol.*, **214**: 599 – 618

Guimarães M.C. & Oliva Teles L., 1993. **Os rotíferos de albufeiras do Norte de Portugal. Sua relação com o estado trófico da água.** *Bol.UCA*, **1**: 114 – 125

Gupta S., 1998a. **Cyanobacterial toxins: microcystin-LR.** *In Guidelines for drinking-water quality. Recommendations.* Addendum to Vol. 1, 2nd ed. World Health Organization, Geneva. pp 13 – 14 (versão online)

Gupta S., 1998b. **Cyanobacterial toxins: microcystin-LR.** *In Guidelines for drinking-water quality. Health criteria and other supporting information.* Addendum to Vol. 2, 2nd ed. World Health Organization, Geneva. pp 95 – 110 (versão online)

Hagy III J.D., Boynton W.R., Jasinski D.A., 2004. **Modelling phytoplankton deposition to Chesapeake Bay sediments during winter – spring: interannual variability in relation to river flow.** *Estuarine, Coastal and Shelf Science* (Article in press)

Haider S., Naithani V., Viswanathan P.N. & Kakkar P., 2003. **Cyanobacterial toxins: a growing environmental concern.** *Chemosphere*, 52: 1 – 21

Håkanson L., & Boulion V.V., 2003. **Modelling production and biomasses of herbivorous and predatory zooplankton in lakes.** *Ecological Modelling*, 161: 1 – 33

Huber-Pestalozzi G., 1938. **Das Phytoplankton des Süßwassers 1. Allgemeiner Teil. Blaualgen, Bakterien, Pilze. Die Binnengewässer XVI.** E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. 342 pp.

Huber-Pestalozzi G., 1941. **Das Phytoplankton des Süßwassers 2. Chrysophyceen. Farblose Flagellaten Heterokonten. Die Binnengewässer XVI.** E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. 365 pp.

Huber-Pestalozzi G., 1955.. **Das Phytoplankton des Süßwassers 4. Euglenophyceen. Die Binnengewässer XVI.** E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. 606 pp.

Huber-Pestalozzi G., 1961. **Das Phytoplankton des Süßwassers 5. Chlorophyceae (Grünalgen). Ordnung: VOLVOCALES. Die Binnengewässer XVI.** E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. 744 pp.

Huber-Pestalozzi G., 1983. **Das Phytoplankton des Süßwassers 5. Chlorophyceae (Grünalgen). Ordnung: CHLOROCOCCALES. Die Binnengewässer XVI.** E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. 1043 pp.

Huber-Pestalozzi G., 1986. **Das Phytoplankton des Süßwassers 4. Cryptophyceen. Die Binnengewässer XVI.** E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. 606 pp.

Koste W., 1978. **Rotatoria – Die Rädertiere Mitteleuropas begründet von Max Voigt. Mononongonta.** Gebrüder Borntraeger, Berlin–Stuttgart. 673 pp.

Krivtsov V., Bellinger E., Sigeo D., 2003. **Ecological study of *Stephanodiscus rotula* during a spring diatom bloom: dynamics of intracellular elemental concentrations and correlations in relation to water chemistry, and implications for overall geochemical cycling in a temperate lake.** *Acta Oecologica*, 24: 265 –274

Lund J.W.G, Kipling C. & Le Cren E.D., 1958. **The inverted microscope method of estimating algal numbers and the statistical basis of estimations by counting.** *Hydrobiologia*, XI (2): 143 – 170

Lund J.W.G & Canter-Lund H., 1995. **Freshwater Algae. Their microscopic world explored.** Biopress Limited, Bristol. 360 pp.

Magalhães O., 2001. **Ocorrência de cianobactérias tóxicas na albufeira do Torrão e avaliação da eficiência do tratamento na remoção de fitoplâncton e toxinas.** Dissertação de Mestrado em Ecologia Aplicada apresentada à Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, Porto. 114 pp.

Maier G., 1998. **Differential success of cyclopoid copepods in the pelagic zone of eutrophic lakes.** *Journal of Marine Systems*, 15: 135– 138

Margalef R., 1983. **Limnología.** Ed. Omega, Barcelona. 1010 pp.

Metcalf J.S., Bell S.G. & Codd G.A., 2001. **Colorimetric Immuno-Protein Phosphatase Inhibition Assay for specific detection of microcystins and nodularins of cyanobacteria.** *Applied and Environmental Microbiology*, **67 (2)**: 904 – 909

Nogueira I.C.G., Pereira P., Dias E., Pflugmacher S., Wiegand C., Franca S. & Vasconcelos V.M., 2004. **Accumulation of paralytic shellfish toxins (PST) from the cyanobacterium *Aphanizomenon issatschenkoi* by the cladoceran *Daphnia magna*.** *Toxicon*, **44**: 773 – 780

NP 4327, 1996. **Qualidade da água. Doseamento de clorofila *a* e dos feopigmentos por espectrofotometria molecular. Método de extracção com acetona.** Norma Portuguesa. IPQ

OCDE, 1982. **Eutrophication of waters.** Paris. 164 pp.

Oliver R.L. & Ganf G.G., 2000. **Freshwater blooms.** In Whitton B.A. & Potts M. (Eds), **The ecology of cyanobacteria.** Kluwer Academic Publishers, Netherlands. 149 – 194 pp.

Oliveira M.R., 1987. **Estrutura de comunidades fitoplantónicas em albufeiras portuguesas.** Dissertação para acesso à categoria de Investigador Auxiliar apresentada ao Instituto Nacional de Investigação das Pescas, Lisboa. 307 pp.

Paerl H.W., Fulton R.S., Moisaner P.H. & Dyble J, 2001. **Harmful freshwater algal blooms, with an emphasis on cyanobacteria.** *The Scientific World*, **1**: 76 – 113

Pan H., Song L., Liu Y., Börner T., 2002. **Detection of hepatotoxic *Microcystis* strains by PCR with intact cells from both culture and environmental samples.** *Arch. Microbiol*, **178**: 421 – 427

Pereira E., 1998. **Eutrofização do rio Tâmega (troço Amarante – Entre-os-Rios) Ocorrência de cianobactérias tóxicas.** Dissertação de Mestrado em Ecologia Aplicada apresentada à Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, Porto. 99 pp.

Pontin R., 1978. **A key to British freshwater planktonic Rotifera**. Freshwater Biological Association Scientific Publication, No 38, Cumbria. 178 pp.

Prescott G.W., 1977. **How to Know the Freshwater Algae**. Wm. C. Brown Company Publishers, Iowa. 348 pp.

Rapala J., Erkomaa K., Kukkonen J., Sivonen K & Lahti K., 2002. **Detection of microcystins with poctein phosphatase inhibition asay, high-performance liquid chromatography–UV detection and enzyme liquid immunosorbent assay. Comparison of methods**. *Analytica Chimica Acta*, **466**: 213 – 231

Rudi K., Skulberg O.M., Larsen F. & Jakobsen K., 1997. **Strain characterization of oxyphotobacteria in clone cultures on the basis of 16S rRNA sequences from variable regions V6, V7 and V8**. *Applied and Environmental Microbiology*, **63** (7): 2593 – 2599

Sandgren C.D. (Ed), 1988. **Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton**. Cambridge University Press, Cambridge. 442 pp.

Schönhuber W., Zarda B., Eix S., Rippka R., Herdman M., Ludwig W. & Amman R., 1999. **In situ identification of cyanobacteria with horseradish peroxidase-labeled, rRNA-targeted oligonucleotide probes**. *Applied and Environmental Microbiology*, **65** (3): 1259 – 1267

Silva V., Nunes M. & Nunes J., 2000. **Poluição provocada por nitratos de origem agrícola. Directiva 91/676/CEE, de 12 de Dezembro de 1991**. Ministério do Ambiente e Ordenamento do Território, Ministério da Agricultura, do Desenvolvimento Rural e das Pescas, Lisboa. 25 pp.

Tan Y., Huang L., Chen Q. & Huang X., 2004. **Seasonal variation in zooplankton and grazing impact on phytoplankton standing stock in the Pearl River Estuary, China**. *Continental Shelf Research*, **24**: 1949 – 1968

Vasconcelos V., 1991. **Técnicas de colheita e análise de plâncton dulciaquícola**. Publicações avulsas do Instituto de Zoologia “Dr. Augusto Nobre”, Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, Porto. 45 pp.

Vasconcelos V., 1994. **Ocorrência de cianobactérias tóxicas e as suas toxinas em massa de água portuguesas utilizadas para consumo e recreio**. Actas do 2º Congresso da Água, Vol III: 295 – 301

Vasconcelos V., 1995. **Toxicologia de cianobactérias. Distribuição de cianobactérias tóxicas e as suas toxinas em águas doces portuguesas. Bioacumulação em bivalves**. Dissertação para obtenção do grau de Doutor em Ecologia Aplicada apresentada à Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, Porto. 137 pp.

Vasconcelos V., Sivonen K., Evans W.R., Carmichael W.W. & Namikoshi M., 1995. **Isolation and characterization of microcystins (heptapeptide hepatotoxins) from portuguese strains of *Microcystins aeruginosa* Kutz emend Elekin**. *Arch. Hydrobiol.* **134**: 295 – 305

Ward H.B. & Whipple G.C., 1959. **Freshwater Biology**. W.T. Edmonson, ed. John Wiley & Sons, New York

Wetzel R.G., 1993. **Limnologia**. Ed. Fundação Calouste Gulbenkian, Maria José Boavida (Tradução), Lisboa. 905 pp.

WHO, 2003. **Algae and cyanobacteria in fresh water. In: Guidelines for safe recreational water environments. Vol 1: Coastal and fresh waters**. World Health Organization, Geneva, Switzerland, pp 136-158 (versão online)

WEBSITES:

- www.inag.pt
- www.sacsplash.org
- www.ine.pt
- www.cm-marco-canaveses.pt

ANEXOS

ANEXO I

PROTOCOLOS PARA A DETERMINAÇÃO DE:

**AMÓNIA
NITRITOS
NITRATOS
FOSFATOS**

AMMONIA

TEST FOR AMMONIA IN NATURAL, DRINKING AND WASTE WATER

Photometer Method
640 nm

0 - 1.0 mg/l N

Ammonia occurs as a breakdown product of nitrogenous material in natural waters. It is also found in domestic effluents and certain industrial waste waters. Ammonia is harmful to fish and other forms of aquatic life, and the ammonia level must be carefully controlled in water used for fish farms and aquariums. Ammonia tests are routinely applied for pollution control on effluents and waste waters, and for the monitoring of drinking water supplies.

The Palintest Ammonia Test provides a simple method of measuring ammonia (ammoniacal nitrogen) over the range 0 - 1.0 mg/l N.

Method

The Palintest Ammonia test is based on an indophenol method. Ammonia reacts with alkaline salicylate in the presence of chlorine to form a green-blue indophenol complex. Catalysts are incorporated to ensure complete and rapid colour development. The reagents are provided in the form of two tablets for maximum convenience. The test is simply carried out by adding one of each tablet to a sample of the water.

The intensity of the colour produced in the test is proportional to the ammonia concentration and is measured using a Palintest Photometer.

Reagents and Equipment

- Palintest Ammonia No. 1 Tablets
- Palintest Ammonia No. 2 Tablets
- Palintest Photometer
- Round Test Tubes, 10 ml glass (PT 515)

Test Instructions

1. Fill test tube with sample to the 10 ml mark.
2. Add one Ammonia No. 1 tablet and one Ammonia No. 2 tablet, crush and mix to dissolve.
3. Stand for ten minutes to allow colour development.
4. Select wavelength 640 nm on Photometer.
5. Take Photometer reading in usual manner (see Photometer instructions).
6. Consult Ammonia calibration chart (transmittance-display photometer only).

%T	AMMONIA									
	Ammonia mg/l N									
	9	8	7	6	5	4	3	2	1	0
80	—	—	—	—	—	0.00	0.00	0.01	0.01	0.02
70	0.02	0.03	0.03	0.04	0.04	0.05	0.05	0.06	0.06	0.07
60	0.07	0.08	0.09	0.09	0.10	0.11	0.11	0.12	0.13	0.13
50	0.14	0.15	0.16	0.16	0.17	0.18	0.19	0.20	0.20	0.21
40	0.22	0.23	0.24	0.25	0.26	0.27	0.28	0.29	0.30	0.31
30	0.32	0.33	0.34	0.35	0.37	0.38	0.39	0.41	0.42	0.44
20	0.45	0.47	0.48	0.50	0.51	0.53	0.55	0.57	0.59	0.61
10	0.63	0.66	0.68	0.71	0.74	0.77	0.80	0.83	0.87	0.91
0	0.96	1.00	—	—	—	—	—	—	—	—

Sea Water Samples

Palintest Ammonia Conditioning Reagent is required when testing sea water or brackish water samples to prevent precipitation of salts. The reagent is supplied in a special "spoon pack" to aid measuring out the powder.

Fill the test tube with sample to the 10 ml mark, and add one level spoonful of conditioning reagent. Mix to dissolve reagent; then continue the test as described in the above test instructions. If turbidity still forms in the test, repeat using two level spoonfuls of conditioning reagent.

Notes

1. At low temperatures the rate of colour development in the test may be slower. If the sample temperature is below 20°C allow 15 minutes for the colour to develop.
2. Ammonia concentrations can be expressed in a number of different ways. The following factors may be used for the conversion of readings:-
To convert from N to NH₃ multiply by 1.3.
To convert from N to NH₄ multiply by 1.2.

NITRITE (NITRICOL)
**TEST FOR NITRITE IN NATURAL,
DRINKING AND WASTE WATER**

Photometer Method
520 nm
0 – 0.5 mg/l N
(0 – 1.6 mg/l NO₂)

Nitrites are found in natural waters as an intermediate product in the nitrogen cycle. Nitrite is harmful to fish and other forms of aquatic life and the nitrite level must be carefully controlled in water used for fish farms and aquariums. The nitrite test is also applied for pollution control in waste waters, and for the monitoring of drinking water.

The Palintest Nitricol test provides a simple method of measuring Nitrite Nitrogen levels over the range 0 to 0.5 mg/l N. Higher levels can be determined by diluting the sample.

Method

Nitrites in acid solution react with sulphhanilic acid. The resulting diazo compound couples with N-(1-naphthyl)-ethylene diamine to form a reddish dye. The Palintest Nitricol method features a single tablet reagent containing both of these reagents in an acidic formulation. The test is simply carried out by adding a tablet to a sample of the water under test.

The intensity of the colour produced in the test is proportional to the nitrite concentration and is measured using a Palintest Photometer.

Reagents and Equipment

Palintest Nitricol Tablets
Palintest Photometer
Round Test Tubes, 10 ml glass (PT 515)

Test Calibration

Transmittance-display photometer – use calibration chart.

Direct-reading photometer – select program **PHOT 24 Nitrite Nitrogen (N)**
or **PHOT 64 Nitrite (NO₂)**

Test Procedure

1. Fill round test tube with sample to the 10 ml mark.
2. Add one Nitricol tablet, crush and mix to dissolve.
3. Stand for 10 minutes to allow full colour development.
4. Select wavelength 520 nm on Photometer.
5. Take Photometer reading in usual manner. (see Photometer instructions).
6. Consult Nitricol calibration chart (Transmittance-display photometer only).

%T	Nitrite mg/l N									
	9	8	7	6	5	4	3	2	1	0
90	.000	.001	.003	.004	.006	.007	.009	.011	.012	.014
80	.016	.018	.019	.021	.023	.025	.027	.028	.030	.032
70	.034	.036	.038	.040	.042	.044	.046	.048	.051	.053
60	.055	.057	.060	.062	.064	.067	.069	.072	.074	.077
50	.079	.082	.084	.087	.090	.093	.096	.099	.102	.105
40	.108	.111	.114	.118	.121	.124	.128	.132	.135	.139
30	.143	.147	.151	.155	.160	.164	.169	.173	.178	.183
20	.189	.194	.200	.205	.212	.218	.224	.231	.238	.246
10	.254	.262	.271	.280	.290	.301	.312	.325	.338	.353
0	.369	.387	.408	.431	.460	.500	—	—	—	—

To convert from mg/l N to mg/l NO₂ multiply result by 3.3.

NITRATE (NITRATEST)

TEST FOR NITRATE IN NATURAL, DRINKING AND WASTE WATER

Photometer Method
570 nm

0 - 1 mg/l N
0 - 20 mg/l N

Nitrates are normally present in natural, drinking and waste waters. Nitrates enter water supplies from the breakdown of natural vegetation, the use of chemical fertilisers in modern agriculture and from the oxidation of nitrogen compounds in sewage effluents and industrial wastes.

Nitrate is an important control test for water supplies. Drinking waters containing excessive amounts of nitrates can cause methaemoglobinemia in bottle-fed infants (blue babies). The EEC has set a recommended maximum of 5.7 mg/l N (25 mg/l NO₃) and an absolute maximum of 11.3 mg/l N (50 mg/l NO₃) for nitrate in drinking water.

The Palintest Nitratest method provides a simple test for nitrate nitrogen over the range 0 - 1 mg/l N. The test can however be extended to cover the range 0 - 20 mg/l by a simple dilution technique.

Method

In the Palintest Nitratest method nitrate is first reduced to nitrite, the resulting nitrite is then determined by a diazonium reaction to form a reddish dye.

The reduction stage is carried out using the unique zinc-based Nitratest Powder, and Nitratest Tablet which aids rapid flocculation after the one minute contact period. The test is conducted in a special Nitratest Tube - a graduated sample container with hopper bottom to facilitate settlement and decanting of the sample.

The nitrite resulting from the reduction stage is determined by reaction with sulphuric acid in the presence of N-(1-naphthyl)-ethylene diamine to form a reddish dye. The reagents are provided in a single Nitricol tablet which is simply added to the test solution.

The intensity of the colour produced in the test is proportional to the nitrate concentration and is measured using a Palintest Photometer.

Test Procedure

1. Fill the Nitratest Tube with sample to the 20 ml mark.
2. Add one level spoonful of Nitratest Powder and one Nitratest tablet. Do not crush the tablet. Replace screw cap and shake tube well for one minute.
3. Allow tube to stand for about one minute then gently invert three or four times to aid flocculation. Allow tube to stand for two minutes or longer to ensure complete settlement.
4. Remove screw cap and wipe around the top of the tube with a clean tissue. Carefully decant the clear solution into a round test tube, filling to the 10 ml mark.
5. Add one Nitricol tablet, crush and mix to dissolve.
6. Stand for 10 minutes to allow full colour development.
7. Select wavelength 570 nm on Photometer.
8. Take Photometer reading in usual manner (see Photometer instructions).
9. Consult Nitratest calibration chart (Transmittance-display photometer only).

%T	NITRATEST									
	Nitrate mg/l N									
	9	8	7	6	5	4	3	2	1	0
90	—	—	—	—	.000	.003	.006	.009	.012	.015
80	.018	.021	.024	.028	.032	.036	.040	.043	.047	.051
70	.055	.059	.063	.068	.072	.076	.080	.085	.089	.094
60	0.10	0.10	0.11	0.11	0.12	0.12	0.13	0.13	0.14	0.14
50	0.15	0.15	0.16	0.17	0.17	0.18	0.18	0.19	0.20	0.20
40	0.21	0.22	0.22	0.23	0.24	0.24	0.25	0.26	0.27	0.28
30	0.30	0.31	0.32	0.33	0.34	0.35	0.37	0.38	0.40	0.42
20	0.43	0.45	0.47	0.50	0.53	0.55	0.58	0.60	0.65	0.70
10	0.75	0.80	0.85	0.90	0.95	1.00	—	—	—	—

To convert mg/l N to mg/l NO₃ multiply result by 4.4.

Concentrations of nitrate greater than 1.0 mg/l may be determined by diluting the original sample with deionised water. The test can be conveniently carried out over a range 0 - 20 mg/l N as follows:-

Take a clean Nitratest Tube. Add 1 ml of sample using a pipette or graduated dropper. Fill the Nitratest Tube to the 20 ml mark with deionised water. Continue the test procedure as given in steps 2 to 9 above. Multiply the chart reading obtained by 20 to obtain the nitrate concentration in the original sample.

Nitrite Correction

The Nitratest method will also respond to any nitrite present in the sample. In most natural and drinking waters the amount of nitrite will be small in comparison to the nitrate concentration. If it is desired to correct for nitrite, determine nitrite concentration (as mg/l N) in the prescribed manner (see PHOT. 24.) and deduct from the nitrate concentration (as mg/l N) obtained from the Nitratest procedure.

PHOSPHATE LR TEST FOR LOW LEVELS OF PHOSPHATE IN NATURAL AND DRINKING WATER

Photometer Method
640 nm

0 - 4.0 mg/l

Phosphates are extensively used in detergent formulations and washing powders. Phosphates also find widespread application in the food processing industry and in industrial water treatment processes. Agricultural fertilizers normally contain phosphate minerals and phosphates also arise from the breakdown of plant materials and in animal wastes.

Phosphates can therefore enter water courses through a variety of routes - particularly domestic and industrial effluents and run-off from agricultural land. Phosphate is an important control test for natural and drinking waters.

Whilst phosphates are not generally considered harmful for human consumption, they do exhibit a complex effect on the natural environment. In particular phosphates are associated with eutrophication of water and with rapid unwanted plant growth in rivers and lakes. Phosphates present in natural water pass through into drinking water supplies.

The Palintest Phosphate LR test provides a simple method of measuring phosphate levels over the range 0 - 4 mg/l PO_4 . For drinking water the EEC has set a guide level of 0.5 mg/l PO_4 (0.4 mg/l P_2O_5) and a maximum admissible concentration of 6.7 mg/l PO_4 (5 mg/l P_2O_5).

Method

In the Palintest Phosphate LR method, the phosphate reacts under acid conditions with ammonium molybdate to form phospho-molybdic acid. This compound is reduced by ascorbic acid to form the intensely coloured "molybdenum blue" complex. A catalyst is incorporated to ensure complete and rapid colour development, and an inhibitor is used to prevent interference from silica. The reagents are provided in the form of two tablets for maximum convenience. The test is simply carried out by adding one of each tablet to a sample of the water.

The intensity of the colour produced in the test is proportional to the phosphate concentration, and is measured using a Palintest Photometer.

Reagents and Equipment

Palintest Phosphate No 1 LR tablets
Palintest Phosphate No 2 LR tablets
Palintest Photometer
Round Test Tubes, 10 ml glass (PT 515)

Test Calibration

Transmittance-display photometer - use calibration chart
Direct-reading photometer - select program **Phot 28**

Test Procedure

1. Fill test tube with sample to the 10 ml mark.
2. Add one Phosphate No 1 LR tablet, crush and mix to dissolve.
3. Add one Phosphate No 2 LR tablet, crush and mix to dissolve.
4. Stand for 10 minutes to allow full colour development.
5. Select wavelength 640 nm on Photometer.
6. Take Photometer reading in usual manner (see Photometer instructions).
7. Consult Phosphate LR calibration chart (Transmittance-display photometer only).

%T	PHOSPHATE LR Phosphate mg/l PO_4									
	9	8	7	6	5	4	3	2	1	0
90	—	—	—	0.00	0.02	0.03	0.04	0.06	0.07	0.08
80	0.10	0.12	0.14	0.16	0.18	0.20	0.22	0.24	0.26	0.28
70	0.30	0.32	0.34	0.36	0.38	0.40	0.42	0.44	0.46	0.48
60	0.51	0.54	0.56	0.58	0.61	0.64	0.67	0.70	0.72	0.75
50	0.78	0.81	0.84	0.86	0.89	0.91	0.94	0.97	1.00	1.03
40	1.06	1.09	1.12	1.16	1.20	1.23	1.26	1.30	1.34	1.38
30	1.42	1.46	1.50	1.54	1.58	1.62	1.67	1.72	1.77	1.82
20	1.88	1.94	2.00	2.06	2.13	2.22	2.31	2.40	2.49	2.58
10	2.68	2.79	2.92	3.05	3.20	3.35	3.50	3.75	4.00	—

ANEXO II

PROTOCOLO PARA A REALIZAÇÃO DE ANÁLISE ELISA

STRATEGIC DIAGNOSTICS INC.

EnviroGard® Microcystins Plate Kit

75400

Intended Use

The EnviroGard Microcystins Plate Kit is a quantitative laboratory test for the detection of microcystins residues in water.

Test Principles

The EnviroGard Microcystins Plate Kit is calibrated with a non-toxic microcystin-LR surrogate at levels equivalent to 0.1, 0.4, and 1.6 parts per billion (ppb) microcystin-LR. The kit uses polyclonal antibodies which bind either microcystins or a microcystin-enzyme conjugate. These antibodies are immobilized to the walls of the test wells. Microcystins in the sample compete with the microcystin-enzyme conjugate for a limited number of antibody binding sites.

Since the same number of antibody binding sites are available on every test well, and each test well receives the same number of microcystin-enzyme conjugate molecules, a sample which contains a low concentration of microcystins allows the antibody to bind many microcystin-enzyme conjugate molecules. The result is a dark blue solution. Conversely, a high concentration of microcystins allows fewer microcystin-enzyme conjugate molecules to be bound by the antibodies, resulting in a lighter blue solution.

NOTE: Color is inversely proportional to Microcystins concentration.

Darker color = lower concentration.
Lighter color = higher concentration.

Performance Characteristics

The EnviroGard Microcystins Plate Kit does not differentiate between microcystin-LR and other microcystin variants but detects their presence to differing degrees. The following table shows the concentration at 50% inhibition (50% B₀) for these compounds. Concentration is in ppb.

VARIANTS	50% B ₀ (ppb)
MCYST-LR	0.31
MCYST-RR	0.32
MCYST-YR	0.38
NODLN	0.47

Precautions

- Microcystins in environmental samples may be toxic. Use adequate precautions when handling these samples.
- Store all plate kit components at 4°C to 8°C (39°F to 46°F) when not in use.
- Do not store test kit components for more than 8 hours at ambient temperatures (20°C to 37°C or 68°F to 99°F). Do not expose substrate to direct sunlight.
- Do not freeze plate kit components or expose them to temperatures greater than 37°C (99°F).
- Allow all reagents to reach ambient temperature (18°-27°C or 64°-81°F) before beginning the test.

- Do not use plate kit components after the expiration date.
- Do not use reagents or test well strips from one plate kit with reagents or test well strips from a different plate kit.
- Do not dilute or adulterate test reagents or use samples not called for in the test procedure.
- Always use a calibrator which has a matrix comparable to that of your sample.
- Use approved methodologies to confirm results.
- Some solutes and particulates found in untreated ground or surface waters may affect the sensitivity level of this plate kit.

Materials Provided

You should have the following items in your plate kit:

- 8 antibody-coated strips (12 wells each), in strip holder
- 1 vial of Negative Control
- 1 vial of 0.1 ppb Microcystin-LR Calibrator
- 1 vial of 0.4 ppb Microcystin-LR Calibrator
- 1 vial of 1.6 ppb Microcystin-LR Calibrator
- 1 vial of Microcystin-Enzyme Conjugate
- 1 vial of Substrate
- 1 vial of Stop Solution

Materials You Provide

You also need these items:

- 10 cc syringes
- Millex® HV₁₃ filter units (0.45 micron, 13 mm, non-sterile)
- disposable-tip pipette and disposable tips that will measure 100 microliters (μL)
- marking pen (indelible)
- tape or Parafilm®
- timer (1 hour and 30 minutes)
- tap or distilled water for rinsing wells
- microtiter plate reader or strip reader
- calculator (optional)
- a multi-channel pipette (optional)
- microtiter plate washer (optional)
- orbital shaker (optional)
- solid phase extraction devices (optional)

Sample Preparation

- Water samples should be filtered to remove particulates. A syringe-operated Millex-HV₁₃ filter is suitable for this purpose.
- If a lower sensitivity for microcystin is required (<0.1 ppb), a solid-phase extraction device such as a C₁₈ reverse phase Sep-Pak is necessary to concentrate the sample (see "References", #2).

Assay Procedure

The raised markings on the strip holder identify the well location.

- Two strips may be used to run the Negative Control, three Calibrators and eight samples in duplicate. For example:
 Negative Control (NC)
 Calibrator 1 (C1) = 0.1 ppb calibrator
 Calibrator 2 (C2) = 0.4 ppb calibrator
 Calibrator 3 (C3) = 1.6 ppb calibrator
 Samples (S1, S2, S3, S4, S5, S6 etc.)

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	NC	NC	C1	C1	C2	C2	C3	C3	S1	S1	S2	S2
B	S3	S3	S4	S4	S5	S5	S6	S6	S7	S7	S8	S8
C												
D												
E												
F												
G												
H												

NOTES:

- When you use fewer than eight strips, remove the unneeded strips and store them at 4°C to 8°C in the re-sealable plastic bag (with desiccant) provided.
 - If you are running more than three strips, it is recommended that you use a multi-channel pipette in steps 2, 4, 8, and 10 to deliver the volume as specified.
- Add 100 µL of Negative Control (NC) and each Calibrator (C1 to C3) and 100 µL of each sample (S1 to S8) to their respective wells, as shown above.
 - Cover the wells with tape or Parafilm to prevent evaporation and incubate at ambient temperature for 30 minutes.
 - After incubation, carefully remove the covering. Add 100 µL of Microcystin-enzyme Conjugate to each well.
 - Thoroughly mix the contents of the wells by moving the strip holder in a rapid circular motion on the benchtop. Be careful not to spill the contents.
 - Cover the wells with new tape or Parafilm to prevent evaporation and incubate at ambient temperature for 30 minutes.
 - After incubation, carefully remove the covering and vigorously shake the contents of the wells into a sink. Flood the wells completely with tap or distilled water, then shake to empty. Repeat this wash step four times. Invert the plate and tap out as much water as possible. Alternatively, use a microtiter plate washer for the wash steps.
 - Add 100 µL of Substrate to each well beginning with the Negative Control (NC) and calibrators (C1 to C3), then the samples (S1 to S8).
 - Thoroughly mix the contents of the wells, as in step 5. Cover the wells with new tape or Parafilm and incubate at ambient temperature for 30 minutes

WARNING: Stop solution is 1.0 N HCl.

- Add 100 µL of Stop Solution to each well and mix thoroughly. This will turn the solution yellow.
- Read the plate within 30 minutes after you add the Stop Solution.

Interpret The Results

Spectrophotometric Measurement and Analysis

- Adjust the wavelength of your microtiter plate reader to 450 nanometers (nm). (If it has dual wavelength capability, use 600 nm or 650 nm as the "reference" wavelength.)
- If the plate reader does not auto-zero on air, zero the instrument against 200 µL water in a blank well, then measure and record the optical density (OD) of each well's contents. Or, measure and record the OD in every well, then subtract the OD of the water blank from each of the readings.
- If the microtiter plate reader you are using has data reduction capabilities, use a semi-log curve fit for the standard curve. You can also calculate the results manually as described in the next section.

Calculate the Results

- After you read all of the wells, average the OD of each set of calibrators and samples, and calculate the %B₀ as follows:

$$\%B_0 = \frac{\text{average OD of calibrator or sample} \times 100}{\text{average OD of negative control}}$$

The %B₀ calculation is used as a means of equalizing different runs of an assay. While the raw OD readings of negative controls, calibrators, and samples are likely to differ from run to run, the %B₀ relationship of calibrators and samples to the Negative Control should remain fairly constant.

NOTE: The %CV [Coefficient of Variation = (standard deviation/mean) x 100] for the calibrator OD values should not be > 15%.

- Graph the %B₀ of each Calibrator against its microcystin concentration on a semi-log scale (see "Sample Calculations").
- Determine the microcystin concentration of each sample by finding its %B₀ value and the corresponding concentration level on the graph.
- Interpolation of sample concentration is only valid if the %B₀ of the sample falls within the range of the %B₀'s set by the calibrators. If the %B₀ of a sample is lower than that of the highest calibrator, dilute that sample so it falls on the standard curve when you run the assay again, then multiply by the dilution factor.

Ordering Information

ANEXO III

PERFIL DE TEMPERATURA NA ALBUFEIRA DO TORRÃO

ANEXO IV

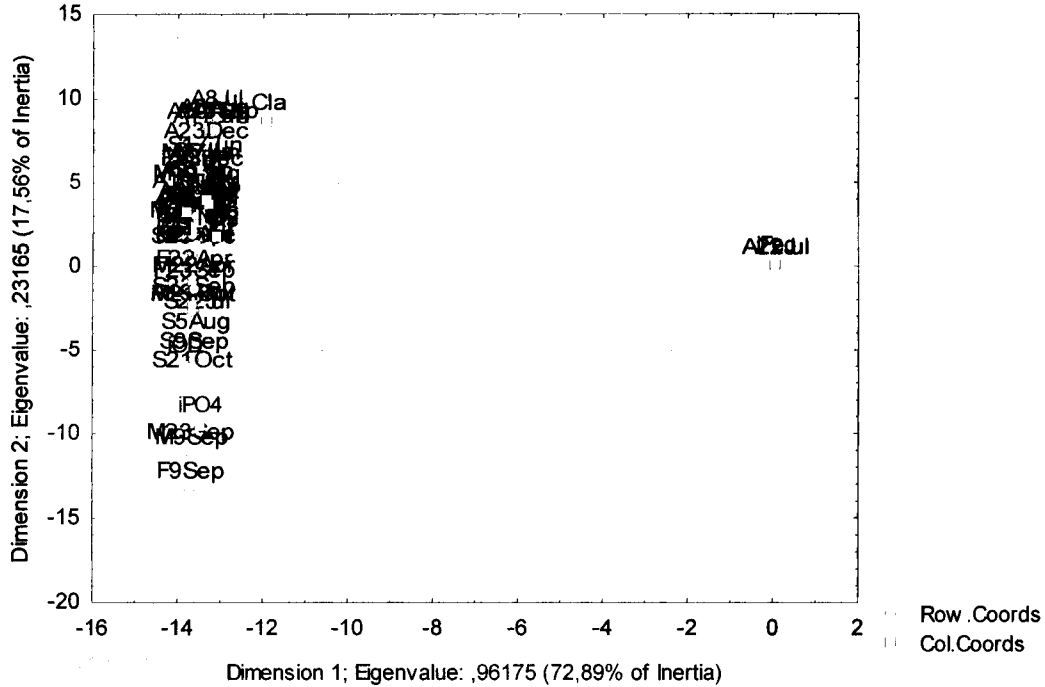
TRATAMIENTO ESTADÍSTICO

Parâmetros físicos e químicos
Análise de correspondência

2D Plot of Row and Column Coordinates; Dimension: 1 x 2

Input Table (Rows x Columns): 48 x 11

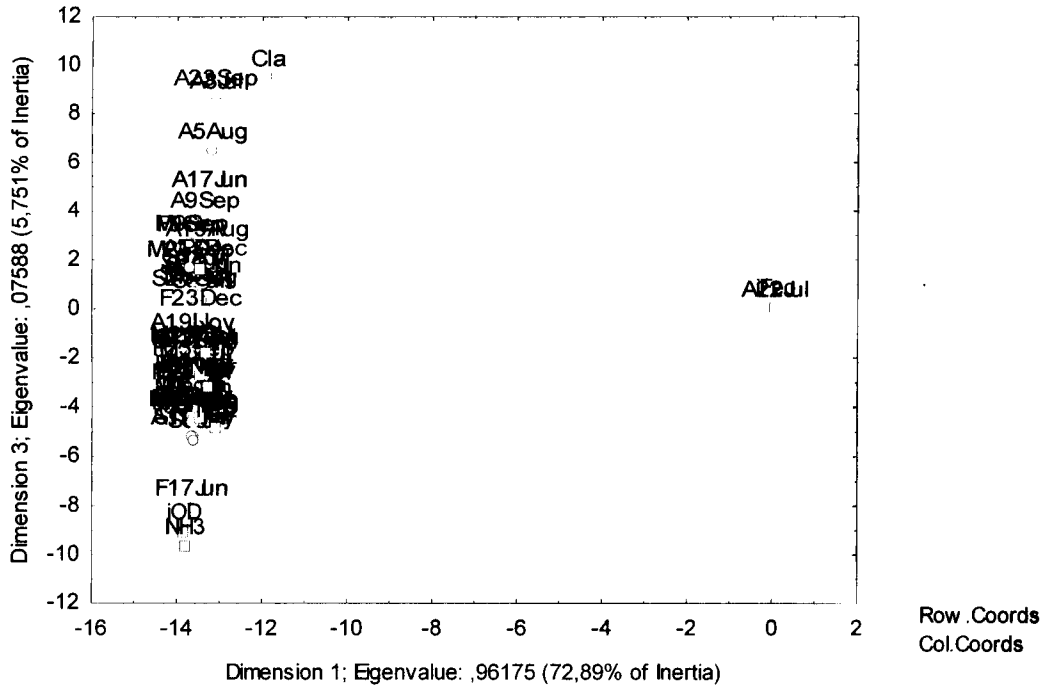
Standardization: Row and column profiles



2D Plot of Row and Column Coordinates; Dimension: 1 x 3

Input Table (Rows x Columns): 48 x 11

Standardization: Row and column profiles



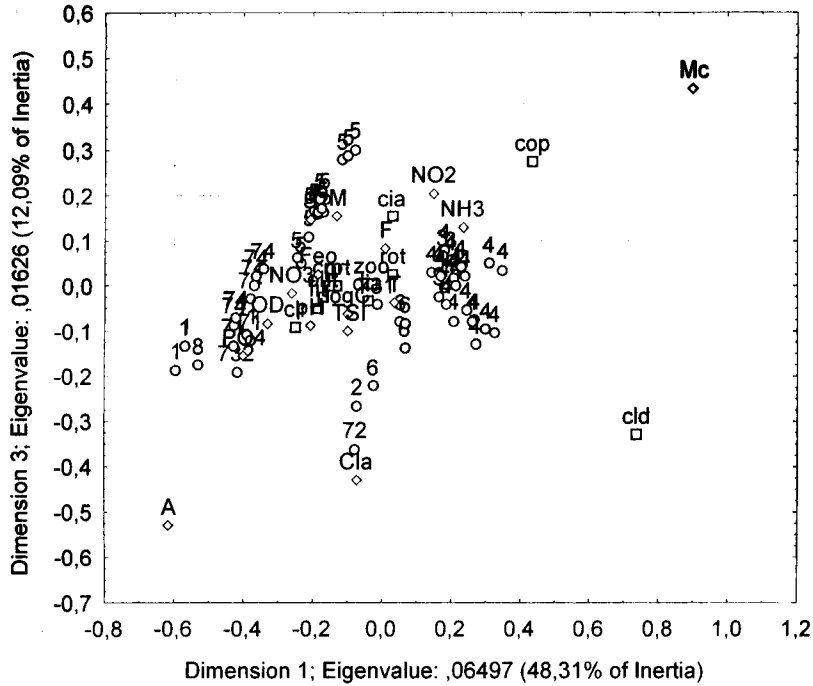
ANOVA

Analysis of Variance (VarNormalis.sta)								
Marked effects are significant at $p < ,05000$								
Variable	SS	df	MS	SS	df	MS	F	p
	Effect	Effect	Effect	Error	Error	Error		
Mc	1,32	4	0,331	1,82	10	0,1823	1,81466	0,202644
C	18647,64	8	2330,955	26978,34	39	691,7522	3,36964	0,004975
logC	2,44	8	0,305	4,39	39	0,1125	2,71280	0,017734
T	443,10	8	55,387	1097,50	39	28,1412	1,96818	0,076831
OD	95,64	8	11,955	335,52	39	8,6032	1,38959	0,231502
pH	9,75	8	1,219	41,73	39	1,0701	1,13933	0,359666
NH3	0,04	8	0,005	0,14	39	0,0037	1,31649	0,264199
NO3	0,44	8	0,056	1,78	39	0,0456	1,21640	0,315215
NO2	0,00	8	0,000	0,01	39	0,0001	0,66140	0,721593
PO4	0,04	8	0,005	0,01	39	0,0004	12,80417	0,000000
Cl _a	14862,85	8	1857,856	1681,70	39	43,1204	43,08528	0,000000
Fe _o	7911,29	8	988,911	3279,44	39	84,0881	11,76042	0,000000
TSI	4977,10	8	622,138	1723,89	39	44,2023	14,07479	0,000000
prt	34,09	8	4,261	200,27	39	5,1352	0,82979	0,581855
rot	27,71	8	3,464	260,47	39	6,6786	0,51861	0,835094
cld	180,82	8	22,602	622,96	39	15,9733	1,41500	0,220992
cop	95,84	8	11,980	670,21	38	17,6370	0,67928	0,706636
zoo	23,67	8	2,958	245,09	39	6,2845	0,47075	0,869180
cia	156,93	8	19,616	289,19	39	7,4151	2,64544	0,020240
dia	37,18	8	4,648	90,06	39	2,3093	2,01269	0,070411
clr	26,62	8	3,328	33,14	39	0,8498	3,91571	0,001788
crp	26,05	8	3,257	93,94	39	2,4087	1,35204	0,247831
out	5,86	8	0,733	30,21	39	0,7747	0,94609	0,490922
fit	32,88	8	4,110	34,86	39	0,8938	4,59826	0,000523

Parâmetros biológicos

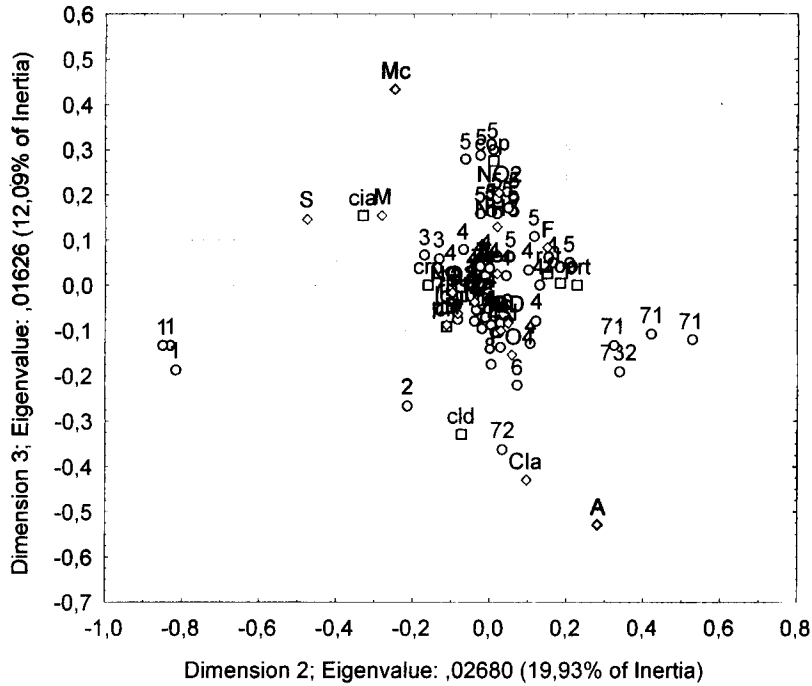
Análise de correspondência

2D Plot of Row and Column Coordinates; Dimension: 1 x 3
 Input Table (Rows x Columns): 60 x 11
 Standardization: Row and column profiles



- Row.Coords
- Col.Coords
- ◇ Suppl.Cols

2D Plot of Row and Column Coordinates; Dimension: 2 x 3
 Input Table (Rows x Columns): 60 x 11
 Standardization: Row and column profiles



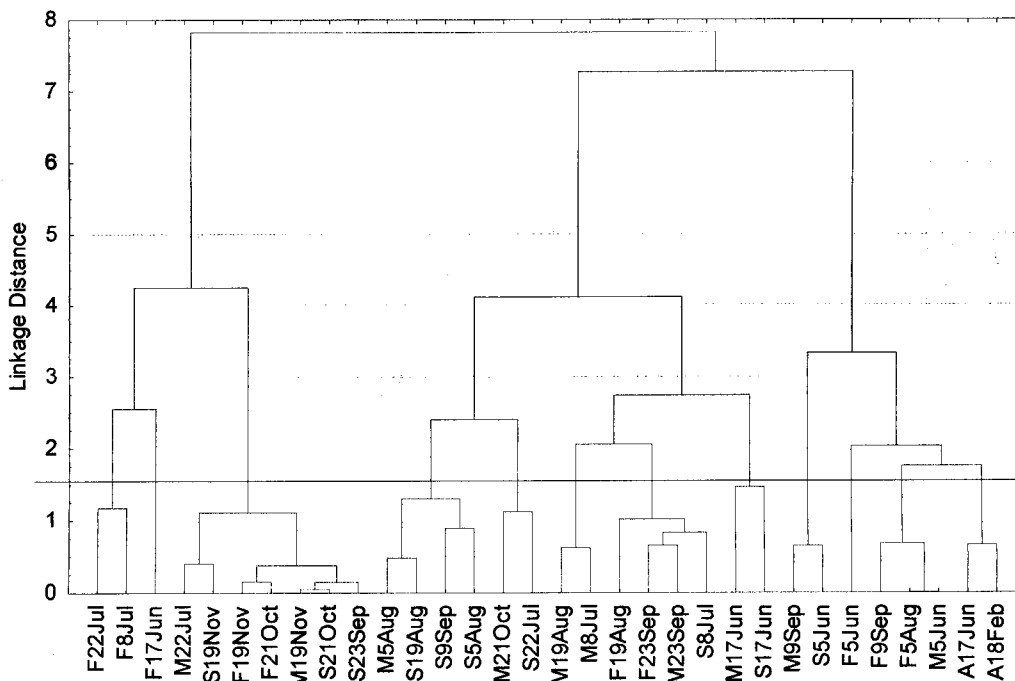
- Row.Coords
- Col.Coords
- ◇ Suppl.Cols

ANOVA

Analysis of Variance (VarNormais.sta)								
Marked effects are significant at $p < .05000$								
Variable	SS	df	MS	SS	df	MS	F	p
	Effect	Effect	Effect	Error	Error	Error		
Mc	0.75	2	0.375	3.52	15	0.2344	1.5980	0.234889
C	16252.08	11	1477.462	33449.56	43	777.8967	1.8993	0.066492
logC	3.40	11	0.310	3.94	43	0.0917	3.3755	0.001997
T	1591.04	11	144.640	668.24	48	13.9218	10.3895	0.000000
OD	204.41	11	18.583	380.54	44	8.6486	2.1486	0.036173
pH	15.40	11	1.400	44.18	45	0.9819	1.4261	0.194663
NH3	0.07	11	0.006	0.18	48	0.0038	1.5733	0.137471
NO3	0.72	11	0.066	2.30	48	0.0478	1.3699	0.217857
NO2	0.00	11	0.000	0.01	48	0.0001	0.8824	0.563142
PO4	0.02	11	0.002	0.04	48	0.0009	1.9669	0.053514
Cla	9414.89	11	855.899	8472.19	47	180.2594	4.7482	0.000072
Feo	5680.74	11	516.431	6190.86	47	131.7204	3.9207	0.000469
TSI	5390.67	11	490.061	4791.52	47	101.9472	4.8070	0.000063
prt	236.60	11	21.509	85.73	48	1.7859	12.0435	0.000000
rot	348.79	11	31.709	41.65	48	0.8678	36.5390	0.000000
cld	978.10	11	88.918	31.02	48	0.6462	137.6123	0.000000
cop	965.35	11	87.759	49.77	48	1.0369	84.6369	0.000000
zoo	359.74	11	32.703	33.11	48	0.6899	47.4040	0.000000
cia	309.61	11	28.146	168.63	48	3.5132	8.0115	0.000000
dia	73.49	11	6.680	70.22	48	1.4629	4.5665	0.000101
clr	35.66	11	3.242	44.71	48	0.9315	3.4805	0.001272
crp	39.00	11	3.545	116.72	48	2.4317	1.4579	0.179041
out	20.64	11	1.877	19.43	48	0.4048	4.6355	0.000087
fit	47.44	11	4.312	41.81	48	0.8710	4.9509	0.000043

Classificação numérica com base nas densidades de *Aphanizomenon* e *Microcystis*

Tree Diagram for 32 Cases
Weighted pair-group average
Euclidean distances



ANEXO V

DENSIDADE DAS DIFERENTES ESPÉCIES E GRUPOS FITOPLANCTÓNICOS

AMARANTE

Data de amostragem Espécies	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	19-05-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
DIATOMÁCEAS																
<i>Achnanthes</i> sp.	4	10	13	3	3	19	3							8	8	
<i>Asterionella formosa</i>		22														
<i>Antiacosira granulata</i>	3	3		5				882	25316	583	43	58	153	54	26	
<i>Ceratoneis arcus</i>		1														
<i>Cocconeis</i> sp.		4		1												
<i>Cyclotella</i> sp.	3	3	48	2	9	100	178	11170	100	48	25	46	2743	75	25	6
<i>Cymbella</i> sp.	1	3	12	4	23	15	7	6	1	2				1	4	
<i>Fragilaria crotonensis</i>				2		5	15									3
<i>Gomphonema</i> sp.	1		2	1			1								2	1
<i>Melosira varians</i>							1									
<i>Navicula</i> sp.	1	4	8	5	38	16	8	20	4			2	14	7	8	45
<i>Nitzschia acicularis</i>							1	4							2	
<i>Nitzschia</i> sp.	9	37	33	16		16	19	20	11	102	14	25	61	7	2	36
<i>Pinnularia</i> sp.	1			1			1	1						1		
<i>Synedra</i> spp.		4	2				1	8	7	14	8	111	1			
CLORÓFITAS																
<i>Actinastrum</i> sp.								7025		225	166	3521	2063	13		
<i>Ankistrodesmus</i> sp.									22	8	2	5	32			
<i>Chlamydomonas</i> sp.									40	38		25	5			
CHLOROCOCCALES	5934	532	1080	2134	1922	2840	6130	6281	14011	3477	1663	1805	1825	2592	2916	1188
<i>Coelastrum astroideum</i>												10	74			
<i>Coelastrum reticulatum</i>												190				
<i>Cosmarium</i> sp.					1		1	1	1							
<i>Cruzeiria tetrapedia</i>							3							3		
<i>Cruzeiriella rectangularis</i>													26			
<i>Dicystopharium</i> sp.		78														
<i>Eudorina</i> sp.								20	157		67		103			
<i>Golenkinopsis</i> sp.		1							7	3	7	20	8			
<i>Kirchneriella</i> sp.													10			
<i>Korsikeiella</i> sp.								2	11			1	1	2		
<i>Micractinium</i> sp.									116				64			
<i>Monoraphidium</i> sp.	1				2	1		483	181	8			8	16	5	
<i>Oocystis</i> sp.				3					11	5	16	29	43			
<i>Pandorina</i> sp.										52	11					
<i>Pediastrum boryanum</i>								13					93			

Data de amostragem	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	19-05-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
<i>Pediastrum duplex</i>						7		65	711	240	1010	202	105			
<i>Pediastrum tetras</i>																
<i>Scenedesmus</i> spp.	9	3		8		32	39	403	200	95	252	308	574	174	10	
<i>Schroedertia setigera</i>								10	39			1	12			
<i>Sphaerocystis</i> sp.													90			
<i>Staurastrum</i> sp.												3	8			
<i>Tetraedron minimum</i>											2					
<i>Tetrastrum heteracanthum</i>					3				23	2937	4190	936	33	10		
VOLVOCALES	7	19	3	7				15								
Filamentosa não identif.				2												
CYANOBACTÉRIAS																
<i>Anabaena solitaria</i>										55		80	39			
<i>Anabaena</i> sp.									13				36			
<i>Aphanizomenon flos-aquae</i>		16					32									
<i>Aphanizomenon issatschenkoi</i>												4041	2129			
CHROOCOCCALES	6	6														
<i>Dactylocopsis acicularis</i>			5	5												
<i>Merismopedtia</i> sp.													341			
<i>Microcystis aeruginosa</i>									32			75	135			
<i>Oscillatoria</i> sp.														34		
<i>Planktothrix</i> sp.		133	39	47		13										
<i>Pseudanabaena</i> sp.	3	14		34		7									7	314
Filamentosa não identif.																
CRIPTOFITAS																
<i>Cryptomonas</i> sp.	12	4	12	9	4	20	64	72	162	247		51	270	34	6	4
<i>Rhodomonas</i> sp.	7	10	13	1	5	14			34	13			313	47	16	
CRISÓFITAS																
<i>Mallomonas</i> sp.		7			2	12	9							3		
Críofíceas não identif.			8	5									1			
EUGLENÓFITAS																
<i>Euglena</i> sp.										4						
DINÓFITAS																
<i>Peridinium</i> sp.																
Dinoflagelados não identif.	3			1		1			4	2		2	5			
Fitoplâncton não identificado	20	9	48	48	39	134	75	80	151	25		64	43	80	134	96
TOTAL	6025	920	1326	2344	2051	3268	6593	26583	41365	8183	7476	11611	11754	3161	3171	1693

GRUPO	23-01-03		18-02-03		18-03-03		22-04-03		19-05-03		05-06-03		17-06-03		08-07-03	
	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o
DIATOMÁCEAS	23	0,4	88	9,6	118	8,9	40	1,7	73	3,6	171	5,2	240	3,6	12113	45,6
CLORÓFITAS	5951	98,8	633	68,8	1083	81,7	2154	91,9	1928	94,0	2896	88,6	6173	93,6	14318	53,9
CIANOBACTÉRIAS	9	0,1	169	18,4	44	3,3	86	3,7	0	0,0	20	0,6	32	0,5	0	0,0
CRISÓFITAS	0	0,0	7	0,8	8	0,6	5	0,2	2	0,1	12	0,4	9	0,1	0	0,0
CRIPTOFITAS	19	0,3	14	1,5	25	1,9	10	0,4	9	0,4	34	1,0	64	1,0	72	0,3
EUGLENOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
DINOFITAS	3	0,0	0	0,0	0	0,0	1	0,0	0	0,0	1	0,0	0	0,0	0	0,0
NÃO IDENTIF.	20	0,3	9	1,0	48	3,6	48	2,0	39	1,9	134	4,1	75	1,1	80	0,3
TOTAL	6025	100	920	100	1326	100	2344	100	2051	100	3268	100	6593	100	26583	100

GRUPO	22-07-03		05-08-03		19-08-03		09-09-03		23-09-03		21-10-03		19-11-03		23-12-03	
	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o
DIATOMÁCEAS	25439	61,5	749	9,2	90	1,2	242	2,1	2972	25,3	153	4,8	77	2,4	91	5,4
CLORÓFITAS	15530	37,5	7088	86,6	7386	98,8	7056	60,8	5177	44,0	2810	88,9	2931	92,4	1188	70,2
CIANOBACTÉRIAS	45	0,1	55	0,7	0	0,0	4196	36,1	2969	25,3	34	1,1	7	0,2	314	18,5
CRISÓFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	1	0,0	3	0,1	0	0,0	0	0,0
CRIPTOFITAS	196	0,5	260	3,2	0	0,0	51	0,4	583	5,0	81	2,6	22	0,7	4	0,2
EUGLENOFITAS	0	0,0	4	0,0	0	0,0	0	0,0	2	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
DINOFITAS	4	0,0	2	0,0	0	0,0	2	0,0	7	0,1	0	0,0	0	0,0	0	0,0
NÃO IDENTIF.	151	0,4	25	0,3	0	0,0	64	0,6	43	0,4	80	2,5	134	4,2	96	5,7
TOTAL	41365	100	8183	100	7476	100	11611	100	11754	100	3161	100	3171	100	1693	100

Data de amostragem	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
CIAOBACTÉRIAS															
<i>Anabaena solitaria</i>										918					
<i>Anabaena</i> sp.				4			121		156						
<i>Aphanizomenon flos-aquae</i>					809	861	1705	311	8732	3882	3639				
<i>Aphanizomenon issatschenkoi</i>								2				3230			
<i>Dactylocopsis acicularis</i>		1	3											3	
<i>Dactylocopsis smithii</i>				6								9			
<i>Microcystis aeruginosa</i>						90	1638	10421	17426	7639	21452	3134	2757	1415	
<i>Microcystis wesenbergi</i>												357			
<i>Planktobrix</i> sp.	33	134		61											
<i>Pseudanabaena muiccola</i>	35						52		50378	3590	9344	293	339	216	
<i>Pseudanabaena</i> sp.		12	23	48				139							
CRIPTOFITAS															
<i>Cryptomonas</i> sp.	1	13	9	5	248	12	43		209	42		34		2	1
<i>Rhodomonas</i> sp.	10	14		3	17	97	24	40	234	33	13	65	432	400	227
CRISÓFITAS															
<i>Malomonas</i> sp.	6	7		1			+								
Crisófitas não identif.				3			+								
EUGLENÓFITAS															
<i>Trachelomonas</i> sp.							1								
DINÓFITAS															
<i>Ceratium birundinella</i>							1						1		
Dinoflagelados não identif.								1							
Fitoplâncton não identificado	37	20	39	75	60	86	39	97	57	98	33	46	98	43	27
TOTAL	628	1370	989	4667	6375	8028	5899	11968	79961	21540	36309	9166	6506	4258	951

GRUPO	23-01-03		18-02-03		18-03-03		22-04-03		05-06-03		17-06-03		08-07-03		22-07-03	
	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o
DIATOMÁCEAS	21	3,3	48	3,5	118	11,9	27	0,6	2165	34,0	3273	40,8	135	2,3	483	4,0
CLORÓFITAS	485	77,2	1121	81,8	795	80,4	4434	95,0	3076	48,3	3609	45,0	2132	36,1	785	6,6
CIANOBACTÉRIAS	68	10,8	147	10,7	26	2,6	119	2,5	809	12,7	951	11,8	3516	59,6	10562	88,3
CRISÓFITAS	6	1,0	7	0,5	2	0,2	4	0,1	0	0,0	0	0,0	8	0,1	0	0,0
CRIPTOFITAS	11	1,8	27	2,0	9	0,9	8	0,2	265	4,2	109	1,4	67	1,1	40	0,3
EUGLENOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	1	0,0	0	0,0
DINOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	1	0,0	1	0,0
NÃO IDENTIF.	37	5,9	20	1,5	39	3,9	75	1,6	60	0,9	86	1,1	39	0,7	97	0,8
TOTAL	628	100	1370	100	989	100	4667	100	6375	100	8028	100	5899	100	11968	100

GRUPO	05-08-03		19-08-03		09-09-03		23-09-03		21-10-03		19-11-03		23-12-03	
	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o
DIATOMÁCEAS	291	0,4	1688	7,8	192	0,5	252	2,7	903	13,9	251	5,9	35	3,7
CLORÓFITAS	2478	3,1	3650	16,9	1636	4,5	1746	19,0	1976	30,4	1928	45,3	659	69,3
CIANOBACTÉRIAS	76692	95,9	16029	74,4	34435	94,8	7023	76,6	3096	47,6	1634	38,4	0	0,0
CRISÓFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
CRIPTOFITAS	443	0,6	75	0,3	13	0,0	99	1,1	432	6,6	402	9,4	228	24,0
EUGLENOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
DINOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	1	0,0	0	0,0	2	0,2
NÃO IDENTIF.	57	0,1	98	0,5	33	0,1	46	0,5	98	1,5	43	1,0	27	2,8
TOTAL	79961	100	21540	100	36309	100	9166	100	6506	100	4258	100	951	100

MARCO 2

Data de amostragem		23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
Espécies																
DIATOMÁCEAS																
<i>Achnanthes</i> sp.	3	7			1		2									
<i>Asterionella formosa</i>		17	4			659	5	8			39	52				
<i>Aulacosira ambigua</i>	4								66	152				125		
<i>Aulacosira granulata</i>		4			2		13	74	7	209			203	1410	39	46
<i>Cyclotella</i> sp.	4	4	100		1	43	98	30	25	40	1023	118	98	46	26	
<i>Cymbella</i> sp.					4	2										
<i>Fragilaria crotonensis</i>						87	1228	143		13	102		7			
<i>Gomphonema</i> sp.		3			1											
<i>Nannula</i> sp.	4	12	4	4	10	2	1		8						7	
<i>Nitzschia acicularis</i>					2											
<i>Nitzschia</i> sp.	10	13	39		15	1	2			14	52				7	9
<i>Synedra</i> spp.			2			2	16		361	3	20					
CLOROFITAS																
<i>Actinastrum</i> sp.											26					
CHLOROCOCCALES	902	565	960		3456	1825	1382	810	846	1317	648	236	348	367	695	85
<i>Closterium</i> sp.		1														
<i>Coelastrum reticulatum</i>							5						157			
<i>Cosmarium</i> sp.											10					
<i>Crucigenia tetrapedia</i>							3									
<i>Crucigeniella rectangularis</i>						39	10									
<i>Dicystosphaerium</i> sp.										37						
<i>Kirchneriella</i> sp.										26						
<i>Monoraphidium</i> sp.	1					4	6	6	25	16	7				13	
<i>Oocystis</i> sp.							2		5	2	23					
<i>Pediastrum boryanum</i>						79										
<i>Pediastrum duplex</i>						39			26	105	157					
<i>Pediastrum tetras</i>						39	13	7								
<i>Scenedesmus</i> spp.						39	13	7					26			
<i>Subroderia setigera</i>	1	18	7	7	5	377	95	33	72	79	184	157	26	26	26	26
<i>Staurastrum</i> sp.						1		4			7	26	7	7		
<i>Tetraedron minimum</i>							1						13			
<i>Tetraedron trigonum</i>																
VOLVOCALES	10	37	2	2	4			10								
										4						

Data de amostragem	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
CYANOBACTÉRIAS															
<i>Anabaena solitaria</i>									81	79					
<i>Aphanizomenon flos-aquae</i>				193	3061	243			4028	291	1553	828	776		
<i>Aphanizomenon issatschenkoi</i>										1226	700				
CHROOCOCCALES		6													
<i>Dactylocopsis acicularis</i>		1	6												
<i>Dactylocopsis smithii</i>				12											
<i>Microcystis aeruginosa</i>	62	75	18	12		43	490	942	4719	269		2603	5397	2623	
<i>Planktothrix</i> sp.	26								12700				197		
<i>Pseudanabaena micicola</i>		26	30	34											
<i>Pseudanabaena</i> sp.															
CRIPTOFITAS															
<i>Cryptomonas</i> sp.	13	7	20	6	19	9	49	99	402	33	79	13	13	13	20
<i>Rhodomonas</i> sp.		14	19	7	2	7	11	21	64	16	52	33	216	197	33
CRISÓFITAS															
<i>Malomonas</i> sp.		14			16	1									
Crisófitas não identif.			5	7									13		
DINÓFITAS															
<i>Ceratium hirundinella</i>									2			7	5		
Dinoflagelados não identif.	1		1									7			
Fitoplâncton não identificado	13	13	48	77	147	69	40	29	20	30	52	79	32	92	26
TOTAL	1050	837	1265	3658	3576	6072	1958	2532	24035	4242	3025	4455	8630	3745	232

GRUPO	23-01-03		18-02-03		18-03-03		22-04-03		05-06-03		17-06-03		08-07-03		22-07-03	
	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o
DIATOMÁCEAS	21	2,0	60	7,2	149	11,8	36	1,0	796	22,3	1365	22,5	255	13,0	467	18,4
CLORÓFITAS	914	87,0	621	74,2	969	76,6	3467	94,8	2403	67,2	1517	25,0	870	44,4	974	38,5
CIANOBACTÉRIAS	88	8,4	108	12,9	54	4,3	58	1,6	193	5,4	3104	51,1	733	37,4	942	37,2
CRISÓFITAS	0	0,0	14	1,7	5	0,4	7	0,2	16	0,4	1	0,0	0	0,0	0	0,0
CRIPTOFITAS	13	1,2	21	2,5	39	3,1	13	0,4	21	0,6	16	0,3	60	3,1	120	4,7
EUGLENOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
DINOFITAS	1	0,1	0	0,0	1	0,1	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
NÃO IDENTIF.	13	1,2	13	1,6	48	3,8	77	2,1	147	4,1	69	1,1	40	2,0	29	1,1
TOTAL	1050	100	837	100	1265	100	3658	100	3576	100	6072	100	1958	100	2532	100

GRUPO	05-08-03		19-08-03		09-09-03		23-09-03		21-10-03		19-11-03		23-12-03	
	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o	Dens.	° o
DIATOMÁCEAS	431	1,8	1236	29,1	170	5,6	308	6,9	1581	18,3	79	2,1	55	23,7
CLORÓFITAS	1588	6,6	1062	25,0	419	13,9	577	13,0	400	4,6	741	19,8	98	42,2
CIANOBACTÉRIAS	21528	89,6	1865	44,0	2253	74,5	3431	77,0	6370	73,8	2623	70,0	0	0,0
CRISÓFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	13	0,2	0	0,0	0	0,0
CRIPTOFITAS	466	1,9	49	1,2	131	4,3	46	1,0	229	2,7	210	5,6	53	22,8
EUGLENOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
DINOFITAS	2	0,0	0	0,0	0	0,0	14	0,3	5	0,1	0	0,0	0	0,0
NÃO IDENTIF.	20	0,1	30	0,7	52	1,7	79	1,8	32	0,4	92	2,5	26	11,2
TOTAL	24035	100	4242	100	3025	100	4455	100	8630	100	3745	100	232	100

Data de amostragem	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
<i>Pseudanabaena muicicola</i>					9	3				98		157	462		
<i>Pseudanabaena</i> sp.	24	42	15	118	12							79			
CRIPTOFITAS															
<i>Cryptomonas</i> sp.	1	1	9	1	4	1		1		7	7	20	13		
<i>Rhodomonas</i> sp.	3	4	6	5	2		1			72	10	9	15	88	
CRISÓFITAS															
<i>Malomonas</i> sp.	4	9			6										
Crifíceas não identif.			2	2											
EUGLENÓFITAS															
<i>Euglena</i> sp.										3					
DINÓFITAS															
Dinoflagelados não identif.			3												
Fitoplâncton não identificado	6	14	43	48	134	115	14	32	25	92	16	23	26	22	51
TOTAL	1647	768	871	4629	3212	3582	2443	413	884	3071	471	3135	6227	4622	225

GRUPO	23-01-03		18-02-03		18-03-03		22-04-03		05-06-03		17-06-03		08-07-03		22-07-03	
	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%
DIATOMÁCEAS	21	1,3	25	3,3	81	9,3	22	0,5	159	5,0	544	15,2	1758	72,0	196	47,5
CLORÓFITAS	1564	95,0	549	71,5	692	79,4	4431	95,7	2795	87,0	2897	80,9	486	19,9	128	31,0
CIANOBACTÉRIAS	48	2,9	166	21,6	35	4,0	120	2,6	110	3,4	25	0,7	184	7,5	56	13,6
CRISÓFITAS	4	0,2	9	1,2	2	0,2	2	0,0	6	0,2	0	0,0	0	0,0	0	0,0
CRUPTÓFITAS	4	0,2	5	0,7	15	1,7	6	0,1	6	0,2	1	0,0	1	0,0	1	0,2
EUGLENOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
DINOFITAS	0	0,0	0	0,0	3	0,3	0	0,0	2	0,1	0	0,0	0	0,0	0	0,0
NÃO IDENTIF.	6	0,4	14	1,8	43	4,9	48	1,0	134	4,2	115	3,2	14	0,6	32	7,7
TOTAL	1647	100	768	100	871	100	4629	100	3212	100	3582	100	2443	100	413	100

GRUPO	05-08-03		19-08-03		09-09-03		23-09-03		21-10-03		19-11-03		23-12-03	
	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%
DIATOMÁCEAS	511	57,8	282	9,2	154	32,7	234	7,5	687	11,0	163	3,5	56	24,9
CLORÓFITAS	154	17,4	255	8,3	187	39,7	486	15,5	429	6,9	415	9,0	118	52,4
CIANOBACTÉRIAS	194	21,9	2360	76,8	97	20,6	2363	75,4	5057	81,2	3934	85,1	0	0,0
CRISÓFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
CRUPTÓFITAS	0	0,0	79	2,6	17	3,6	29	0,9	28	0,4	88	1,9	0	0,0
EUGLENOFITAS	0	0,0	3	0,1	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
DINOFITAS	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0
NÃO IDENTIF.	25	2,8	92	3,0	16	3,4	23	0,7	26	0,4	22	0,5	51	22,7
TOTAL	884	100	3071	100	471	100	3135	100	6227	100	4622	100	225	100

ANEXO VI

DENSIDADE DAS DIFERENTES ESPÉCIES E GRUPOS ZOOPLANCTÓNICOS

AMARANTE

Data de amostragem	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	19-05-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
Espécies																
PROTOZOA																
<i>Amoeba</i>				400												
<i>Arcella dentata</i>	800						1000			600						1000
<i>Arcella discoidea</i>														800		
<i>Arcella polyzona</i>																
<i>Arcella vulgaris</i>			400	1200		1400	1200	1200	1600		400	400	400	800	1250	
<i>Centropyxis aculeata</i>	1600	200		400	400	1400	5600	2000	8800	3000	1600	400	3200	1600	750	250
<i>Centropyxis arcelloides</i>		200		400	200											
<i>Centropyxis constricta</i>				400				400								
<i>Centropyxis cornis</i>						200	200		800							2500
<i>Centropyxis</i> sp.				400	400						400		2400		500	500
<i>Cotoneella</i> sp.									800					200		
<i>Diffugia acuminata</i>									6400	800			400			
<i>Diffugia oblonga</i>																250
<i>Diffugia</i> sp.1				400			400	1200	800	400						
<i>Epistylis</i> sp.						1200				4200						
<i>Lesquerensia modesta</i>													400			
<i>Nassula</i> sp.				400												
<i>Nebela militaris</i>				400			600									
<i>Nebela</i> sp.						200										
<i>Paramoci</i>						200										
<i>Paramegapha reticulata</i>													400			
<i>Tintinnidium fluviatile</i>			200													
<i>I.ortizella</i> sp.	400		200													
Ciliados não identificados	800	400			400	800	600		2400	400					250	1000
Rizopodes não identificados	1200				400	200	400		800	1000				200		
ROTIFERA																
<i>Ascomorpha</i> sp.															750	
<i>Asplanchna</i>															250	
<i>Brachionus quadridentatus</i>								1200	800	3200						
<i>Brachionus inreolans</i>					200											
<i>Cephalodella</i> sp.				400												500
<i>Colotheca</i> sp.										2600			6400	1000		
<i>Conochilus unicornis</i>									24000	4000			1600			
<i>Euchlanis</i> sp.				800												
<i>Keratella cochlearis</i>				800				400	400					400		

Data de amostragem	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	19-05-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
<i>Keratella cochlearis</i> var. <i>fecta</i>									1600	400						
<i>Lecane luna</i>		400	400			600							400		250	500
<i>Lecane</i> sp.		200														
<i>Lepadella</i> sp.					600	400	1000			200			400	200	250	500
<i>Monostyla lunaris</i>															250	1000
<i>Mytilina</i>			200	800		200	200								250	
<i>Polyarthra dolichoptera</i>				400												
<i>Trichocerca</i> sp.						200			800		400					
<i>Trichotria tetractis</i>									6400					600		
Rotíferos não identificados										400			400			
ovos				400			200	400	4000		1000	800				
CLADOCERA																
<i>Alona quadrangularis</i>							400			200						
<i>Bosmina longirostris</i>						400	200	400								
<i>Ceriodaphnia pulchella</i>							400									
<i>Chydorus sphaericus</i>										200			130	400		
<i>Daphnia</i>						400				200		800	130			
COPEPODA																
<i>Acanthocyclops</i> sp.										400						
<i>Calanoida</i>										400						
<i>Macrocyclops albidus</i>								200					260	200		
Nauplios			400		200		600		400	400	7800	2400		600	500	500
TOTAL	4800	1400	1800	8000	2800	7600	15000	7400	36400	43400	7800	2400	16920	8800	5250	8500

GRUPO	23-01-03		18-02-03		18-03-03		22-04-03		19-05-03		05-06-03		17-06-03		08-07-03	
	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%
PROTOZOA	4800	100,0	800	57,1	800	44,4	4400	55,0	1800	64,3	5400	71,1	12000	80,0	4800	64,9
ROTIFERA	0	0,0	600	42,9	600	33,3	3600	45,0	800	28,6	1400	18,4	1400	9,3	2000	27,0
CLADOCERA	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	800	10,5	1000	6,7	400	5,4
COPEPODA	0	0,0	0	0,0	400	22,2	0	0,0	200	7,1	0	0,0	600	4,0	200	2,7
TOTAL	4800	100	1400	100	1800	100	8000	100	2800	100	7600	100	15000	100	7400	100

GRUPO	22-07-03		05-08-03		19-08-03		09-09-03		23-09-03		21-10-03		19-11-03		23-12-03	
	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%
PROTOZOA	22400	61,5	10400	24,0	2400	30,8	800	33,3	7200	42,6	3600	40,9	2750	52,4	5500	64,7
ROTIFERA	13600	37,4	31200	71,9	5400	69,2	800	33,3	9200	54,4	4000	45,5	2000	38,1	2500	29,4
CLADOCERA	0	0,0	600	1,4	0	0,0	800	33,3	260	1,5	400	4,5	0	0,0	0	0,0
COPEPODA	400	1,1	1200	2,8	0	0,0	0	0,0	260	1,5	800	9,1	500	9,5	500	5,9
TOTAL	36400	100	43400	100	7800	100	2400	100	16920	100	8800	100	5250	100	8500	100

MARCO

Data de amostragem	Espécies	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
	PROTOZOA															
	<i>Amoeba</i>														400	
	<i>Amoeba dentata</i>		480													
	<i>Amoeba discoides</i>							3700				3000	500	3000		1300
	<i>Amoeba polyopora</i>				200									4500		
	<i>Amoeba vulgaris</i>			600	200	400	3100		1250	400	500	3500	1500		1700	10600
	<i>Centropixys aculeata</i>		480				4700	10000	1000			3000	4000	3500	5400	17300
	<i>Centropixys arcuoloides</i>				600	100			1000							8600
	<i>Centropixys constricta</i>							620						500	1250	
	<i>Centropixys</i> sp.						7000	4370				2500	3500	4500	6700	
	<i>Cucurbitella</i>							620							400	
	<i>Diffugia acuminata</i>															
	<i>Diffugia oblonga</i>							620								2600
	<i>Diffugia</i> sp.1						2340		500			500		500		
	<i>Epistylis</i> sp.				100				1000		1250					
	<i>Euglypha compressa</i>										500					
	<i>Euglypha laevis</i>						780									
	<i>Hyalophoenicia</i> sp.								250							
	<i>Nebela militaris</i>											500				
	<i>Nebela</i> sp.		160		100		780				1000	1000		1000	400	1300
	<i>Phryganella</i> sp.							620								
	<i>Tintinnidium fluviale</i>								250							
	<i>Vorticella convallaria</i>			400								10000				
	Ciliados não identificados													1000	800	10300
	Rizopodes não identificados							1870	750						400	
	ROTIFERA															
	<i>Asconorpha</i> sp.											500		500		
	<i>Asplanchna priodonta</i>							2500	250					1500		
	<i>Brachionus angularis</i>									800						
	<i>Brachionus calyciflorus</i>															5500
	<i>Brachionus quadridentatus</i>								500							
	<i>Brachionus</i> sp.				2000					800	18000					
	<i>Colurella</i> sp.									400						
	<i>Conochilus unicornis</i>								750							
	<i>Filinia opolensis</i>					2200										
	<i>Keratella cochlearis</i>				200	600	780	1870	1500	24800		1000	2000	7000		
														1000		

Data de amostragem	23-01-03	18-02-03	18-03-03	22-04-03	05-06-03	17-06-03	08-07-03	22-07-03	05-08-03	19-08-03	09-09-03	23-09-03	21-10-03	19-11-03	23-12-03
<i>Keratella cochlearis</i> var. <i>tecta</i>							3120	500	21600						
<i>Lecane lagona</i>				200										400	
<i>Lecane luna</i>															
<i>Lecane</i> sp.			200								500				
<i>Lepadella ovalis</i>		330	200											800	
<i>Monostyla linearis</i>								250						1700	1300
<i>Notholca</i> sp.				400											
<i>Polyarthra dolichoptera</i>					10800		1870	2250	8000	7500			500		
<i>Polyarthra vulgaris</i>					1200		620	250							
<i>Rotaria citrinus</i>								250							
Rotíferos não identificados								250	1200	1500	1000			1200	
<i>Sinanthierina</i>								250							
<i>Trichocerca cilindrica</i>						3120	8750	1000			4000		5000		
<i>Trichocerca longiseta</i>							7500						500		
<i>Trichocerca similis</i>								1000							
<i>Trichocerca</i> sp.						780								400	
<i>Triboltria tetractis</i>															
CLADOCERA															
<i>Alona retangula</i>					800	1000	250								
<i>Ceriodaphnia pubibella</i>							2250	500		750			3000		
<i>Cydatopus sphaericus</i>					4200	13750	5500	750	800	160	650				
<i>Daphnia</i>									530	800	1000		1500		
<i>Daphnia galeata</i>					14600						1000				
<i>Daphnia hyalina</i>						2000							1500		
<i>Daphnia parvula</i>					14600										
<i>Diaphanosoma</i> sp.					3000	780	250								
<i>Ilyocryptus</i>									1600	750	2150				
<i>Moina micrura</i>						780									
<i>Phrixura lei</i> ou <i>rostrata</i>										160					
COPEPODA															
<i>Acanthocyclops</i> sp.					5000	500	1500	5000	9600	8500		500	500		
<i>Copidocleptomus numidicus</i>						780		250	2800	2500	500	3500	9000		
Nauplios		160	400		24000	13300	8750	37500	32000	14730	2000	5000	15000		
TOTAL	0	1610	1800	2000	83500	56270	67150	59000	105330	58600	38300	20500	70500	21950	53300

GRUPO	23-01-03		18-02-03		18-03-03		22-04-03		05-06-03		17-06-03		08-07-03		22-07-03	
	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%
PROTOZOA	0	0	1120	69,6	1000	55,6	1200	60,0	500	0,6	18700	33,2	22420	33,4	6000	10,2
ROTIFERA	0	0	330	20,5	400	22,2	800	40,0	16800	20,1	4680	8,3	26230	39,1	9000	15,3
CLADOCERA	0	0	0	0,0	0	0,0	0	0,0	37200	44,6	18310	32,5	8250	12,3	1250	2,1
COPEPODA	0	0	160	9,9	400	22,2	0	0,0	29000	34,7	14580	25,9	10250	15,3	42750	72,5
TOTAL	0	0	1610	100	1800	100	2000	100	83500	100	56270	100	67150	100	59000	100

GRUPO	05-08-03		19-08-03		09-09-03		23-09-03		21-10-03		19-11-03		23-12-03	
	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%	Dens.	%
PROTOZOA	400	0,4	3250	5,5	24000	62,7	9500	46,3	18500	26,2	17450	79,5	52000	97,6
ROTIFERA	57600	54,7	27000	46,1	7000	18,3	2000	9,8	21500	30,5	4500	20,5	1300	2,4
CLADOCERA	2930	2,8	2620	4,5	4800	12,5	0	0,0	6000	8,5	0	0,0	0	0,0
COPEPODA	44400	42,2	25730	43,9	2500	6,5	9000	43,9	24500	34,8	0	0,0	0	0,0
TOTAL	105330	100	58600	100	38300	100	20500	100	70500	100	21950	100	53300	100