



**IPG** Politécnico  
|da|Guarda  
Polytechnic  
of Guarda

# RELATÓRIO DE PROJETO

Licenciatura em Engenharia do Ambiente

Ana Rita Loureiro Borrego  
Bruno Miguel Vila Flor dos Santos

outubro | 2014



IPG

Politécnico  
da Guarda

Polytechnic  
of Guarda

**Escola Superior de Tecnologia e Gestão**

Instituto Politécnico da Guarda

---



# MONITORIZAÇÃO E ANÁLISE DA QUALIDADE DA ÁGUA DA RESERVA DA FAIA BRAVA

ANA RITA LOUREIRO BORREGO

BRUNO MIGUEL VILA FLOR DOS SANTOS

RELATÓRIO PARA A OBTENÇÃO DO GRAU DE LICENCIADO EM ENGENHARIA DO AMBIENTE

outubro/2014

*“Em todas as coisas da natureza existe algo de maravilhoso” (Aristóteles)*

## Identificação

**Nome:** Ana Rita Loureiro Borrego

**Nacionalidade:** Portuguesa

**Morada:** R. Tenente José Luís Simão Saraiva, nº36 Bairro da Luz , 6300-606 Guarda

**Telefone:** 927404355

**Correio eletrónico:** anaborrego25@hotmail.com

**Número:** 1009979

**Curso:** Engenharia do Ambiente

**Orientador:** Professor Dr. Pedro Rodrigues

**Nome:** Bruno Miguel Vila Flor dos Santos

**Nacionalidade:** Portuguesa

**Morada:** Bairro Cruz da Vila nº5 6440-114 Figueira de Castelo Rodrigo

**Telefone:** 917749075

**Correio eletrónico:** bruno\_santos003@hotmail.com

**Número:** 1009510

**Curso:** Engenharia do Ambiente

**Orientador:** Professor Dr. Pedro Rodrigues

**Instituição:**

Instituto Politécnico da Guarda

Escola Superior de Tecnologia e Gestão

Morada: Av. Dr. Francisco Sá Carneiro 50

6300 – 559 – Guarda

Telefone: 271220100

Fax: 271220150

Correio Eletrónico: estg-geral@ipg.p

**Dados do Projeto:**

**Início: 22/04/2013**

**Fim: 02/10/2014**

## Agradecimentos

Todas as palavras serão poucas para agradecermos a todas as pessoas que contribuíram para que nós chegássemos ao fim desta etapa, sem dúvida, gratificante. Agradecemos em primeiro lugar ao nosso orientador, Professor Dr. Pedro Rodrigues pela disponibilidade, incentivo e valiosas orientações. Agradecemos também ao nosso colega Engenheiro Ricardo Rodrigues cujo apoio, ajuda e disponibilidade foram imprescindíveis na parte laboratorial do nosso trabalho. A toda a equipa da reserva da Faia Brava em especial ao Ricardo Nabais, ao João Quadrado e ao Eduardo Realinho. Aos nossos amigos e colegas, com quem tivemos a oportunidade de aprender e partilhar experiências, em especial à Inês Pires pela companhia e apoio. À Nanda Lopes e ao Nuno Borrego pelo apoio incondicional. Queremos ainda expressar a nossa gratidão aos nossos pais que permitiram e incentivaram os nossos estudos no ensino superior.

A todos os que de alguma forma participaram neste trabalho.

## Resumo

Este trabalho tem como principal objetivo determinar a qualidade da água de nove charcas pouco profundas e um poço (ecossistemas lênticos), existentes na reserva da Faia Brava em Figueira de Castelo Rodrigo (Portugal) e que constituem uma importante zona de ecossistemas vulneráveis. Foram monitorizados parâmetros físico-químicos e microbiológicos ao longo de um ano (abril de 2013 a março de 2014) que permitiram avaliar o comportamento dos mesmos ao longo das diferentes estações do ano. Os parâmetros avaliados foram o pH, a CQO, a CBO, o fósforo total, o azoto total, a clorofila-a e os microrganismos a 22°C e a 36°C. Foram avaliados os índices de estado trófico (IET) de cada ponto tendo em conta os critérios propostos pelo Instituto Nacional da Água (INAG), assim como o nutriente limitante em cada ponto de amostragem.

Os resultados obtidos durante a monitorização mostram que os valores encontram-se no geral mais elevados na época estival, resultado da diminuição do volume de água nas charcas e conseqüente aumento da concentração dos elementos químicos nelas contidos, sendo que, á exceção do pH e do fósforo total, os valores dos restantes parâmetros encontram-se também ligeiramente altos durante todo o período de amostragem. O ponto que mostrou melhor qualidade para o abeberamento dos animais foi a charca referenciada com o número 3. A partir da análise de correlações foi estabelecida uma relação, no que se refere à qualidade da água, entre as charcas 2, 4 e 8.

Desta forma foi provada a importância da monitorização da qualidade da água, através da qual é possível prever e melhorar a qualidade dos ambientes lênticos e assim salvaguardar a existência dos ecossistemas.

Palavras-chave: Faia Brava, água, monitorização, limnologia, ecossistemas lênticos.

## Abstract

The primary purpose of the present paper is to assess the water quality of nine shallow points and a well (lentic systems), existent in Faia Brava's reserve, Figueira de Castelo Rodrigo (Portugal), which constitute an important area of vulnerable ecosystems. Physicochemical and microbiological parameters were monitored over a year (April 2013 – March 2014) which allowed assessing their behavior during the different seasons. Evaluated parameters included pH, COD, BOD, total phosphorus, total nitrogen, chlorophyll-a and the total microorganism at 22°C and 36°C. The trophic state index was evaluated at each point taking into account the criteria proposed by INAG, as well as the limiting nutrient.

The work consists of a theoretical part where all concepts are highlighted related to lentic environments and a practical part which evaluate all the results achieved during the water monitoring, using the descriptive statistical analysis and simple correlations obtained from the SPSS software (Statistical Package for the Social Sciences).

The results show that the values are generally higher during the summer, a result of reduced water and saturation of the system, with the exception for the pH and the total phosphorus values, the remaining parameters are also slightly high during all the sampling period. The point that showed better quality for watering the animals was the point 3. The correlation analysis show a relationship between the points 2, 4 and 8. This work proved the importance of water quality monitoring, through which it is possible to predict and improve the quality of lentic environments and thus to safeguard the existence of ecosystems.

Keywords: Faia Brava, water, monitoring, limnology, lentic ecosystems.



## Siglário

Abs – Absorvância ou Absorvência

APA – Agência Portuguesa do Ambiente

CBO – Carência Bioquímica de Oxigénio

Cl-a – Clorofila-a

CQO – Carência Química de Oxigénio

IC – Intervalo de confiança

IET – Índice de Estado Trófico

INAG – Instituto Nacional da Água

ISO – *International Organization for Standardization*

NO<sub>3</sub><sup>-</sup> – Nitratos

N<sub>t</sub> – Azoto total

OCDE – Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Económico

P<sub>t</sub> – Fósforo total

SMEWW – *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*

SPSS - *Statistical Package for the Social Sciences*

UV-Vis – Ultravioleta visível

WPCA – *Water Plate Count Agar*

# Índice

Identificação .....	iii
Agradecimentos .....	v
Resumo .....	vi
Abstract.....	vii
Siglário .....	viii
Índice .....	ix
Índice de Figuras .....	xii
Índice de Tabelas .....	xv
1. Introdução.....	1
2. Caracterização da área em estudo.....	2
2.1. Identificação da Fauna e Flora.....	4
3. Limnologia .....	11
3.1. Ecossistemas lênticos.....	13
3.2. Comunidades lênticas .....	15
3.3. Estratificação térmica.....	18
3.4. Ciclo do Carbono .....	20
3.5. Ciclo do Fósforo .....	21
3.6. Ciclo do Azoto .....	23
3.7. Eutrofização .....	25
3.8. Estado Trófico.....	27
4. Parâmetros Analisados .....	29
4.1. pH.....	29
4.2. Carência Bioquímica de Oxigênio .....	31
4.3. Carência Química de Oxigênio.....	33
4.4. Fósforo Total.....	34
4.5. Azoto Total .....	36
4.6. Clorofila-a .....	38
4.7. Contagem de Microrganismos .....	40

5. Desenvolvimento experimental .....	41
5.1. Metodologia Adotada.....	44
5.2. Recolha de amostras .....	45
5.2.1 Descrição dos pontos de recolha .....	47
5.3. Procedimentos.....	50
5.3.1. Determinação do pH.....	50
5.3.2. Determinação da CBO .....	51
5.3.3. Determinação da CQO .....	52
5.3.4. Determinação de Fósforo Total.....	53
5.3.5. Determinação de Azoto Total .....	57
5.3.6. Determinação de Clorofila-a .....	59
5.3.7. Determinação de Microrganismos .....	61
6. Resultados e Discussão.....	63
6.1. Calibração .....	64
6.2. pH.....	68
6.3. Carência Bioquímica de Oxigénio .....	70
6.4. Carência Química de Oxigénio.....	73
6.5. Fósforo Total.....	77
6.6. Azoto Total .....	80
6.7. Clorofila-a.....	82
6.8. Nutriente Limitante e Estado Trófico .....	85
6.9. Contagem de Microrganismos .....	86
6.10. Análises de Correlação .....	89
7. Avaliação de Cenários .....	92
7.1. Abeberamento dos animais .....	92
7.2. Água para rega .....	94
8. Conclusão .....	95
Bibliografia.....	96
Bibliografia Eletrónica .....	100
Anexos .....	102

Anexo A: Enquadramento geográfico da Faia Brava, com os pontos de recolha assinalados. ....	104
Anexo B: Distribuição do número de amostras por parâmetro e por ponto de recolha bem como análise estatística descritiva. ....	105
Anexo C: Resultado da relação N:P para determinação do nutriente limitante em cada ponto de recolha. ....	109
Anexo D: Resultado do estado trófico dos pontos analisados segundo a classificação do estado trófico adotado em Portugal pelo INAG para albufeiras e lagoas .....	110
Anexo E: Resultados obtidos ao longo do período de monitorização e análise estatística descritiva de cada ponto.....	111
Anexo F: Reprodução parcial do Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto: Valores limite de emissão (VLE) na descarga de águas residuais. Anexo XVIII.....	115
Anexo G: Reprodução parcial do Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto: Objetivos Ambientais de Qualidade Mínima para as águas Superficiais. Anexo XXI.....	115
Anexo H: Reprodução parcial do Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto: Qualidade das águas destinadas à rega. Anexo XVI .....	116
Anexo I: Matrizes de correlação entre pontos, para cada parâmetro. Obtidas a partir do software SPSS.....	117
Anexo J: Tabela de distribuição t-Student Unicaudal.....	125
Anexo K: Tabela de distribuição F (Fisher) .....	126

## Índice de Figuras

<b>Figura 1</b> - Enquadramento regional da reserva da Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010; Google maps, 2014). .....	2
<b>Figura 2</b> - Mapa geológico da reserva da Faia Brava e área limítrofe (LNEG, 2014) A - área onde se insere a reserva da Faia Brava; B - Filitos, metagrauvaques, metaquartzovaques, metaconglomerados, metacalcários e xistos, gnaisses e migmatitos; C - Granito de duas micas, porfiróide de grau médio a fino; D - Granitos e gnaisses migmatíticos; E – Arenitos, conglomerados e siltitos; F – Quartzitos, filitos, quartzofilitos, metaconglomerados, metacalcários e metavulcanoclásticos. ....	3
<b>Figura 3</b> - Exemplos de invertebrados fotografados na Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). .....	8
<b>Figura 4</b> - Exemplos das formações vegetais com maior representatividade na reserva (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). 1-Montado de sobreiro, 2-azinhal, 3-tamujal, 4-matos termófilos (zambujeiros e outras espécies), 5-Giestais, 6-pastagens/gramíneas. ....	10
<b>Figura 5</b> - Espécies arbóreas e arbustivas pouco comuns na reserva da Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). 1-Celtis australis, 2-Arbutus unedo, 3-Crataegus monogyna, 4-Acer monspeliensis, 5-Pistacia terebinthus. ....	10
<b>Figura 6</b> - Três zonas principais de um lago/lagoa (Odum, 2004). .....	14
<b>Figura 7</b> - Representação dos ciclos de produção e decomposição, papel crítico na determinação da distribuição vertical da matéria, em lagoas estratificadas (adaptado de Chapra, 1997). .....	19
<b>Figura 8</b> - Ciclo do carbono no ambiente aquático (adaptado de Bertoni, 2011). .....	20
<b>Figura 9</b> - Ciclo do fósforo em ecossistemas aquáticos (Bola, 2009). .....	22
<b>Figura 10</b> - Ciclo do azoto em ecossistemas aquáticos (Bola, 2009). .....	23
<b>Figura 11</b> - Relação da concentração entre a matéria orgânica oxidável e a carência bioquímica de oxigénio num lago (adaptado de Chapra, 1997). $L_o$ – pode ser interpretado como a concentração inicial da matéria orgânica oxidável, ou como a concentração final da carência bioquímica de oxigénio. ....	32

<b>Figura 12</b> - Enquadramento geográfico da reserva da Faia Brava, com os pontos de recolha assinalados.....	47
<b>Figura 13</b> - Fotografias dos pontos de recolha, com a respetiva identificação (22/04/2013). .....	49
<b>Figura 14</b> - Exemplo de amostra com crescimento confluyente .....	62
<b>Figura 15</b> - Curva de calibração para a determinação do azoto total. ....	64
<b>Figura 16</b> - Curva de calibração para a determinação do fósforo total. ....	65
<b>Figura 17</b> - Médias de pH obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem. ....	68
<b>Figura 18</b> – Evolução dos valores de pH obtidos em cada ponto de recolha no período de amostragem.....	69
<b>Figura 19</b> – Média das concentrações da CBO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem.....	70
<b>Figura 20</b> – Evolução das concentrações da CBO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem.....	71
<b>Figura 21</b> - Evolução da CBO nos pontos de recolha, no período de amostragem.....	72
<b>Figura 22</b> – Média das concentrações da CQO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem.....	73
<b>Figura 23</b> – Evolução das concentrações da CQO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 - 03/2014). ....	74
<b>Figura 24</b> - Evolução das concentrações da CQO e da CBO ao longo do período de amostragem.....	75
<b>Figura 25</b> - Razão CBO/CQO a partir das concentrações médias obtidas em cada pontos de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014). ....	76
<b>Figura 26</b> – Média das concentrações de fósforo total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014). ....	77
<b>Figura 27</b> – Evolução das concentrações de fósforo total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014). ....	78
<b>Figura 28</b> – Média das concentrações de azoto total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014). ....	80

<b>Figura 29</b> – Evolução das concentrações de azoto total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014). .....	81
<b>Figura 30</b> – Média das concentrações de clorofila-a obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (05/2013 a 03/2014). .....	82
<b>Figura 31</b> - Evolução das concentrações de clorofila-a obtidas em cada ponto de recolha no período de amostragem (05/2013 a 03/2014). .....	83
<b>Figura 32</b> – Evolução das concentrações de clorofila-a, fósforo total e azoto total no período de amostragem.....	84
<b>Figura 33</b> - Média das concentrações de microrganismos a 36°C e a 22°C obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (07/2013 a 03/2014). .....	86
<b>Figura 34</b> – Evolução das concentrações de microrganismos a 36°C obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (07/2013 a 03/2014). .....	88
<b>Figura 35</b> - Evolução das concentrações de microrganismos a 22°C obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (07/2013 a 03/2014). .....	88

## Índice de Tabelas

<b>Tabela 1</b> - Lista de algumas espécies de peixes presentes no Rio Côa (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). .....	4
<b>Tabela 2</b> - Lista de algumas espécies de anfíbios observados na Faia Brava e área limítrofe (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). .....	5
<b>Tabela 3</b> - Lista de espécies de répteis observados na Faia Brava e área limítrofe (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).....	5
<b>Tabela 4</b> - Lista de espécies de aves prioritárias em termos de conservação, observadas na Faia Brava e área limítrofe (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). .....	6
<b>Tabela 5</b> - Lista de algumas espécies de mamíferos observados na Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).....	7
<b>Tabela 6</b> - Biodiversidade dos charcos em Portugal (Teixeira, 2014).....	17
<b>Tabela 7</b> - Classificação dos corpos de água tendo por base os valores propostos pelo INAG e pela OCDE.....	26
<b>Tabela 8</b> - Classificação do estado trófico adotado em Portugal pelo INAG, para albufeiras e lagoas (Bola, 2009). .....	28
<b>Tabela 9</b> - Definição do estado ecológico em lagos para o elemento de qualidade biológica fitoplâncton (Anexo V, Diretiva Quadro da Água) Fonte: APA, 2000. ....	39
<b>Tabela 10</b> - Tabela representativa da metodologia adotada.....	44
<b>Tabela 11</b> - Calendarização de amostragem .....	45
<b>Tabela 12</b> - Identificação e coordenadas geográficas dos pontos de recolha. ....	48
<b>Tabela 13</b> – Valor calculado para o padrão mais baixo e para o padrão mais elevado em cada ensaio de determinação do azoto total, média, variância e respetivo teste de Fisher para um nível de confiança de 95%.....	65
<b>Tabela 14</b> - Valor calculado para o padrão mais baixo e para o padrão mais elevado em cada ensaio de determinação de fósforo total, média, variância e respetivo teste de Fisher para um nível de confiança de 95%.....	66



<b>Tabela 15</b> - Concentrações de azoto total registadas em cada leitura, média, desvio padrão e intervalo de confiança.....	67
<b>Tabela 16</b> - Concentrações de fósforo total registadas em cada leitura, média, desvio padrão e intervalo de confiança.....	67
<b>Tabela 17</b> - Evapotranspiração potencial média mensal e média anual, calculadas para a estação de Figueira de Castelo Rodrigo. Dados relativos ao ano de 2012 (APA, 2012). ....	79
<b>Tabela 18</b> - Matriz de correlação entre os parâmetros CQO, fósforo total, azoto total e clorofila-a.....	89
<b>Tabela 19</b> - Matriz de correlação entre os parâmetros CQO, microrganismos a 22°C e germes totais a 36°C.....	90
<b>Tabela 20</b> - Valores de referência recomendados em água destinada ao abeberamento dos animais. (DGAV, 2014). ....	92
<b>Tabela 21</b> - Tabela representativa da conversão de azoto a nitratos.....	93
<b>Tabela 22</b> - Qualidade da água destinada à rega. Fonte: Anexo XVI, Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto.....	94

# 1. Introdução

A água, como bem finito e essencial, necessita de um plano de gestão para melhor adaptação às diversidades físicas, biológicas, demográficas, económicas, sociais e culturais. Todas estas diversidades causam impactos na qualidade da água superficial, seja por fontes pontuais ou difusas, provocando desequilíbrios nos ecossistemas, havendo por isso a necessidade de implementar medidas de controlo (Bem, 2009).

Sendo a monitorização fundamental para a gestão do ambiente, nomeadamente para os sistemas aquáticos, a sua implementação fornece informação necessária para a gestão dos sistemas, ou seja, permite obter informação sobre as propriedades químicas, físicas e biológicas da água, relacionando-as com as ações antropogénicas e/ou naturais (Perdigão, 2011).

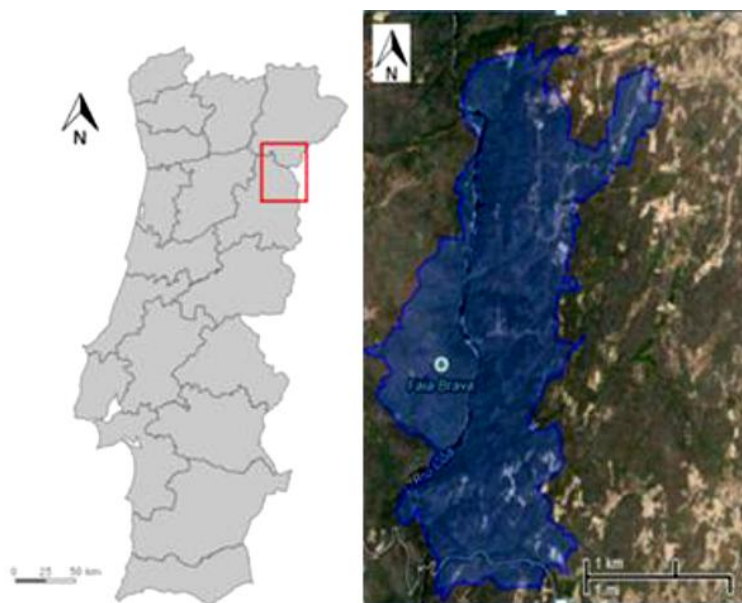
Apesar dos ecossistemas naturais estarem em harmonia com a qualidade da água natural, qualquer mudança significativa na qualidade da água pode ser destrutiva para o ecossistema, assim como a integridade e a saúde da comunidade biótica fornece uma medida direta e integrada da saúde do sistema como um todo. Há um crescente reconhecimento de que os ecossistemas naturais ocupam um lugar legítimo no controlo da qualidade da água, não só pelos seus valores intrínsecos como também por serem indicadores sensíveis à mudança ou à deterioração geral da qualidade da água.

A monitorização periódica fornece informações úteis, no entanto, apenas um programa de monitorização de longo prazo fornece dados suficientes para identificar de forma coerente as tendências do sistema (WHO, UNEP, 1996).

Em suma, o propósito do programa de monitorização realizado neste trabalho foi, recolher o máximo de dados a fim de obter resultados espaço-temporais das variações da qualidade da água das charcas da reserva da Faia Brava, que são bebedores fundamentais para as espécies que nela habitam. O trabalho é composto por uma parte teórica onde são realçados todos os conceitos relacionados com ambientes lênticos e por uma parte prática onde são avaliados todos os resultados obtidos ao longo da monitorização, com recurso a análises estatísticas descritivas e de correlações simples, sendo estas últimas obtidas a partir do programa informático SPSS (*Statistical Package for the Social Sciences*).

## 2. Caracterização da área em estudo

A reserva da Faia Brava foi criada pela Associação Transumância e Natureza (ATN), fundada em 2000, com a finalidade de implementar medidas de conservação do Abutre do Egípto (*Neophron percnopterus*) e da Águia de Bonilli (*Aquila fasciata*) no Nordeste de Portugal. Posteriormente e com a ajuda de três organizações internacionais de conservação da natureza, a *World Wildlife Fund* (WWF), a *Fonds d'Intervention pour les Rapaces* (FIR) e a MAVA - *Fondation pour la nature*, desenvolveram-se projetos de conservação de outras aves rupícolas. A reserva compreende geograficamente os concelhos de Pinhel (freguesia de Cidadelhe) e de Figueira de Castelo Rodrigo (junção de freguesias de Algodres e Vale de Afonsinho), ambos do distrito da Guarda (Figura 1). Integra uma Zona de Intervenção Florestal e insere-se na Zona de Proteção Especial do Vale do Côa (Rede Natura 2000) e no Parque Arqueológico do Vale do Côa (Património da Humanidade da UNESCO). De momento gere cerca de 850 hectares de terrenos, com perspetiva de crescimento, dos quais 214 hectares são classificados como área protegida privada, exclusivamente para a conservação da natureza (ATN, 2014).



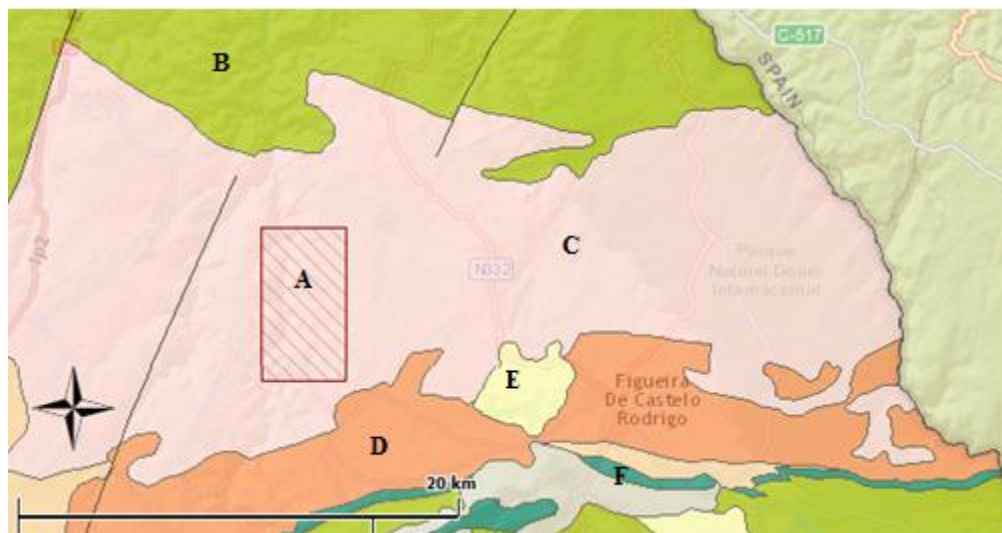
**Figura 1 - Enquadramento regional da reserva da Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010; Google maps, 2014).**

Em 2010 a reserva da Faia Brava foi classificada como a primeira área protegida privada do país, pelo Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade (ICNB). De momento oferece 15 km

de trilhos pedestres, visitas guiadas, ações de educação ambiental, observação de aves, centro de receção Horta da Saboia onde são recebidos sócios, visitantes, grupos de voluntários e grupos escolares, viveiro florestal, campo de alimentação de aves necrófagas, abrigo fotográfico, 2 cercados de repovoamento de Coelho-bravo e 400 ha de vedação para grandes herbívoros (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).

Em termos hidrográficos, a reserva da Faia Brava é atravessada pelo rio Côa, rede de pequenas ribeiras afluentes com caudal apenas nos meses de inverno e primavera, charcas, lagoas artificiais temporárias e nascentes ou poços (Gama *et al.*, 2010).

Em termos orográficos e geomorfológicos a área corresponde a um vale resultante do desgaste erosivo do rio Côa. Insere-se no planalto granítico, situado entre o maciço central e o rio Douro e caracteriza-se por uma fratura intensa, com diaclases orientadas essencialmente na direção Norte-Sul. Dominam as rochas graníticas porfiróides de grão médio ocorrendo também pequenas bolsas de metagrauvaques na zona Norte (Figura 2) (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010; LNEG, 2014).



**Figura 2 - Mapa geológico da reserva da Faia Brava e área limítrofe (LNEG, 2014) A - área onde se insere a reserva da Faia Brava; B - Filitos, metagrauvaques, metaquartzovaques, metaconglomerados, metacalcários e xistos, gnaisses e migmatitos; C - Granito de duas micas, porfiróide de grau médio a fino; D - Granitos e gnaisses migmatíticos; E - Arenitos, conglomerados e siltitos; F - Quartzitos, filitos, quartzofilitos, metaconglomerados, metacalcários e metavulcanoclásticos.**

## 2.1. Identificação da Fauna e Flora

### Fauna

A fauna do Vale do Côa é atualmente bastante diversificada, estando assinaladas um total de 149 espécies de vertebrados, entre elas, 6 espécies de peixes (1 espécie ameaçada), 9 espécies de anfíbios, 9 espécies de répteis, 106 espécies de aves (11 espécies ameaçadas) e 26 espécies de mamíferos (3 espécies ameaçadas).

#### Fauna piscícola

Relativamente à fauna piscícola, do total de espécies detetadas, uma é de peixes exóticos o que mostra o bom estado de conservação do ecossistema do respetivo troço do Rio Côa.

Tabela 1 - Lista de algumas espécies de peixes presentes no Rio Côa (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).

Espécies	
<b>Barbo-do-norte</b>	<i>Barbus bocagei</i>
<b>Boga-do-norte</b>	<i>Pseudochondrostoma duriensis</i>
<b>Escalo-do-norte</b>	<i>Squalius carolitertii</i>
<b>Bordalo*</b>	<i>Squalius alburnoides</i>
<b>Gobio</b>	<i>Gobio lozanoi</i>
<b>Perca-sol</b>	<i>Lepomis gibbosus</i>

\* Espécie ameaçada

#### Répteis e anfíbios

Relativamente aos répteis e anfíbios, há que referir a existência de um endemismo ibérico (salamandra-dos-poços, *Pleurodeles wastli*) e deve-se destacar igualmente a presença de espécies termófilas como a Cobra-rateira (*Malpolon monspessulanum*) e a Lagartixa-de-dedos-dentados (*Acandodactylus erythrurus*) sendo esta última pouco comum a nível nacional.

**Tabela 2 - Lista de algumas espécies de anfíbios observados na Faia Brava e área limítrofe (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).**

Espécies	
<b>Salamandra-de-costelas-salientes</b>	<i>Pleurodeles waltl</i>
<b>Salamandra-de-fogo</b>	<i>Salamandra salamandra</i>
<b>Tritão-marmoreado</b>	<i>Triturus marmoratus</i>
<b>Sapo-comum</b>	<i>Bufo bufo</i>
<b>Sapo-corredor</b>	<i>Bufo calamita</i>
<b>Sapo-porteiro-ibérico</b>	<i>Alytes cisternasii</i>
<b>Rã-arborícola-europeia</b>	<i>Hyla arborea</i>
<b>Sapo-de-unha-negra</b>	<i>Pelobates cultripes</i>
<b>Rã-de-focinho-pontiagudo</b>	<i>Discoglossus galganoi</i>
<b>Rã-verde</b>	<i>Rana perezi</i>

**Tabela 3 - Lista de espécies de répteis observados na Faia Brava e área limítrofe (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).**

Espécies	
<b>Cágado-mediterrânico</b>	<i>Mauremys leprosa</i>
<b>Osga-moura</b>	<i>Tarentola mauritanica</i>
<b>Lagartixa-de-dentes-dentados</b>	<i>Acanthodactylus erythrurus</i>
<b>Sardão</b>	<i>Lacerta lepida</i>
<b>Lagartixa-do-mato</b>	<i>Psammodromus algirus</i>
<b>Cobra-rateira</b>	<i>Malpolon monspessulanus</i>
<b>Cobra-de-água-viperina</b>	<i>Natrix maura</i>

### Composição avifaunística

Relativamente à composição avifaunística, o seu reconhecimento levou o Estado Português a classificar a zona como Zona de Proteção Especial do Vale do Côa, com uma área total de 20.607,35 hectares (dados relativos a 2010, aquando da execução do Plano de Gestão). Esta zona tem ainda o estatuto internacional de *Important Bird Area*, segundo a *Birdlife International*.

Uma vez que a lista de espécies de aves é bastante extensa (106 espécies) referimos na Tabela 4 apenas alguns exemplos de espécies prioritárias em termos de conservação.

**Tabela 4 - Lista de espécies de aves prioritárias em termos de conservação, observadas na Faia Brava e área limítrofe (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).**

Espécies	
<b>Abutre-preto</b>	<i>Aegypius monachus</i>
<b>Águia-cobreira</b>	<i>Circaetus gallicus</i>
<b>Tartaranhão-caçador</b>	<i>Circus pygargus</i>
<b>Perdiz-vermelha</b>	<i>Alectoris rufa</i>
<b>Pombo-comum</b>	<i>Columba livia</i>
<b>Pombo-torcaz</b>	<i>Columba palumbus</i>
<b>Toutinegra-real*</b>	<i>Sylvia hortensis</i>

\* Espécie ameaçada

Segundo o Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal, assinalam-se 11 espécies ameaçadas, das quais, 2 criticamente ameaçadas, 4 em perigo e 5 vulneráveis.

- **Mamíferos**

Em relação aos mamíferos foram identificadas 26 espécies. Segundo o Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal, em termos de estatuto de proteção, assinalam-se 3 espécies ameaçadas. Além destas espécies, os responsáveis da Faia Brava incluíram outras espécies como a vaca, o touro e os garranos com objetivos de gestão da reserva.

**Tabela 5 - Lista de algumas espécies de mamíferos observados na Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).**

Espécies	
<b>Ouriço-terrestre</b>	<i>Erinaceus europaeus</i>
<b>Musarinho-de-dentes-brancos</b>	<i>Crocidura russula</i>
<b>Toupeira</b>	<i>Talpa occidentalis</i>
<b>Morcego*</b>	<i>Myotis myotis</i>
<b>Morcego-anão</b>	<i>Pipistrellus pipistrellus</i>
<b>Morcego-de-kuhl</b>	<i>Pipistrellus kuhlii</i>
<b>Morcego-hortelão</b>	<i>Eptesicus serotinus</i>
<b>Morcego-rabudo</b>	<i>Tadarida teniotis</i>
<b>Coelho-europeu**</b>	<i>Oryctolagus cuniculus</i>
<b>Rato-de-água</b>	<i>Arvicola sapidus</i>
<b>Rato-de-cabrera*</b>	<i>Microtus cabrerae</i>
<b>Rato-cego</b>	<i>Microtus lusitanicus</i>
<b>Rato-do-Campo</b>	<i>Apodemus sylvaticus</i>
<b>Rato-preto</b>	<i>Rattus rattus</i>
<b>Rato-das-hortas</b>	<i>Mus spretus</i>
<b>Leirão</b>	<i>Eliomys quercinus</i>
<b>Raposa-vermelha</b>	<i>Vulpes vulpes</i>
<b>Doninha</b>	<i>Mustela nivalis</i>
<b>Fuinha</b>	<i>Martes foina</i>
<b>Texugo-europeu</b>	<i>Meles meles</i>
<b>Lontra-europeia**</b>	<i>Lutra lutra</i>
<b>Gineta</b>	<i>Genetta genetta</i>
<b>Gato-Bravo* **</b>	<i>Felis silvestris</i>
<b>Javali</b>	<i>Sus scrofa</i>
<b>Corço**</b>	<i>Capreolus capreolus</i>
<b>Garrano</b>	<i>Equus caballus</i>
<b>Cabra-montês</b>	<i>Capra pyrenaica</i>
<b>Touro</b>	<i>Bos taurus</i>

\* Espécies ameaçadas \*\* Espécies consideradas importantes para a gestão das biocenoses existentes.



- **Invertebrados**

A composição e riqueza específica em invertebrados é praticamente desconhecida, não havendo registo atualmente das espécies existentes nem informação acerca dos problemas de conservação das espécies ou da sua extensão. A única informação disponível refere-se aos seguintes grupos/espécies:

- Moluscos – Mexilhão-do-rio (*Unio cf. Pictorum*) presente no Rio Côa;
- Macroinvertebrados bentónicos (ecossistemas aquáticos);
- Diversidade de espécimes de ortópteros (exemplo: gafanhotos e grilos);
- Matos e lameiros apresentam uma concentração mais elevada de lepidópteros (exemplo: borboletas diurnas);
- Lagostim do Louisiana (*Procambarus clarkii*) presente no Rio Côa (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010)
- Em 2013 foi encontrado num charco um crustáceo do género *Artemis* (ATN, 2013).



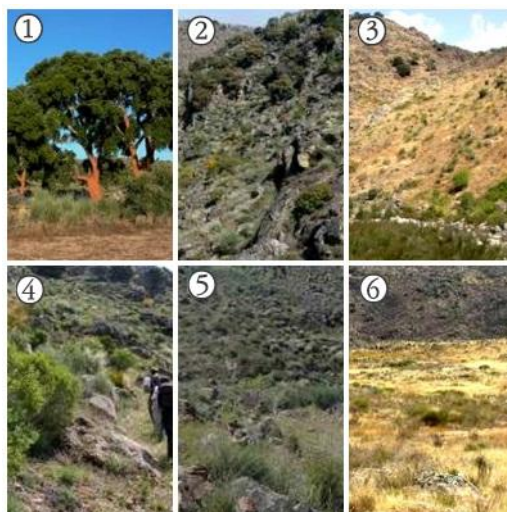
Figura 3 - Exemplos de invertebrados fotografados na Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).

## Flora

A estrutura geomorfológica e as condições climáticas, constituem os principais elementos de diferenciação da comunidade biótica da região. A humidade relativa e a altitude, são os principais fatores que determinam o zonamento bioclimático da reserva: zona termo mediterrânea, abaixo dos 250m e zona meso mediterrânea, acima dos 250m. O isolamento da zona confere-lhe uma certa pobreza florística, no entanto, existem espécies exclusivas nesta zona como a *Prunus mahaleb*, *Thymelaea procumbens*, *Euonymus europaeus*, *Coronilla mínima*, *Dorycnium pentaphyllum*, e também espécies pouco frequentes em Portugal como *Acer monspessulanum* e *Securinega tinctoria*.

Para além das espécies exclusivas e raras, existem ainda as espécies de vegetação natural comum (Figura 4) como:

- Matos – Giestais: *Cytisus multiflorus*;
- Silvados: *Rubus ulmifolius*, *Clamatis campanifera* e *Rosa canina*;
- Matagais perenifólios: *Juniperus oxycedrus* subsp. *oxycedrus*, *Pistacia terebinthus*, *Rhamnus lycioides* subsp. *oleoides*, *Phillyrea angustifolia* e *Arbutus unedo*;
- Matos piornais: *Retama shaerocarpa*;
- Matos estevais: *Cistus salvifolius*;
- Matos baixos: *Lavandula pedunculata* subsp. *Sampaiana*, *Asparagus acutifolius* e *Asparagus albus*;
- Matas de azinheira: *Quercus rotundifolia*;
- Montados de sobreiros e azinheira: *Quercus faginea* e *Celtis australis*;
- Matas perenifólias: *Olea europaea* var. *sylvestris* e *Quercus rotundifolia*;
- Formações rupícolas: *Securinega tinctoria*;
- Formações ripícolas: *Pistacia terebinthus*, *Rhamnus lycioides* subsp. *oleoides*, *Phillyrea angustifolia*, *Arbutus unedo*, *Acer monspessulanum*, *Juniperus oxycedrus* subsp. *Oxycedrus*.



**Figura 4 - Exemplos das formações vegetais com maior representatividade na reserva (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). 1-Montado de sobreiro, 2-azinhal, 3-tamujal, 4-matos termófilos (zambuzejros e outras espécies), 5-Giestais, 6-pastagens/gramíneas.**

Fazem parte da vegetação pouco frequente (Figura 5):

- Freixiais: *Fraxinus angustifolia* subsp. *angustifolia*;
- Matos pirofílicos: *Cytisus multiflorus*, *Lonicera implexa*, *Rubia peregrine*, *Euphorbia broteri*, *Euphorbia amygdaloides*, *Cistus salvifolius*;
- Comunidades xerofílicas: *Asparagus acutifolius*, *Asparagus albus* (entre outras);
- Comunidades rupícolas (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010).



**Figura 5 - Espécies arbóreas e arbustivas pouco comuns na reserva da Faia Brava (Plano de Gestão da Faia Brava, 2010). 1-Celtis australis, 2-Arbutus unedo, 3-Crataegus monogyna, 4-Acer monspeliensis, 5-Pistacia terebinthus.**

### 3. Limnologia

Limnologia é a ciência que estuda as águas superficiais continentais. Do grego *limni* (lago) e *logos* (estudo), é considerada parte da ecologia e abrange o estudo físico, químico, biológico e geológico, numa escala espacial e temporal, de toda a água superficial continental. É importante reconhecer que a disciplina abrange tanto o estudo da água doce como da água salgada continental (Wetzel, 2001). O termo limnologia foi proposto inicialmente por François-Alphonse Forel (1841-1912). Devido ao seu valor prático, o interesse pela disciplina rapidamente se expandiu e em 1922 August Thienemann (zoologista alemão) e Einer Naumann (botânico suíço) fundaram a Sociedade Internacional de limnologia (Bertoni, 2011).

Os estudos limnológicos abrangem quatro especialidades principais: a limnologia física, a limnologia geológica, a limnologia química e a limnologia biológica:

- A limnologia física foca-se no movimento da água em todas as escalas espaciais, desde o equilíbrio em grande escala à turbulência; transferências de calor e gases; as propriedades óticas da água e por vezes, os efeitos das propriedades físicas em reações químicas e nos organismos ou vice-versa.
- A limnologia geológica diz respeito à formação e à morfologia do corpo de água, ao registo de eventos passados gravados nos sedimentos (paleolimnologia) e à distribuição dos ambientes aquáticos na paisagem (também designada como limnologia geográfica).
- A limnologia química consiste no estudo da distribuição dos constituintes químicos nos corpos de água, no transporte e retenção desses constituintes, assim como nas reações químicas e biológicas que controlam a sua formação.

Devido à relação direta e indireta que os organismos, principalmente organismos microbiológicos têm nos diversos constituintes químicos, grande parte da química limnológica é classificada como limnologia bioquímica.

- A limnologia biológica diz respeito ao número e aos tipos de organismos que habitam os corpos de água; a sua evolução e adaptação, relações genéticas e autoecologia, ou seja, a reação dos organismos aos fatores ambientais, tanto bióticos como abióticos; as suas

interações tróficas e comportamentais com outros organismos; a cadeia alimentar; os efeitos dos organismos nos processos metabólicos do sistema e o efeito dos organismos nos ciclos bioquímicos (Likens, 2009).

Como visto anteriormente, a limnologia é a ciência que estuda as águas continentais, ou seja, integra o estudo tanto de ecossistemas lênticos, como lóticos. Neste trabalho daremos apenas atenção à limnologia química, em particular aos ecossistemas lênticos, visto tratar-se do caso em estudo.

### 3.1. Ecossistemas lênticos

Os habitats de água doce ocupam uma pequena porção da superfície da Terra, porém a sua importância para o homem é de longe muito maior do que a respectiva área. Os habitats de água doce podem ser classificados adequadamente em duas categorias, de água parada ou lênticos (*lenis*, calma) como, por exemplo, lagos, lagoas, charcos ou pântanos, ou de água corrente ou lóticos (*lotus*, lavado) como, por exemplo, nascentes, rios, ribeiros (Odum, 2004).

Os ecossistemas lênticos não são elementos permanentes na paisagem da Terra, uma vez que se trata de fenômenos de curta durabilidade na escala geológica. A sua formação deve-se a processos geológicos enquanto o seu desaparecimento se deve à perda dos fatores que o formaram, por evaporação causada por mudanças no equilíbrio hidrológico ou por deposição de sedimentos (WHO, UNESCO, UNEP, 1996).

Os ecossistemas lênticos apresentam certas características que lhes conferem peculiaridades, como, por exemplo, grande capacidade de solubilização de compostos orgânicos e inorgânicos, gradientes verticais e horizontais através da distribuição desigual de luz, nutrientes, temperatura e gases ( $O_2$  e  $CO_2$ , entre outros), baixo teor de sais dissolvidos e alta densidade e viscosidade (Esteves, 1998).

Em relação às zonas características de um ecossistema lêntico são evidentes três zonas distintas: zona litoral; zona limnética e zona profunda (Figura 6). É importante salientar que numa lagoa de pequenas dimensões, ou num charco, como é o caso em estudo, a zona litoral é relativamente grande e as zonas limnéticas e profundas poderão ser pequenas ou mesmo inexistentes o que implica que a estratificação possa ter importância mínima.

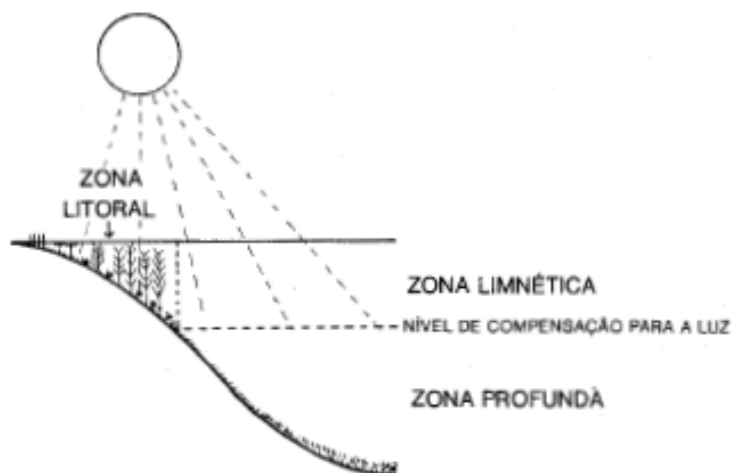


Figura 6 - Três zonas principais de um lago/lagoa (Odum, 2004).

A zona litoral caracteriza-se por ser uma zona pouco profunda em que a luz penetra até ao fundo, geralmente ocupada por plantas com raízes nos lagos, lagoas e charcos.

A zona limnética caracteriza-se por ser uma zona profunda, indo até à profundidade efetiva de penetração da luz, chamado o nível de compensação, sendo a profundidade a que a fotossíntese compensa a respiração.

A zona profunda caracteriza-se por ser a área do fundo, abaixo do nível de penetração da luz. Esta zona também pode não existir em lagoas ou charcos uma vez que a profundidade é mínima (Odum, 2004).

## 3.2. Comunidades lênticas

### Produtores

Nas zonas litorais existem dois tipos principais de produtores: as plantas com raízes ou bênticas, sendo a maioria uma divisão das espermatófitas e fitoplâncton ou plantas flutuantes, principalmente algas. Em alguns casos, as espermatófitas não fixadas ao fundo podem formar um “lençol” quase contínuo cobrindo as restantes plantas verdes, dando origem à eutrofização do meio. De um modo geral as plantas aquáticas com raízes formam zonas concêntricas à medida que a profundidade aumenta dando origem a três zonas distintas: zona de vegetação emergente; zona de plantas enraizadas e com folhas flutuantes e zona de vegetação submersa (Odum, 2004). Em pequenas lagoas ou charcos, a flora característica de cada zona passa por: Hortelã-da-água (*Mentha aquática*), Tabúa-larga (*Typha latifolia*) e Lírio-amarelo-dos-pântanos (*Iris pseudacorus*) nas zonas emergentes; Colher (*Potamogeton polygonifolius*), Ranúnculo-aquático (*Ranunculus peltatus*), Nenúfar (*Nymphaea alba*) e Lentilha-de-água (*Lemna minor*) nas zonas flutuantes e *Ceratophyllum demersum*, *Ruppia* e *Zannichellia* nas zonas profundas (Teixeira, 2014). Em águas pouco profundas as plantas aquáticas com raízes têm tendência para se tornarem mais importantes nos climas quentes. Os produtores desprovidos de raízes das zonas litorais compreendem numerosas espécies de algas, sendo que muitas flutuam tanto na zona litoral como na zona limnética (plâncton), tornando-se então características desta zona, como por exemplo as diatomáceas (*Bacillariaceae*), algas-verdes (*Chlorophyta*) e algas azuis-verdes (*Cyanophyta*), logo, uma amostra de fitoplâncton recolhida na zona litoral revela naturalmente numerosas espécies vegetais e protozoários contendo clorofila (Odum, 2004).

### Consumidores

A zona litoral alberga uma maior variedade de espécies do que as restantes zonas. O zooplâncton da zona litoral é bastante característico e difere do da zona limnética na predominância de crustáceos mais pesados e menos flutuantes que por vezes se prendem aos caules e folhas como por exemplo: caracóis aquáticos, ninfas de libelinha e libélulas (*Odonata*), rotíferos, vermes chatos, briozoários, hidras, larvas de mosquito, pulgas-de-água, entre outros. O neuston (zona superficial das massas de água) litoral apresenta geralmente três espécies de insetos de superfície:



percevejos-da-sorte, grandes alfaiates e insetos da família *Veliidae*. Menos visíveis, mas também presentes são alguns protozoários e outros microrganismos. O zooplâncton limnético é composto por poucas espécies, embora o número de indivíduos possa ser grande. Entre os mais importantes estão os copépodes, cladóceros e os rotíferos. O nécton (animais aquáticos que se movem livremente na coluna de água) limnético de água doce compõe-se exclusivamente de peixes (Odum, 2004), no entanto há que referir que em nenhum dos pontos de recolha de amostras para este trabalho se registou a existência de peixes. Na zona profunda a variedade de espécies não é grande, sendo os principais constituintes da comunidade as bactérias e os fungos, abundantes na interface água-lodo, onde se acumula a matéria orgânica. Poderão ainda existir três grupos de animais consumidores: vermes-vermelhos ou larvas de Chironomidae (mosquitos); pequenos moluscos da família *Shaeriidae* e larvas-fantasma (*Chaoborus*). Todos os animais da zona profunda estão adaptados a suportar períodos de baixa concentração de oxigénio, sendo que muitas bactérias são mesmo anaeróbias.

As lagoas temporárias são especialmente interessantes e mantêm uma comunidade única. Os organismos conseguem sobreviver quer no estado de dormência durante o período de seca quer pela possibilidade de se deslocarem para dentro e para fora dos corpos de água, como acontece com os anfíbios e os insetos aquáticos adultos. Como acontece com outros habitats marginais, as lagoas temporárias constituem lugares favoráveis para os organismos que lhes estão adaptados visto que a competição interespecífica e a predação são muito reduzidas (Odum, 2004).

Na Tabela 6 apresentam-se algumas espécies características dos charcos em Portugal, segundo o Centro de Investigação em Biodiversidade e Recursos Genéticos da Universidade do Porto (Teixeira, 2014).

**Tabela 6 - Biodiversidade dos charcos em Portugal (Teixeira, 2014).**

Espécies	
<b>Imperador-azul</b>	<i>Anax imperator</i>
<b>Escorpião-de-água</b>	<i>Nepa cinerea</i>
<b>Escaravelho-de-água</b>	<i>Dytiscus marginalis</i>
<b>Salamandra-lusitânica</b>	<i>Chioglossa lusitanica</i>
<b>Salamandra-de-pintas-amarelas</b>	<i>Salamandra salamandra</i>
<b>Salamandra-de-costelas-salientes</b>	<i>Pleurodeles waltl</i>
<b>Tritão-Palmado</b>	<i>Lissotriton helveticus</i>
<b>Tritão-de-ventre-laranja</b>	<i>Lissotriton boscai</i>
<b>Tritão-marmorado</b>	<i>Triturus marmoratus</i>
<b>Rela-comum</b>	<i>Hyla arborea</i>
<b>Rã-verde</b>	<i>Rana perezi</i>
<b>Sapo-corredor</b>	<i>Bufo calamita</i>
<b>Sapo-comum</b>	<i>Bufo bufo</i>
<b>Cobra-de-água-viperina</b>	<i>Natrix maura</i>
<b>Cobra-de-água-de-colar</b>	<i>Natrix natrix</i>
<b>Lagarto-de-água</b>	<i>Lacerta schreiberi</i>
<b>Cágado-comum</b>	<i>Mauremys leprosa</i>
<b>Cágado-de-carapaça-estriada</b>	<i>Emys orbicularis</i>
<b>Guarda-rios</b>	<i>Alcedo atthis</i>
<b>Garça-branca-pequena</b>	<i>Egretta garzetta</i>
<b>Garça-real</b>	<i>Ardea cinerea</i>
<b>Rouxinol-grande-dos-caniços</b>	<i>Acrocephalus arundinaceus</i>
<b>Rato-de-água</b>	<i>Arvicola sapidus</i>
<b>Lontra</b>	<i>Lutra lutra</i>

### 3.3. Estratificação térmica

Nos meses quentes, as águas superficiais dos ecossistemas lênticos tornam-se mais quentes do que as do fundo, como consequência, apenas a camada superficial circula, não havendo mistura com a água mais fria e mais densa, criando-se assim entre elas uma zona com forte gradiente de temperatura designada por *termoclina*. A camada de água superior mais quente e circulante designa-se de *epilimnion* (“lago de superfície”) enquanto a camada mais fria, mais profunda e não circulante é designada por *hipolimnion* (“lago inferior”) (Figura 7). Durante os meses mais quentes observa-se uma quebra de temperatura na *termoclina* impossibilitando a mistura da água. Quando esta se situa abaixo da camada de penetração efetiva da luz, como acontece muitas vezes, o oxigénio no *hipolimnion* esgota-se, sendo este período designado por período estival no *hipolimnion*. O grau de esgotamento do oxigénio no *hipolimnion*, durante a estratificação de verão, depende da quantidade de matérias em decomposição e da profundidade da *termoclina*.

Com a chegada dos meses frios a diminuição da temperatura provoca o esbatimento da *termoclina* fazendo com que a temperatura do *epilimnion* desça até ser a mesma do *hipolimnion*, favorecendo a circulação e a oxigenação do meio (inversão de outono). Nos meses de inverno, a provisão de oxigénio não é, em geral, tão fortemente reduzida uma vez que a decomposição bacteriana e a respiração dos organismos não são tão elevadas a temperaturas baixas. Logo, a estagnação de inverno não é geralmente tão acentuada. Uma exceção acontece quando, no caso de temperaturas demasiado baixas haja aparecimento de gelo na superfície, impedindo a fotossíntese, havendo então um esgotamento do oxigénio em todo o meio.

Na primavera, a água vai aquecendo, torna-se mais pesada e desloca-se para o fundo, dando-se assim a segunda inversão sazonal. Se as águas de uma lagoa forem muito transparentes e permitirem o desenvolvimento do fitoplâncton abaixo da *termoclina*, ou seja, na parte superior do *hipolimnion*, o oxigénio pode estar presente em maior quantidade que na superfície, uma vez que as águas mais frias contêm mais oxigénio. Logo, a zona eufótica não coincide necessariamente com o *epilimnion* (Odum, 2004).

Aquando da recolha de amostras para este trabalho, não foram registadas as temperaturas *in situ*, não sendo por isso possível, confirmar a existência de estratificação térmica, no entanto é referida uma vez que se trata de um fenómeno comum a todos os ambientes lênticos, quando nestes se

registra a existência de zona limnética e profunda, embora seja certo que em lagoas pouco profundas a sua importância seja mínima (Odum, 2004).

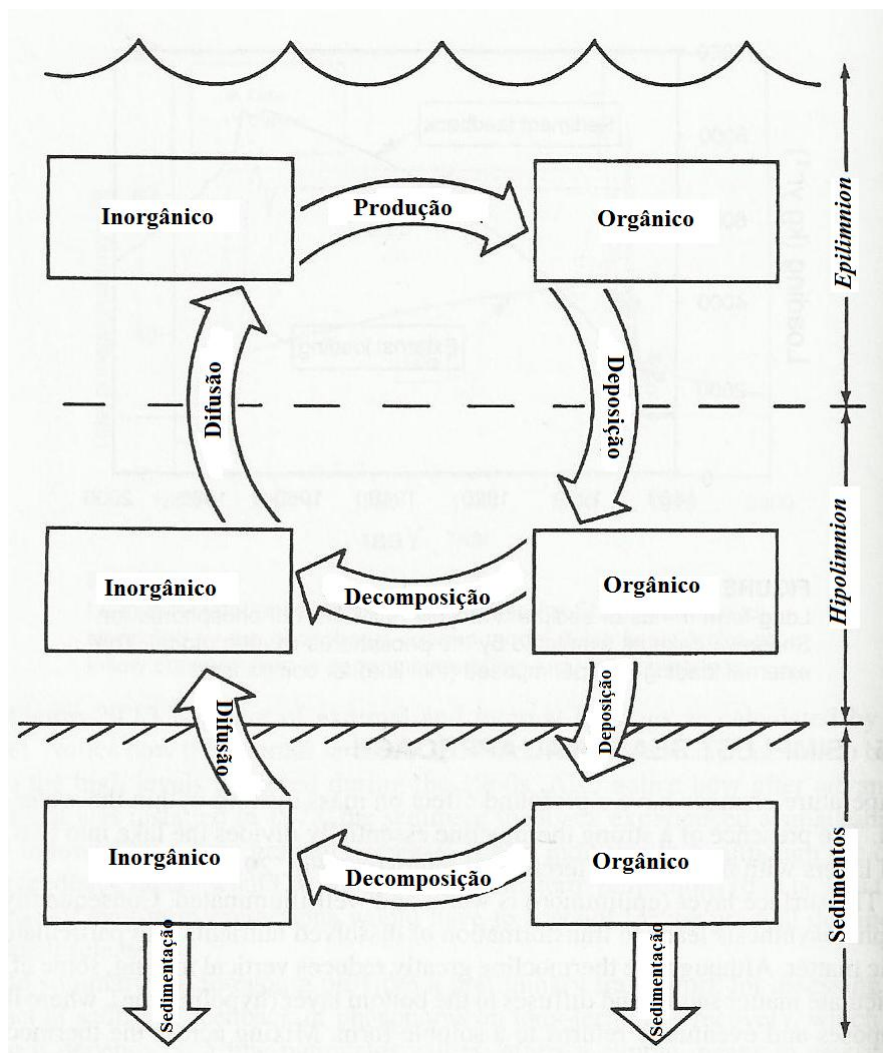


Figura 7 - Representação dos ciclos de produção e decomposição, papel crítico na determinação da distribuição vertical da matéria, em lagoas estratificadas (adaptado de Chapra, 1997).

### 3.4. Ciclo do Carbono

Uma vez que o carbono é o elemento principal envolvido na troca de energia entre organismos vivos, existe uma constante troca de carbono entre as estruturas bióticas e abióticas dos ecossistemas. Esta troca denomina-se por ciclo do carbono (Figura 8).

Esta troca envolve tanto as formas de carbono inorgânico, como os processos biológicos de síntese e oxidação do carbono orgânico. Os organismos vegetais, como por exemplo as algas, convertem  $\text{CO}_2$  em hidratos de carbono através da fotossíntese, usando posteriormente as substâncias orgânicas sintetizadas mais complexas. Durante a sua vida, as algas e os animais obtêm energia através do consumo de matéria orgânica. Este processo acaba com a libertação de  $\text{CO}_2$  que retoma ao ciclo como carbono inorgânico (Bertoni, 2011).

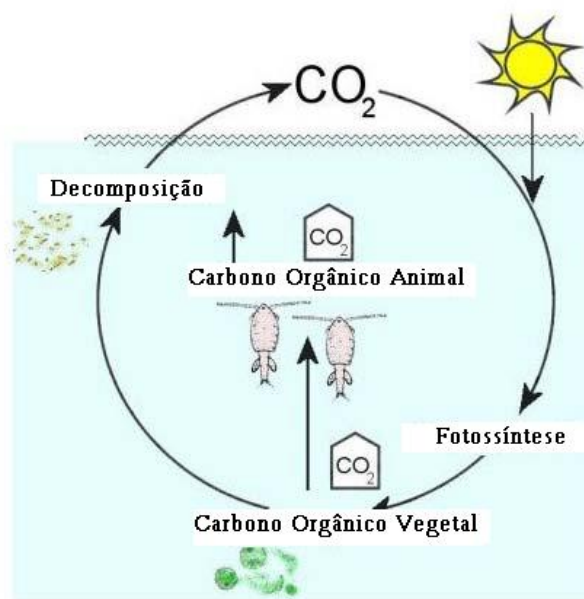


Figura 8 - Ciclo do carbono no ambiente aquático (adaptado de Bertoni, 2011).

### 3.5. Ciclo do Fósforo

O transporte dos nutrientes (fósforo e azoto) desde as suas fontes até aos corpos de água é dirigido por diversos processos, podendo estes ser químicos, físicos ou biológicos, designados normalmente por ciclo de nutrientes (Pereira *et al.*, 2006).

Os compostos fosfatados mais importantes nos ecossistemas lênticos são os ortofosfato e vários fosfatos orgânicos. O fósforo é, em condições normais, o macronutriente mais escasso no ambiente aquático e por isso é normalmente o nutriente limitante das comunidades de microalgas. Algumas das razões da sua escassez é o facto de no seu ciclo não haver entrada a partir da atmosfera, não se encontrar de um modo abundante na crosta terrestre, os minerais de fosfato que existem serem pouco solúveis, e ainda a redução dos níveis de fosfatos no meio aquático devido à sua precipitação, devido à presença de iões de ferro na coluna de água ou através da presença de argilas com capacidade de adsorção de fosfatos. Em ecossistemas lênticos com valores de pH elevados, o cálcio também pode ser responsável pela precipitação dos fosfatos. Caso o pH destes ecossistemas se compreenda entre 5 e 8, como acontece no caso em estudo, o fósforo encontra-se naturalmente sob a forma de ortofosfato.

Para as plantas e algas, as formas fosfatadas disponíveis são as formas inorgânicas de ortofosfatos, como  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ,  $\text{HPO}_4^{2-}$  e  $\text{PO}_4^{3-}$ , enquanto no plâncton e nos detritos o fósforo apresenta-se sob a forma orgânica.

Na interface sedimento-água, as trocas de fósforo são reguladas por reações de oxidação-redução (dependentes do oxigénio existente), da solubilidade dos minerais, da turbulência dos processos físicos e bióticos e da atividade metabólica das bactérias (Bola, 2009). De uma forma geral o ciclo do fósforo está confinado às transformações bioquímicas que mineralizam o fósforo orgânico, solubilizam as formas insolúveis e assimilam nas células os fosfatos inorgânicos (Sousa, 2001).

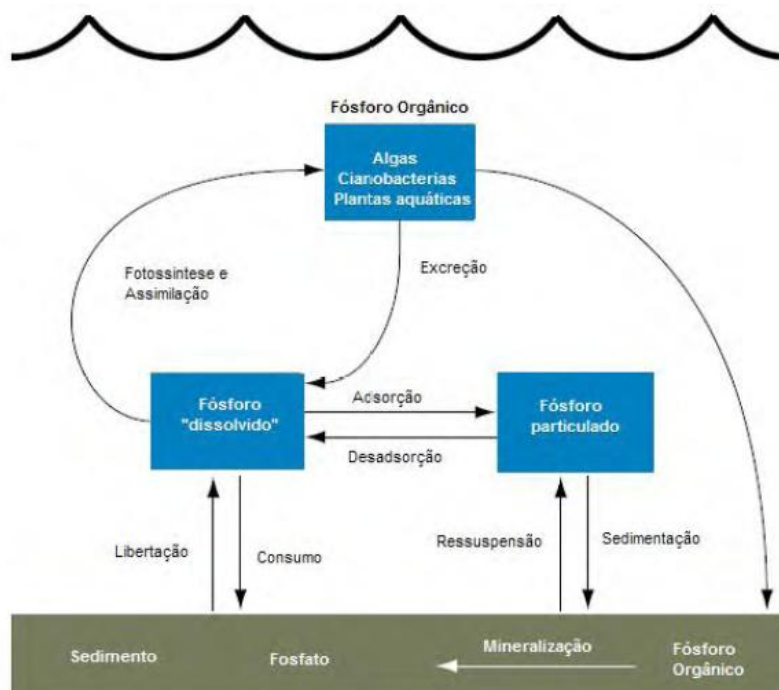


Figura 9 - Ciclo do fósforo em ecossistemas aquáticos (Bola, 2009).

### 3.6. Ciclo do Azoto

O azoto ocupa cerca de 80% do volume da atmosfera na forma de  $N_2$  existindo por isso em abundância na natureza, no entanto, esta forma não é diretamente utilizada pelas plantas e pelos animais. Este tem de ser convertido em outras formas como o nitrato ( $NO_3^-$ ) ou na forma amoniacal ( $NH_4^+$ ). Estas conversões acontecem tanto em terra como na água através de quatro processos, sendo estes: a fixação do azoto, a decomposição, a nitrificação e a desnitrificação (Figura 10). Nos três primeiros processos, a forma gasosa passa a outras formas assimiláveis. No quarto e último processo o azoto é devolvido à atmosfera (Bola, 2009).

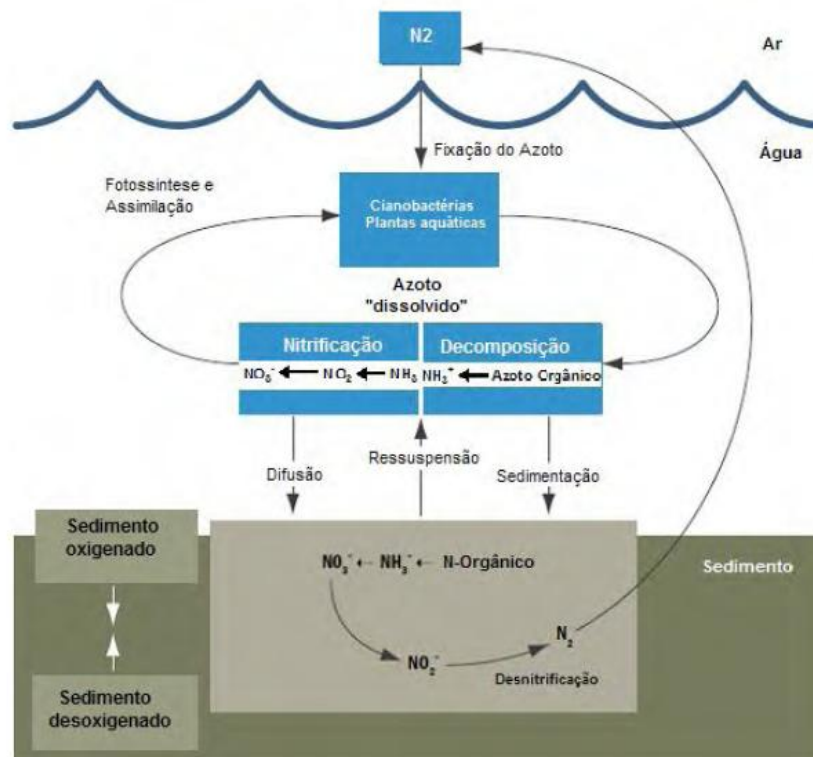


Figura 10 - Ciclo do azoto em ecossistemas aquáticos (Bola, 2009).



Os compostos azotados formam um sistema complexo nos ecossistemas lênticos, aparecendo como azoto livre em solução, compostos orgânicos, amónia, nitritos e nitratos. O aparecimento de compostos azotados nos ecossistemas lênticos advém dos afluentes dos ecossistemas, da sua fixação e da precipitação. As suas perdas devem-se principalmente aos efluentes, mas também à desnitrificação, formação de sedimentos e perdas para a atmosfera (Bertoni, 2011).

O azoto flui continuamente nos ecossistemas lênticos, no entanto, a sua presença depende da temperatura, tendo por isso um comportamento sazonal. No caso da falta de azoto nos ecossistemas lênticos, os organismos fixadores de azoto podem adquiri-lo na atmosfera e transformá-lo em amónia. A decomposição de organismos mortos liberta amónia que é posteriormente convertida em nitritos e nitratos, iniciando-se assim novamente o ciclo (Bola, 2009).

### 3.7. Eutrofização

O conceito de estado trófico como classificação para lagos foi introduzido por limnologistas como, Thienemann (1925) e Nauman (1932) e tem sido desde então uma matéria em contínuo desenvolvimento. A eutrofização, do grego *eutrophia* (bem nutrido), é um dos principais processos que afetam os ambientes aquáticos (WHO, UNESCO, UNEP, 1996). Tem como mecanismo básico o crescimento e proliferação das plantas aquáticas, como resultado da utilização dos nutrientes inorgânicos disponíveis. Trata-se de um processo lento devido à escassez dos nutrientes envolvidos, mas que origina no meio uma vasta comunidade animal e vegetal estável e diversificada. No entanto, quando as condições de luminosidade, disponibilidade de nutrientes e temperatura são favoráveis ao desenvolvimento de fitoplâncton, algas e cianobactérias (algas azuis-verdes), estes podem desenvolver-se e multiplicar-se com facilidade, aumentando a biomassa no meio o que pode resultar num desequilíbrio do ecossistema, muitas vezes irreversível. O aumento da presença de nutrientes é frequentemente resultante da atividade humana, uma vez que entre os principais fatores para esse enriquecimento são as descargas de efluentes assim como o arrastamento de fertilizantes agrícolas pelo escoamento de superfície. O azoto e o fósforo são os principais nutrientes que frequentemente controlam o crescimento do fitoplâncton e das algas bênticas nos ambientes aquáticos, sendo que o nutriente que existir em menor quantidade é considerado o nutriente limitante, uma vez que a sua quantidade condiciona a produtividade primária. O aumento da atividade fotossintética pode resultar numa sobressaturação de oxigénio, principalmente à superfície, onde a incidência de luz solar é favorável, principalmente durante o período estival. Em consequência, a turbidez da água aumenta à superfície, não permitindo a penetração da luz na coluna de água, restringindo assim a produção primária o que reduz a disponibilidade de oxigénio nas camadas mais profundas. Por sua vez a mortalidade e a sedimentação das plantas tem como resultado o aumento das necessidades de oxigénio nos sedimentos para degradação da matéria orgânica o que corresponde uma vez mais a uma diminuição de oxigénio na coluna de água (Bola, 2009).

Algumas consequências da eutrofização são:

- Formação de “tapetes” de algas à superfície;
- Grandes variações diurnas de oxigénio dissolvido podem resultar em teores baixos durante a noite o que provoca a morte de algumas espécies por asfixia;
- A sedimentação do fitoplâncton e algas no fundo da massa de água pode provocar carência de oxigénio nos sedimentos, resultando numa redução dos teores de oxigénio dissolvido no *hipolimnion*;
- Desenvolvimento de algas tóxicas;
- Perda de biodiversidade (Bola, 2009).

Os corpos de água são frequentemente classificados tendo em consideração o seu estado trófico. Atualmente em Portugal o critério quantitativo a utilizar em ambientes lênticos, proposto pelo INAG, baseia-se nos estados oligotrófico, mesotrófico e eutrófico. Estes têm por base o critério de classificação definido pela Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Económico (OCDE) que contempla ainda os estados ultra-oligotrófico e hipertrófico (Tabela 7).

**Tabela 7 - Classificação dos corpos de água tendo por base os valores propostos pelo INAG e pela OCDE**

Estado Trófico	INAG		OCDE	
	P (mg/m <sup>3</sup> )	Clorofila-a (mg/m <sup>3</sup> )	P (mg/m <sup>3</sup> )	Clorofila-a (mg/m <sup>3</sup> )
<b>Ultra-oligotrófico</b>	-	-	<4	<1
<b>Oligotrófico</b>	<10	<2,5	4-10	1-2,5
<b>Mesotrófico</b>	10-35	2,5-10	10-35	2,5-8
<b>Eutrófico</b>	>35	>10	35-100	8-25
<b>Hipertrófico</b>	-	-	>100	>25

P- Fósforo

Esta terminologia é no entanto considerada de diferentes maneiras por diferentes investigadores, já que uns referem-se à produção primária na massa de água, outros utilizam-na para descrever o processo de afluência excessiva de nutrientes (Bola, 2009).

### 3.8. Estado Trófico

Como foi referido anteriormente, o nutriente que existir em menor quantidade no meio, é considerado o nutriente limitante visto que a sua quantidade condiciona a produtividade primária. A definição do nutriente limitante obedece à “lei do mínimo” estabelecida por *Liebig* em 1840. Esta lei estabelece que o crescimento de um organismo é limitado pelo nutriente que está disponível em quantidades mínimas relativamente às suas necessidades de crescimento e reprodução. Por sua vez, em 1913 *Shelford* propôs a “lei da tolerância” referindo que o crescimento de um organismo não é apenas limitado pelo nutriente em menor quantidade, mas também pelo seu excesso, ou seja, os organismos têm um máximo e um mínimo ecológico, que representam os limites de tolerância (Odum, 2004).

Uma das formas mais utilizadas para a determinação do nutriente limitante é a avaliação da razão N:P. Para valores de N:P inferior a 10 considera-se o azoto como fator limitante, enquanto para valores de N:P superior a 10 considera-se o fósforo como fator limitante (Diogo, 2008).

Um dos critérios de classificação do estado trófico mais conhecidos é a abordagem apresentada pela Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Económico (OCDE) e desenvolvida em 1982. Baseia-se essencialmente na medição de parâmetros de qualidade da água e posterior comparação com uma tabela de valores limite estabelecidos para cada classe de estado trófico, sendo esses parâmetros a clorofila-a, o fósforo total e a transparência (medida com disco de Secchi). No entanto grande parte dos estados pertencentes à Comunidade Europeia optou por utilizar versões modificadas que estivessem mais de acordo com a Diretiva Quadro da Água. Em 2004, o Instituto Nacional da Água (INAG) adotou uma tabela de critérios de classificação, dos quais foi excluído o critério da transparência e acrescentada a percentagem de oxigénio dissolvido (Tabela 8). Foram também excluídos os estados ultra-oligotrófico e hipertrófico. O estado trófico global corresponde ao mais desfavorável para o conjunto dos vários parâmetros (Bola, 2009).

**Tabela 8 - Classificação do estado trófico adotado em Portugal pelo INAG, para albufeiras e lagoas (Bola, 2009).**

<b>Estado trófico</b>			
<b>Parâmetros</b>	<b>Oligotrófico</b>	<b>Mesotrófico</b>	<b>Eutrófico</b>
<b>Fósforo Total</b> (mg/m <sup>3</sup> )	< 10	10.0 – 35	> 35
<b>Clorofila-a</b> (mg/m <sup>3</sup> )	< 2,5	2,5 – 10	> 10
<b>Oxigénio</b> <b>dissolvido (%)</b> <b>saturação)</b>	-	-	< 40

Nota: Os valores correspondem a médias geométricas; O estado trófico é determinado pelo critério mais desfavorável, com a realização de pelo menos uma amostra por cada estação do ano.

## 4. Parâmetros Analisados

### 4.1. pH

A determinação do pH é das análises físico-químicas mais efetuadas no âmbito da qualidade da água constituindo uma expressão qualitativa de acidez e alcalinidade de uma água num determinado momento. O pH pode ser considerado como uma das variáveis ambientais mais importantes, no entanto também uma das mais difíceis de interpretar devido ao grande número de fatores que o influenciam.

Numa amostra de água pura, quando a presença de iões  $H^+$  e  $OH^-$ , resultantes da ionização da molécula  $H_2O$  está em equilíbrio, a amostra diz-se neutra. Quando a presença dos iões  $H^+$  se sobrepõe à presença dos iões  $OH^-$  a amostra diz-se ácida e quando a presença de iões  $OH^-$  se sobrepõe à presença dos iões  $H^+$  a amostra diz-se básica.

A acidez ou a alcalinidade de uma solução são expressas em termos de concentração de iões  $H^+$ , sendo o pH definido como o logaritmo negativo da concentração de iões de hidrogénio:

$$pH = - \log [H^+]$$

Considerando uma solução neutra onde  $[H^+] = [OH^-]$ , e sendo a constante de auto-ionização da água, a 25°C, igual a  $1,0 \times 10^{-7}M$ , o pH será:

$$-\log [H^+] = - \log (1,0 \times 10^{-7}) = - (-7) = 7$$

Nas águas superficiais, dificilmente se regista um equilíbrio dos dois iões uma vez que as suas concentrações são influenciadas por sais, ácidos e bases presentes no meio. Na maioria das águas naturais o pH é influenciado pela presença de iões  $H^+$  resultantes da dissociação do ácido carbónico ( $H_2CO \rightarrow 2H^+ + CO_3^-$ ) o que gera valores mais baixos de pH. No entanto podem ocorrer reações entre os iões carbonato e bicarbonato com molécula de água, elevando os valores de pH para a faixa alcalina.

Grande parte dos corpos de água continentais apresentam um pH entre 6 e 8 (escala de Sorënsen), podendo ocasionalmente encontrar-se ambientes mais ácidos ou mais alcalinos. Em todos os casos, os ecossistemas apresentam comunidades vegetais e animais características (Esteves, 1998).

O pH é um parâmetro muito instável, pelo que as amostras a analisar foram mantidas nas melhores condições a fim de preservar as propriedades físicas e químicas.

## 4.2. Carência Bioquímica de Oxigénio

A carência bioquímica de oxigénio (CBO) traduz-se num teste empírico, no qual são utilizados procedimentos laboratoriais normalizados a fim de estimar o oxigénio dissolvido, expresso em mg/L O<sub>2</sub>, consumido durante a oxidação aeróbia da matéria orgânica e/ou inorgânica presente na água. A CBO é por isso visto como a medida aproximada da quantidade de matéria biodegradável presente numa amostra (WHO, UNEP, 1996).

O teste de CBO foi originalmente concebido pela *United Kingdom Royal Commission on Sewage Disposal*, como principal critério para quantificação de poluição de uma água (Rand, 1995). No entanto, prever o efeito da poluição num corpo de água requer a consideração de muitos outros fatores além da CBO, como por exemplo, a temperatura do corpo de água, o movimento, a luz solar incidente, as concentrações de oxigénio, populações biológicas (como as algas) ou mesmo os depósitos de fundo.

Conforme determinado experimentalmente por incubação no escuro, a medida da CBO inclui o oxigénio consumido pela respiração de algas, o que significa que o efeito da poluição num corpo de água pode ser consideravelmente alterado por reações fotossintéticas por parte de plantas e algas uma vez que a decomposição da matéria orgânica pela microflora dos ecossistemas aquáticos é acompanhada por uma diminuição da concentração de oxigénio dissolvido na água (Figura 11) mas torna-se impossível de determinar esse efeito quantitativamente num teste de CBO por incubação a 5 dias (WHO, UNEP, 1996; Sousa, 2001). Consequentemente, não é possível estabelecer uma regra para amostras que contenham algas, sendo por isso considerada cada medição como caso isolado. Uma complicação adicional no teste de CBO é que grande parte da capacidade de consumo de oxigénio da amostra pode dever-se à presença de amónia e azoto organicamente ligado que será eventualmente oxidado a nitritos e nitratos no caso de existirem bactérias nitrificantes presentes (WHO, UNESCO, UNEP, 1996).

Há que notar que, no caso do presente trabalho, em nenhum dos pontos de recolha há descarga de efluentes ou poluição agrícola numa área próxima.



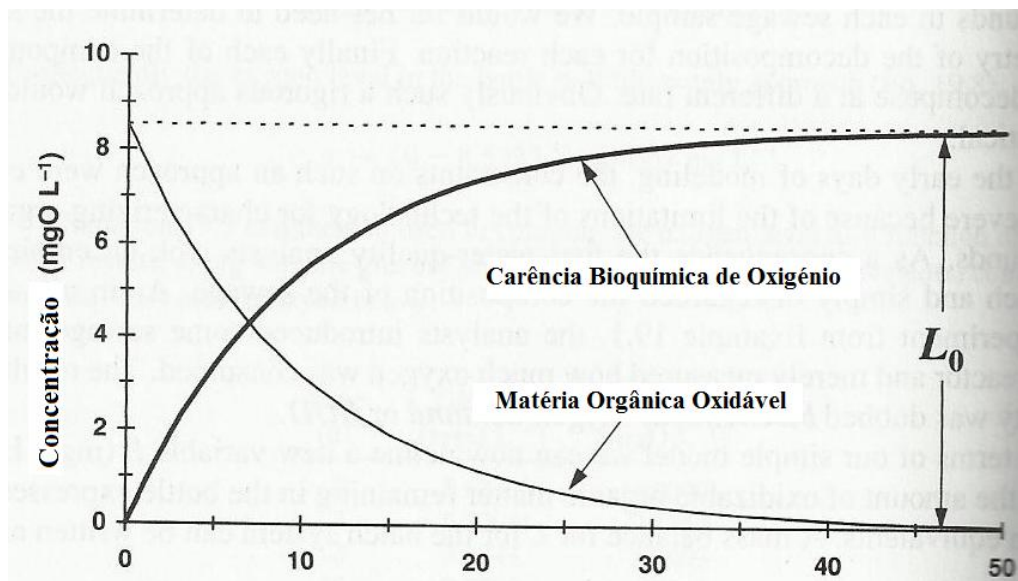


Figura 11 - Relação da concentração entre a matéria orgânica oxidável e a carência bioquímica de oxigênio num lago (adaptado de Chapra, 1997).  $L_0$  – pode ser interpretado como a concentração inicial da matéria orgânica oxidável, ou como a concentração final da carência bioquímica de oxigênio.

### 4.3. Carência Química de Oxigênio

A carência química de oxigênio (CQO) traduz-se na quantidade de oxigênio necessário para oxidar completamente, através de meios químicos, a matéria orgânica a  $\text{CO}_2$  e  $\text{H}_2\text{O}$ . Em termos laboratoriais, o teste fornece uma medição de oxigênio equivalente à porção de matéria orgânica numa amostra que é suscetível a oxidar nas condições do teste laboratorial, ou seja, neste caso, através de uma solução de dicromato de potássio ( $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ ). A quantidade de oxigênio quimicamente equivalente ao dicromato gasto na reação é determinado analiticamente, sendo referido como a CQO, e sendo o seu resultado expresso em  $\text{mg/L O}_2$  (Lemos, 2011). A CQO é uma variável de rápida medição e muito importante para a caracterização dos corpos de água. No entanto, na ausência de um catalisador, o método falha na detecção de alguns compostos orgânicos, como o ácido acético, que se encontra disponível para os organismos aquáticos, mas inclui alguns compostos biológicos, como a celulose, que não fazem parte imediata da carência bioquímica sobre o oxigênio disponível na água. Existe ainda o inconveniente de, embora a porção carbonatada de compostos azotados possa ser determinada, o dicromato de potássio não é reduzido por amônia libertada por matéria proteica. O uso do mesmo método em cada amostra ou mesmo em cada análise durante a monitorização é crucial uma vez que apenas uma parte da matéria orgânica é incluída. O método de determinação de CQO através de dicromato de potássio apresenta vantagens em relação ao uso de outros oxidantes devido ao seu poder oxidante, à sua aplicabilidade a diferentes tipos de amostra e à sua facilidade de manuseamento. O resultado da CQO apresenta mais valor numa monitorização, quando comparado com os resultados de outras variáveis (WHO, UNESCO, UNEP, 1996).

## 4.4. Fósforo Total

O fósforo ocorre nas águas naturais quase unicamente na forma de fosfatos, sendo estes classificados em ortofosfatos e fosfatos condensados (pirofosfatos, metafosfatos e outros polifosfatos) e fosfatos organicamente ligados. O fósforo total está presente nas águas quer na forma particulada quer na forma dissolvida, sendo a sua abordagem conveniente para a avaliação do seu ciclo em ambientes lênticos (Veiga, 2010). O fósforo tem sido associado ao excessivo crescimento de bactérias e algas nos ecossistemas de águas superficiais (eutrofização). Contudo, o conhecimento detalhado sobre o papel do fósforo nos ecossistemas aquáticos tem sido dificultado, em grande parte devido à dificuldade em distinguir em que forma o fósforo aparece na coluna de água e nos sedimentos (Baldwin, 1998). As formas em que o fósforo é encontrado nas águas naturais são:

- **Fósforo solúvel reativo** - Ortofosfatos ou fósforo solúvel inorgânico, sendo a principal forma disponível para as plantas;
- **Fósforo particulado orgânico** – Fósforo presente nos organismos vivos e detritos orgânicos;
- **Fósforo particulado inorgânico** – Fosfatos minerais e fosfatos adsorvidos e absorvidos e fosfatos complexados com a matéria orgânica;
- **Fósforo não particulado inorgânico** – Fosfatos condensados como encontrados em detergentes.
- **Fósforo na forma de fosfitos** (Veiga, 2010)

A determinação de todas as formas de fósforo na água é conhecida como a determinação do fósforo total.

Do ponto de vista limnológico, todas as formas de fosfatos são importantes, no entanto os ortofosfatos assumem uma maior relevância por serem a principal forma de fosfato assimilada pelas plantas aquáticas. Os ortofosfatos podem encontrar-se em diferentes formas iônicas, dependendo do pH do meio, mas como em águas continentais a faixa do pH mais frequente está situada entre 5 e 8, as formas iônicas predominantes são  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  e  $\text{HPO}_4^{2-}$ .

Algumas pesquisas realizadas por Lean (1973) mostram que os ortofosfatos determinados a partir do método com molibdato de amônio, superestimam a concentração deste íon devido principalmente aos fosfatos ligados a coloides que são também incluídos na determinação. Deve ser considerado que a presença de ortofosfatos depende também da densidade e da atividade de organismos, especialmente do fitoplâncton e das macrófitas, uma vez que durante a fotossíntese podem assimilar elevadas quantidades deste íon. Essa assimilação aumenta consideravelmente com a temperatura, o que implica que em ambientes com temperaturas altas, a concentração de ortofosfatos seja muito baixa, geralmente abaixo do nível do limite inferior de detecção da maior parte dos métodos analíticos.

Nos ecossistemas lênticos, o fósforo tem origem em fontes naturais e artificiais. No que diz respeito às fontes naturais, as rochas da bacia de drenagem constituem a fonte básica de fosfato, ou seja, a sua quantidade depende diretamente do conteúdo de fosfato presente nos minerais primários das rochas, sendo o mais importante a apatite que apresenta na sua constituição cerca de 18,25% de fósforo e 41,82% de pentóxido de fósforo (Webmineral, 2014). Outros fatores naturais são os materiais particulados presentes na atmosfera e o fosfato resultante da decomposição de organismos de origem autóctone e alóctone. Em relação às fontes artificiais, as mais relevantes são os esgotos domésticos e industriais e material particulado de origem industrial presente na atmosfera (Esteves, 1998).

## 4.5. Azoto Total

O azoto é um dos elementos mais importantes no metabolismo dos ecossistemas aquáticos. O suporte de vida de um ecossistema requer grandes quantidades deste elemento, sendo o componente principal das proteínas, ácidos nucleicos e outras biomoléculas. O azoto não é usado diretamente pelos organismos uma vez que este é inerte. Para ser usado pelo metabolismo de plantas e animais deve ser fixado, ou seja, combinado com outros elementos para formar componentes reativos como a amónia ou os nitratos. A maior parte do azoto nestas formas, acontece nos ecossistemas aquáticos através de atividade biológica (bactérias fixadoras de azoto ou degradação de matéria orgânica) ou atividades antropogénicas. Nos ambientes aquáticos, os únicos organismos capazes de fixar o azoto atmosférico são bactérias anaeróbias e as cianobactérias (Bertoni, 2011).

As principais fontes naturais de azoto são: a chuva, material orgânico e inorgânico de origem autóctone e alóctone, e a fixação molecular dentro do próprio sistema.

O azoto apresenta-se nos ecossistemas aquáticos sob várias formas, como: nitratos ( $\text{NO}_3^-$ ); nitritos ( $\text{NO}_2^-$ ); amónia ( $\text{NO}_3$ ); ião amónia ( $\text{NO}_4^+$ ); óxido nitroso ( $\text{N}_2\text{O}$ ); azoto molecular ( $\text{N}_2$ ); azoto orgânico dissolvido (peptídeos, purinas, aminas, aminoácidos, etc); azoto orgânico particulado (bactérias, fitoplâncton, zooplâncton e detritos); entre outros. De todas estas formas, os nitratos assumem grande importância nos ecossistemas aquáticos, uma vez que representam as principais fontes de azoto para os produtores primários. O azoto total representa a soma de todos os compostos azotados orgânicos e inorgânicos (Esteves, 1998).

Os nitratos são a forma mais oxidada do azoto e encontram-se presentes nas águas superficiais por serem o produto final da decomposição aeróbia da matéria orgânica nitrogenada. A sua determinação ajuda na avaliação do grau de oxidação das águas superficiais. Águas naturais não poluídas normalmente contêm baixas concentrações de nitratos, sendo o nutriente utilizado pelas plantas (WHO, UNESCO, UNEP, 1996).

Como já foi dito, o azoto amoniacal, os nitratos e os nitritos são compostos que estão diretamente relacionados com o processo de produção e de decomposição. Em consequência, a sua distribuição na coluna de água é função destes processos que por sua vez são influenciados pelo comportamento térmico da massa de água.

Em lagos oligotróficos de regiões temperadas, observa-se uma baixa concentração de azoto amoniacal em toda a coluna de água o que favorece a nitrificação, ou seja, toda a amónia formada a partir da decomposição da matéria orgânica é oxidada a nitratos (nitrificação). Este fato é o principal responsável pelo aumento da concentração de nitratos no *hipolimnion*, sendo esse aumento acentuado quando no *epilimnion* densas populações de fitoplâncton absorvem ativamente o nitrato, causando a redução da sua concentração e dando origem à eutrofização do corpo de água. Em lagos eutróficos, embora a concentração de azoto amoniacal seja superior à encontrada em lagos oligotróficos, é significativamente inferior à concentração de nitratos. Durante o período de estratificação térmica, o *hipolimnion* apresenta altas concentrações de azoto amoniacal devido à acumulação de compostos oriundos do processo de amonificação e também da redução de nitratos em ambientes anaeróbios (Esteves, 1998).

## 4.6. Clorofila-a

A quantidade de algas fitoplantónicas pode ser expressa em termos de concentração do pigmento fotossintético clorofila-a.

A clorofila-a é o pigmento primário dos organismos que produzem oxigénio, como por exemplo as algas e algumas bactérias. É um dos grupos de pigmentos (além dos carotenóides) com capacidade de captação de energia radiante, que posteriormente convertem em espécies químicas resultando em novas moléculas orgânicas. A monitorização do teor de clorofila-a em ecossistemas aquáticos permite avaliar quantitativamente a biomassa fitoplanctónica presente no meio, podendo ser utilizado como indicador das condições tróficas, ou seja, é um indicador do crescimento de algas e cianobactérias devido ao enriquecimento por nutrientes, principalmente o fósforo e o azoto e condições ambientais favoráveis (Bem, 2009).

A clorofila-a pode representar, aproximadamente, 1 a 2% do peso seco das algas planctónicas (APHA, 1998). As moléculas de clorofila são muito pouco estáveis, dependendo das condições externas como, mudanças de pH, temperatura ou luminosidade, logo podem facilmente sofrer degradação originando feofitina-a. Este feopigmentos pode interferir nas medições da clorofila-a, por absorver luz na mesma região do espectro que a clorofila-a (CETESB, 2014).

Segundo a Agência Portuguesa do Ambiente, a amostragem com periodicidade mensal permite alcançar um nível de descrição apropriado da comunidade fitoplanctónica, sendo a amostragem recomendada de 6 vezes por ano, devendo coincidir uma recolha com cada período sazonal. Atualmente é uma das métricas contempladas na Diretiva Quadro da Água no âmbito da avaliação do estado e potencial ecológico das massas de água (APA, 2009).

**Tabela 9 - Definição do estado ecológico em lagos para o elemento de qualidade biológica fitoplâncton (Anexo V, Diretiva Quadro da Água) Fonte: APA, 2000.**

Estado Excelente	Estado Bom	Estado Razoável
<p>A composição taxonómica do fitoplâncton corresponde totalmente à que se verifica em condições não perturbadas.</p> <p>A abundância média de fitoplâncton é inteiramente coerente com as condições físico-químicas específicas do tipo e não é de molde a alterar significativamente as condições de transparência específicas do tipo.</p> <p>Os <i>blooms</i> fitoplanctónicos ocorrem com uma frequência e intensidade coerentes com as condições físico-químicas específicas do tipo.</p>	<p>Ligeiras modificações da composição e abundância dos <i>taxa</i> fitoplanctónicos em comparação com as comunidades específicas do tipo. Estas modificações não indicam um crescimento acelerado de algas que dê origem a perturbações indesejáveis do equilíbrio dos organismos presentes na massa de água ou da qualidade físico-química da água ou do sedimento.</p> <p>Pode verificar-se um ligeiro aumento da frequência e intensidade dos <i>blooms</i> fitoplanctónicos específicos do tipo.</p>	<p>A composição e abundância dos <i>taxa</i> planctónicos diferem moderadamente das comunidades específicas do tipo.</p> <p>A abundância é moderadamente perturbada e pode ser de molde a produzir perturbações indesejáveis e significativas dos valores de outros elementos de qualidade biológica e físico-química.</p> <p>Pode verificar-se um aumento moderado da frequência e intensidade dos <i>blooms</i> fitoplanctónicos específicos do tipo. Podem ocorrer <i>blooms</i> persistentes durante os meses de Verão.</p>



## 4.7. Contagem de Microrganismos

Os microrganismos são um grupo de bactérias não heterotróficas, aeróbias e anaeróbias facultativas, mesófilas e psicotróficas que se multiplicam em agar nutritivo e a temperaturas de 25°C a 40°C sendo a temperatura ótima de crescimento de 31°C. No entanto, a sua contagem é normalmente feita a 36°C e a 22°C. As colónias podem crescer aos pares, em cadeia, em grupo ou mesmo isoladas.

Quando se regista um número elevado de microrganismos, significa que existem concentrações elevadas de matéria orgânica. A contagem de microrganismos tanto a 22°C (mesófilos) como a 36°C (termófilos) tem pouca importância como indicador de poluição fecal. Enquanto os microrganismos a 22°C indicam uma contaminação de origem telúrica, os microrganismos a 36°C indicam uma contaminação de origem entérica, sendo por isso de importância mais significativa que as bactérias aeróbias a 22°C (Nogueira, 2007).

Toda a água contém uma variedade de microrganismos derivados de diversas fontes, como o solo e a vegetação sendo que a sua determinação fornece informação útil sobre qualidade da água. A maior vantagem da contagem de microrganismos recai na deteção de mudanças significativas dos valores esperados, baseando-se na frequência e na duração da monitorização sendo que um aumento drástico na contagem pode indicar a existência de uma fonte poluente (ISO 6222, 1999).

## 5. Desenvolvimento experimental

Os métodos experimentais de análise utilizados neste trabalho foram: a cromatografia iônica, a espectrofotometria de absorção molecular UV-Vis, a potenciometria.

A cromatografia iônica tem a vantagem de ser um método multiparamétrico, ou seja, capaz de quantificar simultaneamente aniões ou catiões, ser um método relativamente rápido e possuir limites de detecção baixos, o que permite a análise de aniões em baixas concentrações (Carvalho, 2011). Para este trabalho, apenas foi determinado o anião nitrato, com recurso à cromatografia iônica, modelo *DX120 Dionex* com utilização de uma coluna *IonPac AS14 (4mm)*, a qual permite separar os iões fluoreto, cloreto, brometo, nitrito, nitrato, fosfato e sulfato, A quantificação foi feita através do cálculo da área do pico correspondente aos nitratos, através do programa informático *PeakNet 5.1 (Dionex)*.

A espectrofotometria de absorção molecular UV-Vis é das técnicas analíticas mais utilizadas atualmente. Baseia-se na Lei de Beer-Lambert que nos diz que a absorvância é diretamente proporcional à concentração da espécie absorvente e à espessura da amostra. O método consiste em fazer incidir um feixe de luz monocromática com uma determinada intensidade e comprimento de onda. Mede-se a intensidade do feixe de luz emergente, de valor inferior devido à absorção pelos constituintes da solução, sendo esta tanto maior quanto for a concentração do analito presente na amostra. Numa solução com cor, a diminuição do feixe de luz emergente resulta da absorção de luz de comprimento complementar ao correspondente à cor apresentada pela solução. Uma vez que a luz absorvida depende da concentração do soluto e da espessura da solução, são preparadas soluções padrão de concentrações conhecidas para estabelecer uma curva de calibração (Moreira, 2008). Há que ter em conta que a turbidez das amostras pode influenciar os resultados, devendo esta ser eliminada por filtração (APHA, 1998). Para este trabalho foi utilizada um espectrofotómetro UV-Vis modelo *Cintra 40 (GBC)* para a determinação dos parâmetros fósforo total e clorofila-a. Os resultados das absorvâncias foram dados pelo programa informático *Spectral 1.5 (GBC)*.

Para a medição do pH das amostras recolhidas, foi utilizado o método eletroquímico com eletrodo sensível aos iões  $H^+$  *Radiometer Tim 900*. O princípio básico da medição do pH através deste método é a determinação da atividade dos iões de hidrogénio através de medições potenciométricas usando um eletrodo sensível aos iões  $H^+$  e um eletrodo de referência. Existem dois tipos de eletrodos, platina e vidro. Neste caso foi utilizado um eletrodo de vidro. A força eletromotriz produzida no vidro do sensor varia linearmente com o pH. Esta relação linear é obtida traçando a medição da força eletromotriz com a do pH. O resultado final de pH é obtido através de extrapolação, sendo o valor final dado diretamente pelo programa informático *TimTalk 9*. Os eletrodos de vidro estão praticamente livres de interferências, no entanto os valores podem ser falseados devida à temperatura da amostra (APHA, 1998).

A medição da CBO foi feita através de sensores de pressão *Velp*. Estes sensores medem a variação da pressão dentro do frasco contendo a amostra sendo essa variação ao fim de 5 dias indicativa do oxigénio consumido. O sensor faz automaticamente a conversão para mg/L  $O_2$ . Um problema dos sensores de pressão é o fato de os seus limites de deteção serem relativamente altos, o que implica que os valores reais da CBO vão ser subvalorizados em amostras com baixo teor de matéria orgânica. Foi utilizada também uma incubadora refrigerada *Velp Scientific – FOC 225E*.

A medição da CQO foi feita usando um kit com a referência *LCK 614* (Dr. Lange), com uma gama de concentrações entre 50 e 300 mg/L  $O_2$ . O método consiste na digestão da amostra em meio ácido com dicromato de potássio, sendo a digestão feita num termostato/digestor *Thermostat LT* (Dr. Lange). A sua leitura é feita num espectrofotómetro *LASA 50* (Dr. Lange), sendo que o resultado é dado diretamente em mg/L  $O_2$ .

Para a determinação de microrganismos foi utilizado o método de inundação com incubação em estufas a 36°C (*Binder KB 115*) e a 22°C (*Binder BS 115*). Foi utilizado como meio de cultura *WPCA – Water Plate Count Agar* (Oxoid). O método foi realizado num laboratório de microbiologia com ambiente controlado e com ajuda de um queimador de gás *IBS Fireboy Plus* para uma constante esterilização do ar envolvente ao material e às amostras.

Na preparação dos reagentes e das diluições, assim como na lavagem de todos os materiais utilizados, foi usada água ultrapura produzida a partir do equipamento Millipore, RO 5 plus e Milli Q plus. Todas as soluções foram preparadas com pesagens em balança *PG 503-S* (Mettler Toledo) e diluições rigorosas. Os meios de cultura foram preparados e esterilizados no laboratório (Autoclave Uniclave 88).

## 5.1. Metodologia Adotada

Na Tabela 10 estão apresentados os métodos analíticos utilizados para a determinação de cada parâmetro, assim como os métodos de determinação utilizados e que se basearam maioritariamente em normas internacionais, como as normas ISO ou metodologias do *Standard methods for the examination of water and wastewater*.

**Tabela 10 - Tabela representativa da metodologia adotada.**

Parâmetros	Métodos analíticos	Métodos de determinação	Expressão dos resultados
<b>pH</b>	Método eletroquímico com sensores de H <sup>+</sup>	ISO 10523:1994	Escala de Sorënsen
<b>CBO</b>	Incubação a 20°C durante 5 dias com determinação de O <sub>2</sub> por sensores de pressão	SMEWW 5210 C	mg/L O <sub>2</sub>
<b>CQO</b>	Digestão em meio ácido com dicromato de potássio Espectroscopia UV/Vis	SMEWW 5220 D	mg/L O <sub>2</sub>
<b>Fósforo total</b>	Método Colorimétrico Espectroscopia UV/Vis	ISO 6878:2004	mg/L P <sub>t</sub>
<b>Azoto total</b>	Cromatografia Iônica	SMEWW 4500-N C./ L'analyse de l'eau	mg/L N <sub>t</sub>
<b>Clorofila-a</b>	Extração com acetona 90% Espectroscopia UV/Vis	SMEWW 10200 H	mg/m <sup>3</sup> cl-a
<b>Microrganismos</b>	Método de inundação com incubação a 36°C e 22°C	ISO 6222:1999	Ufc/ml

SMEWW-*Standard methods for the examination of water and wastewater* (APHA, 1998)

ISO - *International Organization for Standardization*

*L'analyse de l'eau - L'analyse de l'eau: eaux naturelles; eaux résiduaires; eau de mer* (Rodier, 1984)

## 5.2. Recolha de amostras

As amostras foram recolhidas ao longo de 12 meses, tendo sido realizada uma amostragem mensal. No entanto, nos meses de setembro de 2013 e fevereiro de 2014 devido a imprevistos na reserva não foi possível obter as amostras de água, pelo que no total foram realizadas apenas 10 recolhas e não 12 como inicialmente previsto.

**Tabela 11 - Calendarização de amostragem**

Recolha	Data de amostragem
1 <sup>a</sup>	22/04/2013
2 <sup>a</sup>	27/05/2013
3 <sup>a</sup>	28/06/2013
4 <sup>a</sup>	30/07/2013
5 <sup>a</sup>	29/08/2013
6 <sup>a</sup>	03/10/2013
7 <sup>a</sup>	07/11/2013
8 <sup>a</sup>	03/12/2013
9 <sup>a</sup>	30/01/2014
10 <sup>a</sup>	14/03/2014

Cada campanha de monitorização ou recolha, englobava a colheita de amostras em 10 pontos distintos, 9 em charcas pouco profundas e 1 num poço.

O facto de se ter efetuado a amostragem ao longo de 12 meses, proporcionou a recolha de amostras em todas as estações do ano. As recolhas foram todas feitas por método direto, recolhidas com frascos de vidro (1L), devidamente identificados, totalmente mergulhados na água mas à superfície do corpo de água. O mesmo aconteceu com a recolha de amostras para análises microbiológicas, no entanto estas foram feitas em frascos de vidro de 100mL, previamente esterilizados. Há que referir que a água do poço é usado para os mesmos fins da água das charcas, ou seja, apenas para o abeberamento dos animais.

Uma vez que não era possível efetuar todas as análises imediatamente após a recolha, as amostras eram mantidas em arcas térmicas ao abrigo da luz, de modo a preservar as condições físicas e químicas. Em nenhuma amostra foi adicionado qualquer conservante químico.

Nota: Na 4ª recolha não foi obtida amostra do ponto 8 e na 5ª recolha não foram obtidas amostras dos pontos 1, 3 e 9. Isto aconteceu visto que os respetivos pontos não tinham água suficiente para amostragem.

### 5.2.1 Descrição dos pontos de recolha

Como foi referido anteriormente, foram feitas recolhas em 10 pontos distintos. Apesar dos pontos possuírem nomenclatura iremos referi-los como ponto 1, ponto 2 e assim sucessivamente. Na Tabela 12 são registadas as coordenadas geográficas (WGS84 datum) de cada ponto e na Figura 12 assim como no Anexo B, encontra-se um mapa com o enquadramento geográfico da Faia Brava onde se podem observar as localizações dos pontos de recolha. Na Figura 13 estão indicadas as fotografias de cada ponto de recolha com a respetiva identificação.

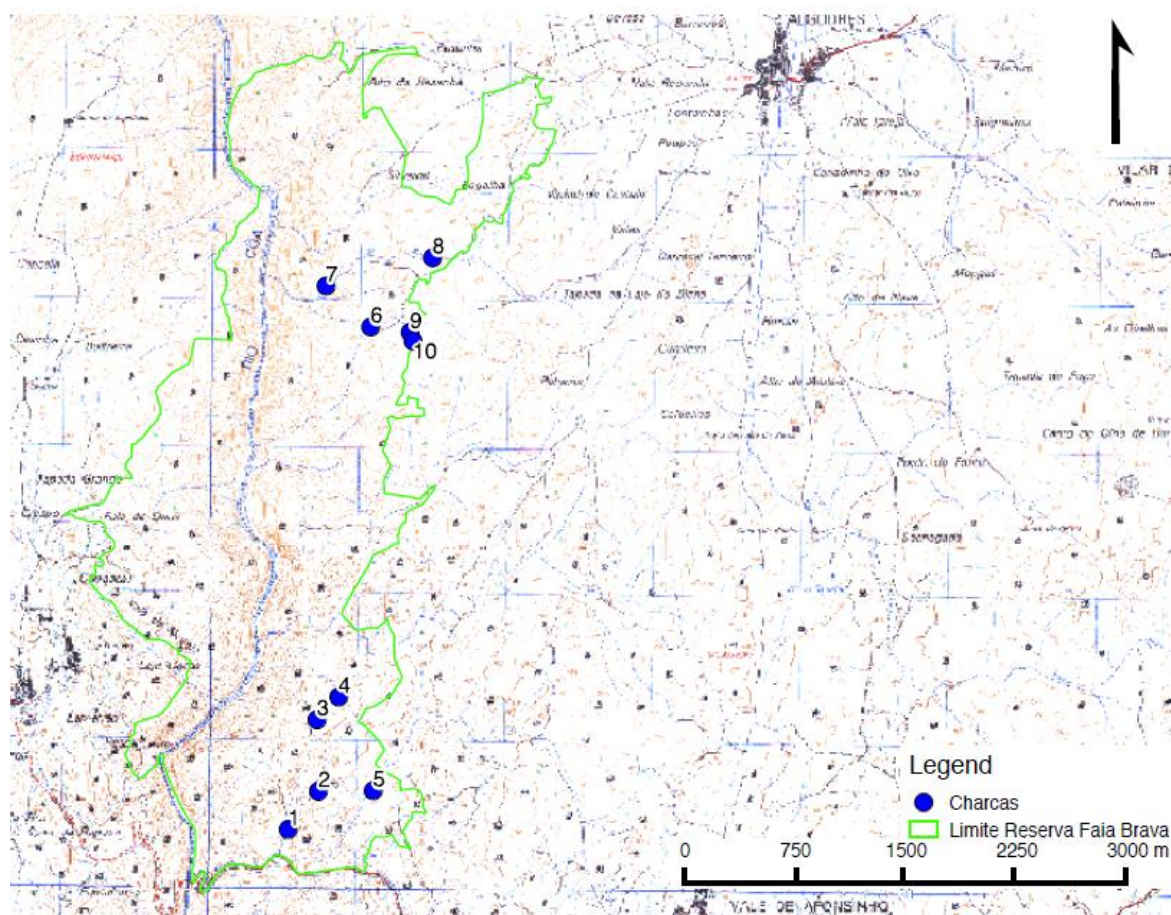


Figura 12 - Enquadramento geográfico da reserva da Faia Brava, com os pontos de recolha assinalados.



**Tabela 12 - Identificação e coordenadas geográficas dos pontos de recolha.**

Pontos de Recolha	Nomenclatura	Coordenadas Geográficas
1	Charca da placa da Faia Brava I	40° 54' 25.47'' N
		7° 05' 43.80'' W
2	Charca da placa da Faia Brava II	40° 54' 32.44'' N
		7° 05' 35.65'' W
3	Charca da casa grande de cima	40° 54' 51.37'' N
		7° 05' 25.26'' W
4	Charca da casa grande de baixo	40° 54' 51.81'' N
		7° 05' 33.18'' W
5	Charca do lameiro	40° 54' 31.42'' N
		7° 05' 16.37'' W
6	Charca do alimentador	40° 56' 14.36'' N
		7° 05' 20.18'' W
7	Charca do cercado dos cavalos de fora	40° 56' 29.60'' N
		7° 05' 17.17'' W
8	Charca do cercado dos cavalos de dentro	40° 56' 29.20'' N
		7° 05' 02.40'' W
9	Charca da Saboia	40° 56' 17.58'' N
		7° 05' 09.86'' W
Poço	Poço da Saboia	40° 56' 16.79'' N
		7° 05' 07.93'' W

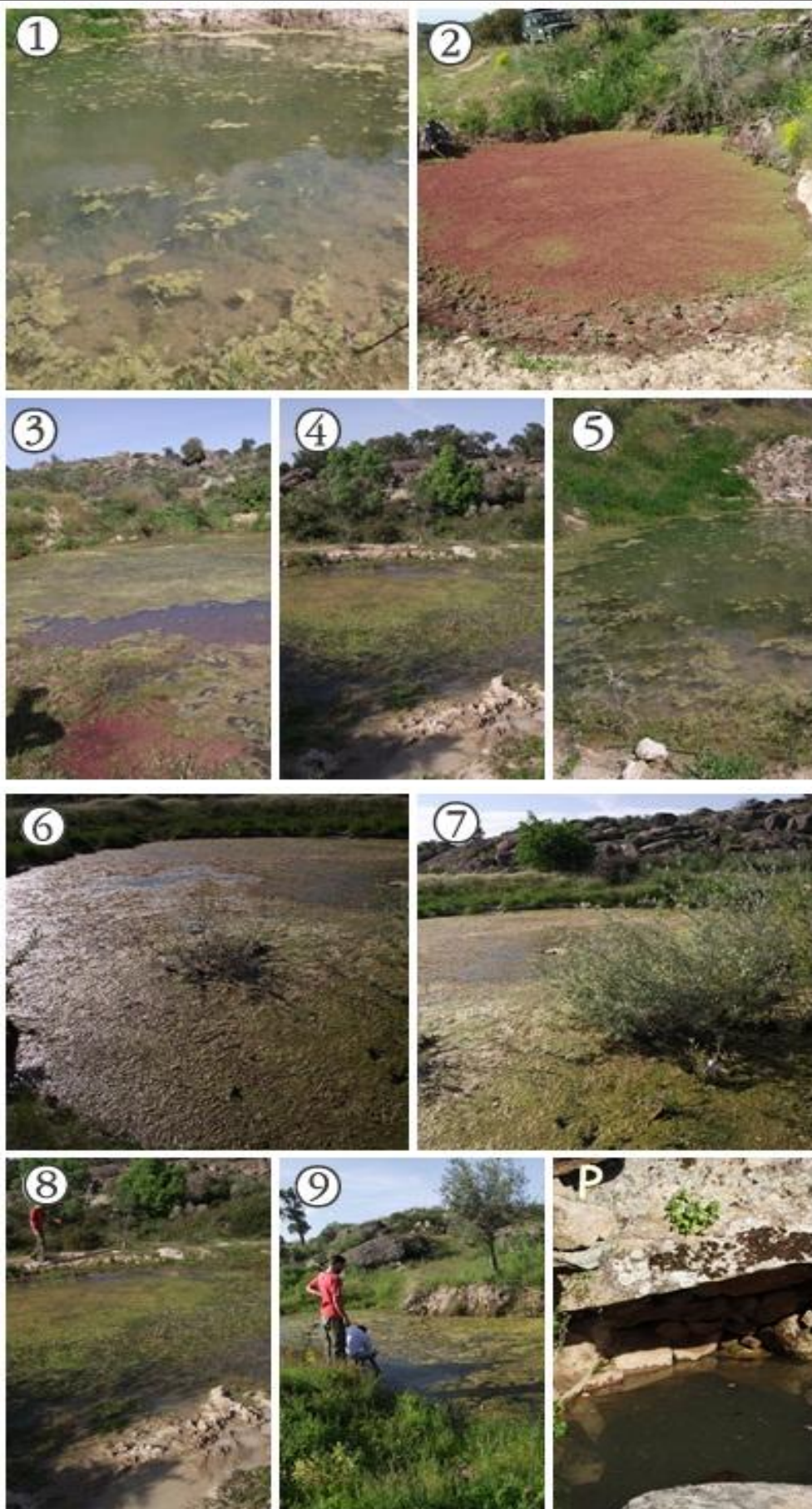


Figura 13 - Fotografias dos pontos de recolha, com a respetiva identificação (22/04/2013).

## 5.3. Procedimentos

### 5.3.1. Determinação do pH

#### **Calibração:**

Ligar o equipamento e o programa informático. Introduzir o eletrodo na solução tampão de pH 7, deixar estabilizar. Limpar o eletrodo. Introduzir o eletrodo na solução tampão de pH 4, deixar estabilizar. Limpar novamente o eletrodo.

#### **Medição:**

- Homogeneizar a amostra.
- Introduzir o eletrodo na amostra e deixar estabilizar.
- Fazer a leitura do pH.
- Repetir o processo (exceto a calibração) para cada amostra, limpando sempre convenientemente o eletrodo entre medições.

### 5.3.2. Determinação da CBO

- Homogeneizar a amostra.
- Medir um determinado volume de amostra tendo em conta o valor de CBO esperado, sem diluição. Colocar num frasco escuro, previamente lavado com água ultrapura (neste trabalho foram sempre colocados 400mL de amostra).
- Colocar um magnete no interior do frasco.
- Colocar um suporte de borracha no gargalo do frasco.
- Colocar 3 a 4 pastilhas de hidróxido de sódio no suporte de borracha.
- Enroscar o sensor de pressão no frasco, selecionando a escala de acordo com a previsão de CBO (para um CBO máximo esperado de 90mg/L O<sub>2</sub>, foram colocados 400mL de amostra).
- Colocar o frasco na base de modo a que o magnete gire continuamente.
- Colocar a base na incubadora previamente ligada a uma temperatura de 20°C.
- Após 5 dias, fazer a leitura de CBO diretamente no sensor.

### 5.3.3. Determinação da CQO

Como foi dito anteriormente, a determinação da CQO foi feita através de kits LCK 614, cuja concentração de trabalho é de 50 a 300 mg/L O<sub>2</sub> (Dr. Lange).

#### **Instruções do fabricante:**

- Adicionar 2mL de amostra ao tubo;
- Agitar bem;
- Esperar 15min e colocar no digestor a 148°C durante 2 horas;
- Agitar novamente e deixar arrefecer;
- Medir no espectrofotômetro *Lasa 50* (Dr. Lange).

### 5.3.4. Determinação de Fósforo Total

#### Reagentes:

##### **Solução de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) = 9 mol/L**

Num balão volumétrico de 2000mL adicionar 500±5mL de água ultrapura. Cuidadosamente adicionar 500±5mL de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ), com densidade de 1,84g/mL. Agitar bem até atingir a temperatura ambiente.

##### **Solução de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) = 4.5 mol/L**

Num balão volumétrico de 2000mL adicionar 500±5mL de água ultrapura. Cuidadosamente adicionar 500±5mL de ácido sulfúrico a 9mol/L (preparado anteriormente). Agitar bem até atingir a temperatura ambiente.

##### **Solução de ácido ascórbico ( $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$ ), $\rho = 100\text{g/L}$ :**

Dissolver 10±0,5g de ácido ascórbico ( $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$ ) em 100±5mL de água ultrapura.

Quando bem acondicionada e refrigerada, a solução é estável durante 2 semanas.

##### **Solução de ácido molibdato I:**

Dissolver 13±0,5g de heptamolibdato de amónio tetrahidratado [ $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$ ] em 100±5mL de água ultrapura.

Dissolver 0,35±0,05g de tartarato antimónio de potássio hemihidratado [ $\text{K}(\text{SbO})\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6\cdot 1/2\text{H}_2\text{O}$ ] em 100±5mL de água ultrapura.

Adicionar a solução de molibdato a 300±5mL de solução de ácido sulfúrico (9mol/L). Adicionar a solução de tartarato antimónio de potássio hemihidratado e agitar bem.

Quando bem acondicionada, a solução é estável durante 2 meses.

**Solução de ácido molibdato II:**

Cuidadosamente adicionar 230±0,5mL de solução de ácido sulfúrico (9 mol/L) a 70±5mL. Deixar arrefecer. Dissolver 13±0,5g de heptamolibdato de amónio tetra hidratado [(NH<sub>4</sub>)<sub>6</sub>Mo<sub>7</sub>O<sub>24</sub>.4H<sub>2</sub>O] em 100±5mL de água ultrapura. Adicionar à solução de ácido e agitar bem. Dissolver 0,35±0,05g de tartarato antimónio de potássio hemihidratado [K(SbO)C<sub>4</sub>H<sub>4</sub>O<sub>6</sub>.1/2H<sub>2</sub>O] em 100±5mL de água ultrapura. Adicionara à solução de ácido-molibdato e agitar bem.

Quando bem acondicionada, a solução é estável durante 2 meses.

**Solução de tiosulfato de sódio penta hidratado (Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub>.5H<sub>2</sub>O), ρ = 12,0 g/L**

Dissolver 1,20±0,05g de tiosulfato de sódio penta hidratado (Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub>.5H<sub>2</sub>O) em 100±5mL de água ultrapura. Preservar com 0,05±0,005g de carbonato de sódio anidro.

Quando bem acondicionada, a solução é estável durante 4 semanas.

**Solução stock de ortofosfato pp = 50mg/L**

Secar o fosfato monopotássico (K<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>) a 105°C. Num balão volumétrico de 1000mL, dissolver 0,2197±0,0002g de K<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> em cerca de 800±10mL de água ultrapura. Adicionar 10±0,5g de solução de ácido sulfúrico (4,5 mol/L). Ajustar o volume com água ultrapura.

Quando bem acondicionada e refrigerada, a solução é estável durante 3 meses.

**Solução intermédia de ortofosfato, pp = 2mg/L:**

Pipetar 20±0,01mL de solução stock de ortofosfato para um balão volumétrico de 500mL. Ajustar o volume com água ultrapura.

Esta solução deve ser preparada sempre que necessária.

1mL desta solução contém 2µg de fósforo.

**Solução de ácido clorídrico (HCL) = 2,5 mol/L**

Num balão volumétrico de 1000mL, adicionar 200±10mL de ácido clorídrico (1,19g/mL) a 500±10mL de água ultrapura. Deixar arrefecer até atingir a temperatura ambiente e ajustar o volume com água ultrapura.

**Padrões:**

Em balões volumétricos de 50mL colocar 1mL, 2,5mL, 5mL, 10mL e 20mL de solução intermédia de ortofosfato. Adicionar a cada balão 1mL de solução de ácido ascórbico (C<sub>6</sub>H<sub>8</sub>O<sub>6</sub>) seguido de 2mL de solução de ácido molibdato I. Ajustar o volume com água ultrapura e agitar bem.

**• Tratamento de amostras**

Em balões volumétricos de 50mL colocar 40mL de amostra. Adicionar a cada balão 0,4mL de solução de ácido sulfúrico (4,5mol/L), 1mL de solução de ácido ascórbico (C<sub>6</sub>H<sub>8</sub>O<sub>6</sub>) seguido de 1mL de solução de tiosulfato de sódio penta hidratado (Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub>.5H<sub>2</sub>O). Agitar e esperar 10±1min. Adicionar 2mL de solução de ácido molibdato II. Ajustar o volume com água ultrapura. Agitar bem e esperar 10 a 30min para desenvolvimento de cor antes de medir.

**Branco:**

Num balão volumétrico de 50mL colocar 40mL de água ultrapura. Tratar como referido para as amostra.

**Leitura:**

Colocar a amostra, o branco e os padrões em cuvets de 1cm e ler a 880nm no espectrofotómetro UV-Vis. Adicionar água ultrapura na cuvete de referência.



**Resultado:**

A curva de calibração é realizada a partir das absorvâncias obtidas (ISO 6878, 2004).

**Resultado final do fósforo em mg/L P<sub>i</sub>:**

$$\frac{(\text{Abs. da amostra} - \text{abs. do branco}) \times 50}{m \times 40}$$

m - declive da reta de calibração

Nota: As duas primeiras análises a este parâmetro (abril e maio de 2013) foram feitas com kits *Dr. Lange LCK 350 2-20 mg/L PO<sub>4</sub>-P*, seguindo rigorosamente as instruções do fabricante.

### 5.3.5. Determinação de Azoto Total

#### **Reagentes:**

**Reagente de digestão:** Dissolver 20,1g de persulfato de potássio ( $K_2S_2O_8$ ) juntamente com 3g de hidróxido de sódio (NaOH) em 1000mL de água ultrapura.

**Solução tampão (Borato):** Dissolver 61,8g de ácido bórico ( $H_3BO_3$ ) juntamente com 8g de hidróxido de sódio (NaOH) em 1000mL de água ultrapura.

**Solução Stock de Nitrato:** Secar o nitrato de potássio ( $KNO_3$ ) numa estufa a 105°C durante 24 horas. Dissolver 7,221g de nitrato de potássio já seco em 1000mL de água ultrapura. Preservar com 2mL de clorofórmio ( $CHCl_3$ ). A solução mantém-se estável durante 6 meses.

**Solução intermédia de nitrato:** Num Balão volumétrico de 1000mL colocar 100mL de solução stock de nitrato. Ajustar o volume com água ultrapura.

#### **Padrões:**

Colocar 1mL, 2,5mL, 5mL, 10mL, 15mL e 20mL de solução intermédia de nitrato em 6 balões volumétricos de 100mL. Ajustar o volume com água ultrapura. Tratar como referida para as amostras.

#### **Branco:**

Colocar 10mL de água ultrapura num frasco, juntamente com 15mL de reagente de digestão. Tratar como referida para as amostras.

#### **Amostras:**

- Homogeneizar a amostra;
- Colocar 10mL de amostra num frasco juntamente com 15mL de reagente de digestão
- Autoclavar a 100°C à pressão de 1 bar durante 1 hora. Deixar arrefecer;
- Retirar 2,5mL da amostra digerida e colocar num balão volumétrico de 100mL;

- Adicionar 2,5mL de solução tampão e ajustar o volume para 100mL com água ultrapura;
- Proceder à injeção das amostras, branco e padrões no cromatógrafo iônico de acordo com as instruções do fabricante.

A partir das áreas dos picos obtidas pela medição de cada padrão, determinar a melhor reta entre os pontos experimentais.

**Resultado final de azoto total nas amostras em mg/L N<sub>t</sub>:**

$$\frac{(\text{Área do pico} - b)}{m}$$

m - declive da curva de calibração

b – ponto de interseção com o eixo dos yy, da curva de calibração

**Nota:** Na 8<sup>a</sup>, 9<sup>a</sup> e 10<sup>a</sup> recolha as amostras foram concentradas sendo que o resultado final foi então dividido pelo fator de concentração correspondente.

As duas primeiras análises a este parâmetro (abril e maio de 2013) foram feitas com kits Dr. Lange LCK 138 1-16 mg/L TN<sub>b</sub>, seguindo rigorosamente as instruções do fabricante.

### 5.3.6. Determinação de Clorofila-a

- Colocar um volume conhecido de amostra num tubo de ensaio;
- Centrifugar a amostra;
- Cuidadosamente retirar o excesso de água, deixando o extrato no fundo do tubo de ensaio;
- Medir o volume do extrato;
- Adicionar acetona 90% ao tubo de ensaio,  $\pm 3\times$  o volume do extrato, evitando uma diluição excessiva dos pigmentos;
- Macerar bem a amostra;
- Filtrar a amostra previamente macerada para outro tubo de ensaio com filtro descartável e resistente ao solvente;
- Dividir a solução obtida em dois tubos de ensaio;
- Num dos tubos, devidamente identificado, adicionar 0,1mL de ácido clorídrico (HCl) a 0,1N. Fazer a leitura no espectrofotómetro imediatamente após a acidificação;
- Fazer a leitura no espectrofotómetro UV- Vis a 664nm e 750nm (valor de correção) para a amostra sem ácido e a 665nm e 750nm para a amostra com ácido.
- Aos valores obtidos a 664nm e 665nm, subtrair os valores obtidos a 750nm, sem ácido e com ácido, respetivamente.

Resultado final da concentração de clorofila-a em  $\text{mg/m}^3$  cl-a:

$$\frac{26,7 (664a - 665d) \times V1}{V2 \times L}$$

664 a = densidade ótica do extrato sem ácido, após correção (664nm – 750nm)

665 d = densidade ótica do extrato com ácido, após correção (665nm – 750nm)

V1 = volume do extrato, L

V2 = volume da amostra,  $\text{m}^3$

L = largura da cuvete, cm

### 5.3.7. Determinação de Microrganismos

#### **Meio de cultura:**

Num frasco de 250mL dissolver 6,0g de WPCA. Agitar bem até homogeneizar. Autoclavar a  $120\pm 3^{\circ}\text{C}$  durante  $15\pm 1$ min. Deixar arrefecer até atingir uma temperatura de  $45\pm 1^{\circ}\text{C}$

#### **Amostra:**

- Pipetar 9,9mL de água ultrapura para um tubo de ensaio;
- Autoclavar a  $100^{\circ}\text{C}$  durante cerca de 15min;
- Adicionar ao tubo 100 $\mu\text{l}$  de amostra;
- Agitar bem com ajuda de um agitador de tubos automático;
- Retirar 1000 $\mu\text{l}$  do tubo e colocar numa caixa de petri devidamente identificada;
- Adicionar 15 a 20mL de meio de cultura e agitar cuidadosamente em movimento rotativo. O tempo entre a adição da amostra e a adição do meio de cultura não deve exceder os 15min;
- Por cada amostra, inocular dois meios, um para cada temperatura;
- Deixar solidificar o meio de cultura.

**Incubação:**

- Inverter as caixas de petri e incubar a  $36\pm 2^{\circ}\text{C}$  durante  $44\pm 4\text{h}$  e a  $22\pm 2^{\circ}\text{C}$  durante  $68\pm 4\text{h}$ ;

**Leitura:**

- Proceder à contagem das colónias imediatamente após serem retiradas da incubadora com ajuda de um contador de colónias automático. Se não for possível, guardar a  $5\pm 3^{\circ}\text{C}$  e examinar dentro de 48h;
- Todas as amostras com crescimento confluyente devem ser descartadas (Figura 14).
- O resultado é expresso em colónias formadas por mililitro (ISO 6222, 1999)



**Figura 14 - Exemplo de amostra com crescimento confluyente**

## 6. Resultados e Discussão

Neste capítulo são apresentados e discutidos os resultados analíticos obtidos ao longo do período de monitorização da qualidade da água de charcas e um poço na reserva da Faia Brava.

É importante referir que as duas primeiras análises ao fósforo total e ao azoto total (recolhas de abril de 2013 e maio de 2013) foram feitas com recurso a kits Dr. Lange (*LCK 350, 2-20 mg/L PO<sub>4</sub>-P*, e *LCK 138, 1-16, mg/L TN<sub>b</sub>* respetivamente), enquanto que as restantes análises destes parâmetros foram realizadas de acordo com normas internacionais, metodologias do *Standard methods for the examination of water and wastewater* e metodologias do *L'analyse de l'eau* de Rodier.

Fazendo o teste F (Fisher) para comparação de métodos, considerando para ambos um nível de confiança de 95% com 9 graus de liberdade, verificamos que no caso do fósforo total se obtém um  $F_{\text{calculado}}$  de 0,145. Sendo o  $F_{\text{tabelado}}$  de 3,18, pelo que concluímos que os métodos são comparáveis. O mesmo acontece para o azoto total onde obtemos um  $F_{\text{calculado}}$  de 0,430, o que nos permite concluir que os métodos são comparáveis.

Torna-se também importante referir que as 3<sup>a</sup>, 4<sup>a</sup> e 5<sup>a</sup> análises ao azoto total não foram efetuadas logo após as respetivas recolhas (28/06/2013, 30/07/2013 e 29/08/2013, respetivamente), uma vez que o método de determinação por cromatografia iónica demorou algum tempo a ajustar, tendo estas sido efetuadas apenas em outubro de 2013.

As análises ao parâmetro microrganismos apenas foram feitas a partir da 4<sup>a</sup> recolha (inclusive) e as análises ao parâmetro clorofila-a apenas foi feita a partir da 2<sup>a</sup> recolha (inclusive). É de referir que não foi descartado qualquer “outlier”.

No Anexo B estão representadas em tabelas individuais as distribuições do número de amostras por parâmetro e por ponto de recolha (número de amostras, valor mínimo registado, valor máximo registado) bem como a análise estatística descritiva (média de todos os valores registados e desvios-padrão ponderados). O desvio padrão ponderado foi calculado considerando que todas as medições têm a mesma fonte de erro aleatório e são analisadas sempre pelo mesmo método. Alguns valores de desvio-padrão ponderado são relativamente altos para os parâmetros CQO, CBO e clorofila-a o que significa uma grande dispersão dos concentrações em torno da média, isto acontece uma vez que as amostras são de águas superficiais, recolhidas em diferentes estações do ano (Bola, 2009).



## 6.1. Calibração

Para obter as retas de calibração para a determinação dos parâmetros fósforo total e azoto total foram preparadas duas gamas de padrões com concentrações conhecidas do analito. A cada medição foram preparados novos padrões para a realização das respectivas curvas de calibração. Na curva de calibração para a determinação de azoto total apresentada na Figura 15, o coeficiente de correlação é de 0,9991 o que significa que existe uma boa linearidade e uma boa representação do sinal (área da curva representativa do analito  $\text{NO}_3^-$ ) em função da concentração de nitrato em cada um dos padrões. Em geral, o mesmo aconteceu para todas as curvas de calibração efetuada ao longo do trabalho. Na curva de calibração para a determinação do fósforo total apresentada da Figura 16, o coeficiente de correlação é de 0.9999 o que mostra igualmente uma boa linearidade e uma boa representação do sinal (absorvância) em função das concentrações de ortofosfato em cada padrão. O mesmo aconteceu para todas as curvas de calibração realizadas para a determinação do fósforo total.

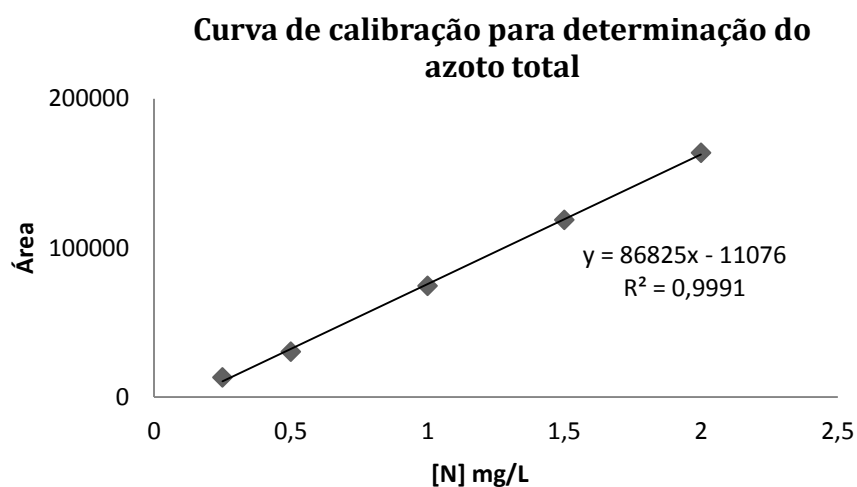


Figura 15 - Curva de calibração para a determinação do azoto total.

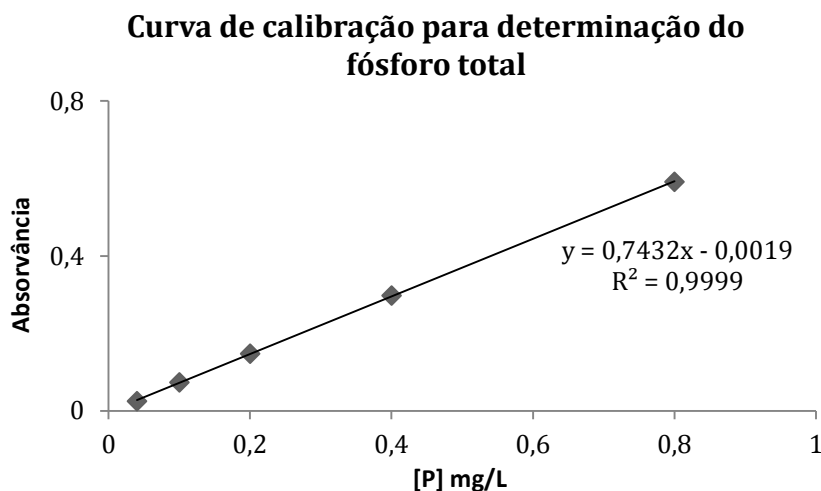


Figura 16 - Curva de calibração para a determinação do fósforo total.

A linearidade de uma curva de calibração pode ser avaliada através do teste F (Fischer), fazendo a determinação de F e comparando-o com o valor de  $F_{\text{tabelado}}$ , concluindo-se então que, se F calculado for igual ou inferior ao  $F_{\text{tabelado}}$ , os resultados são linearmente proporcionais à concentração do analito (Perdigão, 2011). Sendo assim, para determinarmos se as concentrações dos padrões preparados para ambos os métodos estão bem ajustados e as diferenças entre as variâncias não é significativa, calcula-se o valor de F e compara-se com o  $F_{\text{tabelado}}$ , para n-1 graus de liberdade, considerando um nível de confiança de 95% (Tabela 13 e Tabela 14).

Tabela 13 – Valor calculado para o padrão mais baixo e para o padrão mais elevado em cada ensaio de determinação do azoto total, média, variância e respetivo teste de Fisher para um nível de confiança de 95%.

Ensaio	Padrão mais baixo (mg/L)	Padrão mais elevado (mg/L)
1 <sup>a</sup>	1,731	21,193
2 <sup>a</sup>	2,706	20,079
3 <sup>a</sup>	1,044	20,055
4 <sup>a</sup>	2,124	19,819
5 <sup>a</sup>	2,566	20,384
6 <sup>a</sup>	2,429	19,626
7 <sup>a</sup>	2,790	20,130
<b>Média</b>	2,199	20,184
<b>S<sup>2</sup></b>	0,392	0,256
<b><math>F_{\text{calculado}} = 1,53 \leq F_{\text{tabelado}} = 4,28</math></b>		

Para n-1 graus de liberdade (6 graus) o  $F_{\text{calculado}}$  é de 1,531. Uma vez que para os mesmos graus de liberdade o  $F_{\text{tabelado}}$  é de 4,28, concluímos que a diferença entre variâncias não é significativa e que as concentrações para a determinação do azoto total estão bem ajustadas.

**Tabela 14 - Valor calculado para o padrão mais baixo e para o padrão mais elevado em cada ensaio de determinação de fósforo total, média, variância e respetivo teste de Fisher para um nível de confiança de 95%.**

Ensaio	Padrão mais baixo (mg/L)	Padrão mais elevado (mg/L)
1 <sup>a</sup>	0,04	0,993
2 <sup>a</sup>	0,02	0,985
3 <sup>a</sup>	0,028	0,970
4 <sup>a</sup>	0,045	0,987
5 <sup>a</sup>	0,071	1,033
6 <sup>a</sup>	0,075	1,018
7 <sup>a</sup>	0,084	1,025
<b>Média</b>	0,052	1,001
<b>S<sup>2</sup></b>	0,001	0,001
<b><math>F_{\text{calculado}} = 1,089 \geq F_{\text{tabelado}} = 4,28</math></b>		

Considerando os resultados obtidos para o padrão mais baixo e para o padrão mais elevado de fósforo, para n-1 graus de liberdade (6 graus) o  $F_{\text{calculado}}$  é de 1,089. Uma vez que para os mesmos graus de liberdade o  $F_{\text{tabelado}}$  é de 4,28, concluímos que a diferença entre variâncias não é significativa e que as concentrações de ortofosfatos para a determinação do fósforo total estão igualmente bem ajustadas.

Na Tabelas 15 na Tabela 16 estão representadas as concentrações de cada padrão, as concentrações obtidas em cada ensaio e as respetivas médias, desvios padrão e intervalos de confiança (95%) para a determinação do azoto total e fósforo total, respetivamente.

No caso do azoto total, verificamos que em alguns ensaios não foram registadas concentrações em alguns padrões uma vez que não foram detetados pelo equipamento.

**Tabela 15 - Concentrações de azoto total registadas em cada leitura, média, desvio padrão e intervalo de confiança.**

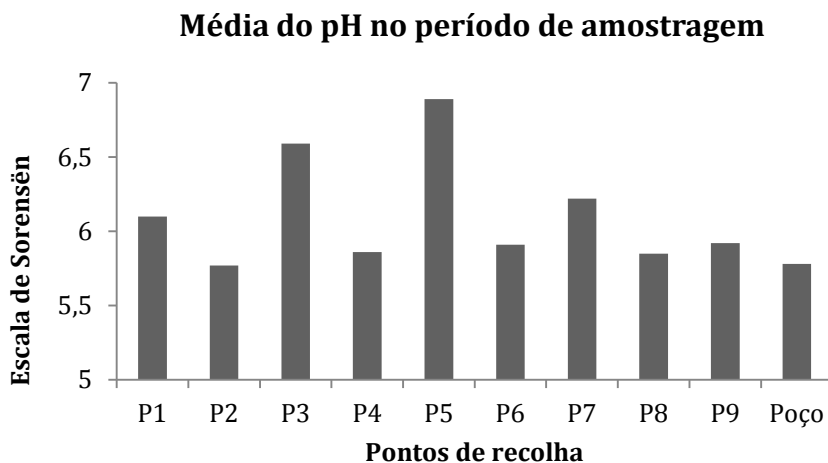
Ensaio											
	[N] (mg/L)	1	2	3	4	5	6	7	Média	Desvio Padrão	IC (95%)
P1	0,1	1,731		1,04					1,39	0,49	1,39 ± 0,36
P2	0,25		2,706	2,23	2,12	2,57	2,43	2,79	2,47	0,26	2,47 ± 0,19
P3	0,5			5,02	5,44		4,36	4,77	4,90	0,45	4,90 ± 0,33
P4	1	9,148	9,564	10,57	9,89	10,22	11,08	9,86	10,05	0,64	10,05 ± 0,47
P5	1,5	13,928	15,151	14,58	15,23	14,33		14,95	14,70	0,51	12,70 ± 0,37
P6	2	21,193	20,079	20,06	19,82	20,38	19,63	20,13	20,18	0,51	20,13 ± 0,37

**Tabela 16 - Concentrações de fósforo total registadas em cada leitura, média, desvio padrão e intervalo de confiança.**

Ensaio											
	[P] (mg/L)	1	2	3	4	5	6	7	Média	Desvio Padrão	IC (95%)
P1	0,04	0,04	0,02	0,03	0,04	0,07	0,08	0,08	0,05	0,02	0,05 ± 0,02
P2	0,1	0,12	0,13	0,07	0,11	0,16	0,16	0,15	0,13	0,03	0,13 ± 0,02
P3	0,2	0,25	0,24	0,24	0,24	0,31	0,27	0,25	0,26	0,03	0,26 ± 0,02
P4	0,4	0,50	0,50	0,46	0,51	0,53	0,59	0,54	0,52	0,04	0,52 ± 0,03
P5	0,8	0,99	0,91	1,14	0,99	1,03	1,02	1,03	1,01	0,07	1,01 ± 0,05

## 6.2. pH

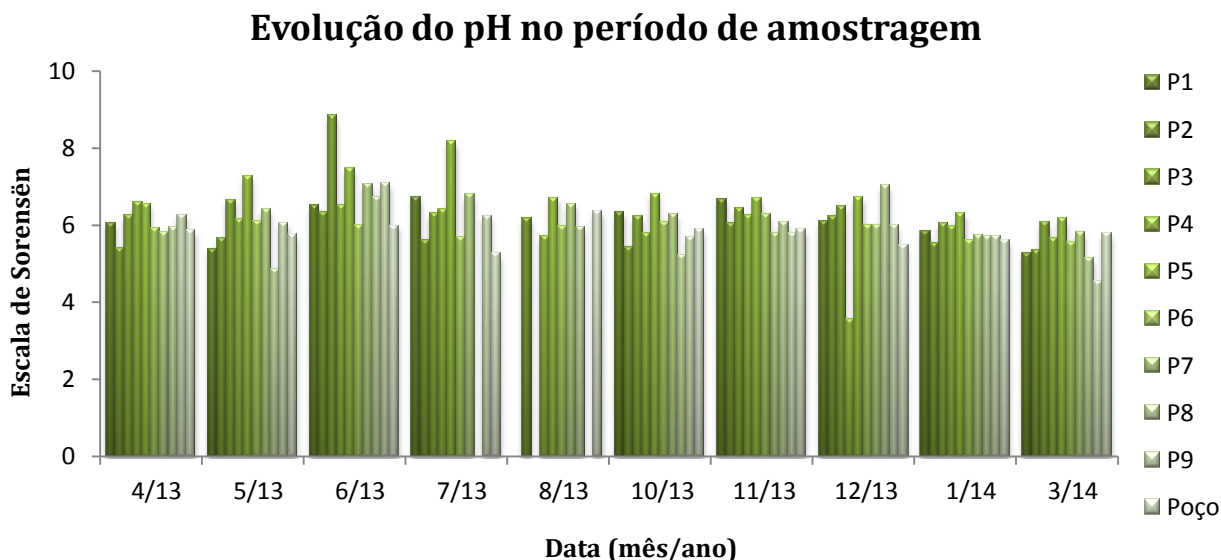
O pH desempenha um papel fundamental nos processos bioquímicos, dependendo dele o desenvolvimento dos ecossistemas. Na Figura 17 está representado o valor médio do parâmetro pH para cada ponto de recolha ao longo do período de amostragem.



**Figura 17 - Médias de pH obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/ 2013 a 03/ 2014).**

Analisando os dados, verificamos que o ponto 5 apresenta a média mais elevada e o ponto 2 a média mais baixa. Os valores máximos e mínimos foram registados nos pontos 3 e no ponto 4 atingindo 8,8 em junho e 3,6 em dezembro, respetivamente. Tendo em conta os valores médios em que por norma se situa o pH das águas superficiais, entre 6 e 8 (Esteves, 1998) verificamos que em muitos dos pontos de recolha as médias do pH registadas são significativamente inferiores, como é o caso dos pontos 2, 4, 6, 8, 9 e Poço. No entanto, embora as médias nestes pontos de recolha se encontrem abaixo de 6 verifica-se que no total dos ensaios efetuados, 52,1% dos valores registados encontram-se entre pH 6 e pH 8, que 46,9% dos resultados são inferiores a 6 e apenas 1% superior a 8.

Analisando o gráfico representativo de todos os valores obtidos em cada ponto ao longo dos 10 meses de recolha (Figura 18), verificamos um ligeiro aumento na época estival, podendo esse aumento dever-se à elevada atividade fotossintética registada nos meses mais quentes. A fotossíntese provoca a redução do nível de ácido carbónico, tendo como consequência a subida do pH (Bola, 2009). Por sua vez, verificamos uma ligeira diminuição dos valores nos meses de outono e inverno. Essa diminuição poderá dever-se à chuva característica da época, uma vez que esta é normalmente ácida. Outro fator que influencia a diminuição de pH é a presença de organismos heterotróficos uma vez que a decomposição e a respiração resultam em libertação de CO<sub>2</sub> dando origem a ácido carbónico e iões hidrogénio (Esteves, 1998).



**Figura 18 – Evolução dos valores de pH obtidos em cada ponto de recolha no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

De acordo com os objetivos ambientais de qualidade mínima para as águas superficiais descritos no Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto, a gama de valores admissíveis para o pH de águas superficiais situa-se entre 5,0 a 9,0 o que significa que dos resultados obtidos, 96,9% dos valores registados nos pontos de recolha estão de acordo com os objetivos ambientais definidos.

### 6.3. Carência Bioquímica de Oxigénio

Antes de se proceder à análise dos valores obtidos é importante referir que na 1ª recolha, assim como da 6ª à 10ª recolha não foram registados quaisquer valores da concentração de CBO através da metodologia analítica referida em 5.3.2 (página 51). Devido a dificuldades operacionais, foi decidido realizar a sua determinação através de cálculos, tendo em consideração a relação existente entre a CBO e a CQO, obtida ao longo de todo o período de medições.

Analisando os resultados indicados na Figura 19 verifica-se que as amostras recolhidas no ponto 1 e no ponto 6 apresentam as concentrações médias mais elevadas (20,4 mg/L O<sub>2</sub> e 22,5 mg/L O<sub>2</sub>, respetivamente). Pelo contrário, o ponto 3 e o ponto 4 apresentam as concentrações mais baixas (5,7 mg/L O<sub>2</sub> e 6,5 mg/L O<sub>2</sub>, respetivamente). Seria de esperar que o poço apresentasse a média de concentração de CBO mais baixa, uma vez que a água no seu percurso de percolação pelo solo sofre um processo de filtração, embora o facto de ser um poço com exposição ao exterior possa contribuir para a deposição de algum material orgânico de origem vegetal e animal.

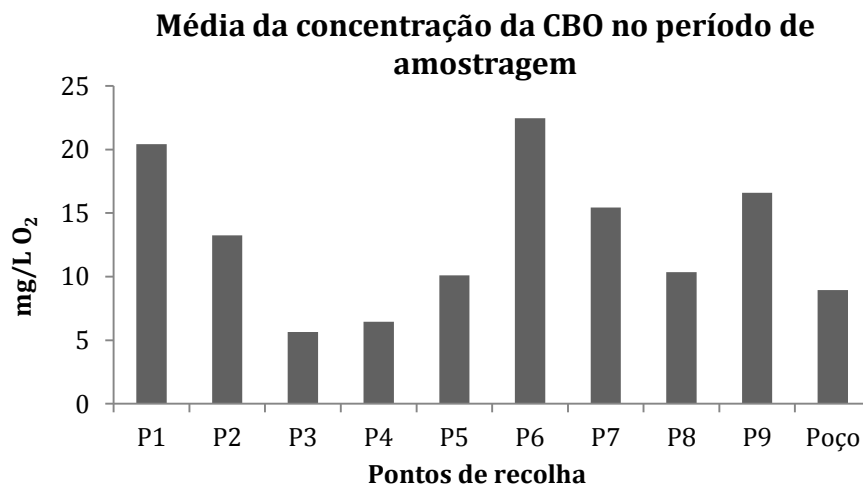
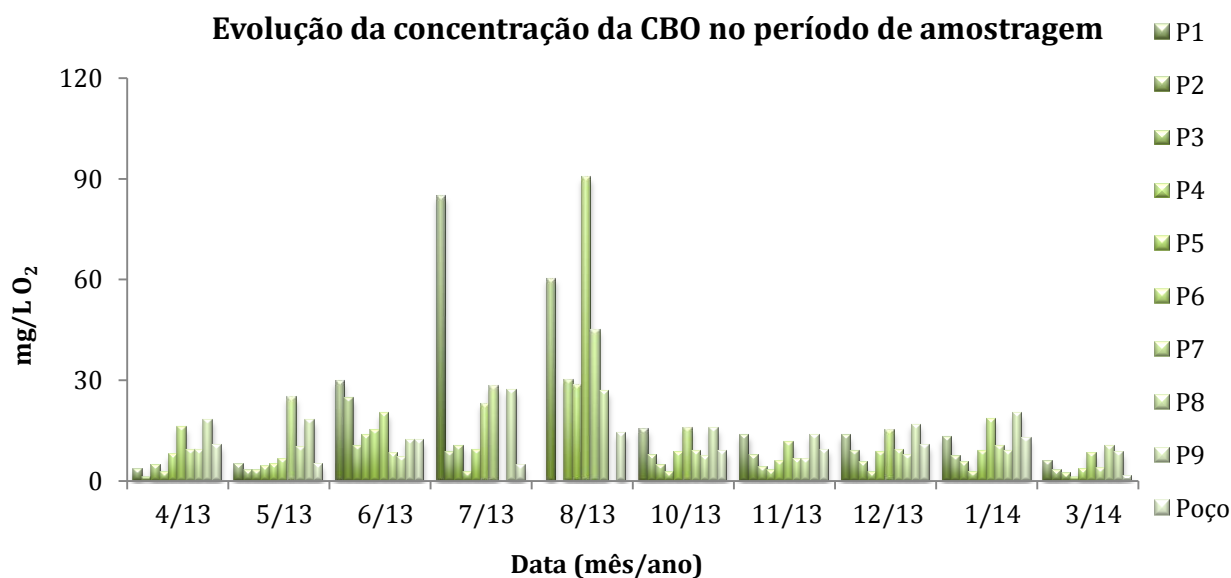


Figura 19 – Média das concentrações da CBO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).

A Figura 20 apresenta todas as concentrações da carência bioquímica de oxigênio registradas em cada ponto de recolha ao longo do período de medições. Observa-se claramente que é no período entre junho e agosto que se registaram as concentrações mais elevadas. No mês de agosto registou-se uma CBO de 90,4 mg/L O<sub>2</sub> na amostra recolhida no ponto 6. Embora não haja descarga de efluentes nos pontos de recolha, esta subida deve-se ao acumular de matéria orgânica, derivada dos animais que habitam a reserva e ao aumento da biomassa fitoplanctónica que juntamente com a diminuição da massa de água devido à subida da temperatura (aumento da evaporação), contribui para o aumento da concentração da matéria orgânica e consequentemente da carência bioquímica de oxigênio.



**Figura 20 – Evolução das concentrações da CBO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

Tendo em consideração o Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto, os objetivos ambientais de qualidade mínima para as águas superficiais, estipulam como valor máximo admissível 5 mg/L O<sub>2</sub> para o parâmetro CBO. Verificamos que 75% dos resultados obtidos encontram-se acima desse valor. Na primavera, 53,3% dos valores registados estão de acordo com os objetivos ambientais, enquanto 92,3% dos valores registados nos meses de verão estão acima dos 5 mg/L O<sub>2</sub>, o que confirma que



os meses mais quentes são críticos para o aumento da CBO, em resultado da diminuição da massa de água e o consequente aumento da concentração de matéria orgânica.

Analisando a evolução da concentração da CBO em todos os pontos de recolha ao longo do período de monitorização (Figura 21) verifica-se que todos eles seguem a mesma tendência de subida nos meses de verão e de descida nos meses de outono e inverno, resultado da precipitação e das temperaturas mais baixas nesses meses.

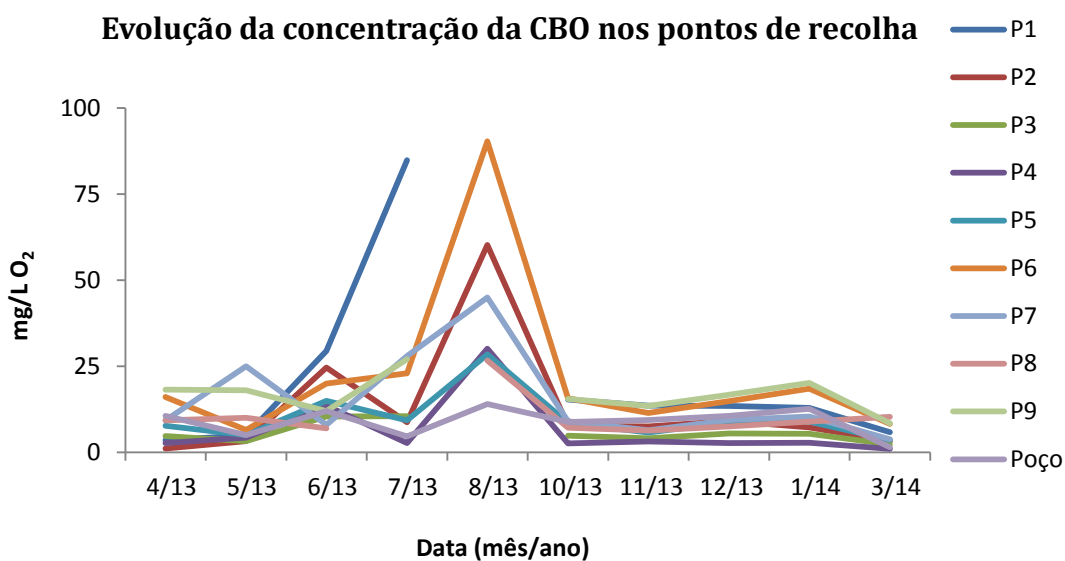
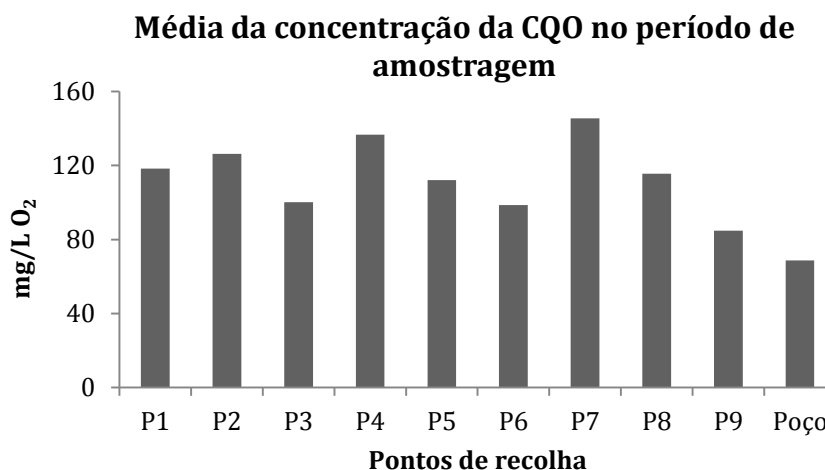


Figura 21 - Evolução da CBO nos pontos de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).

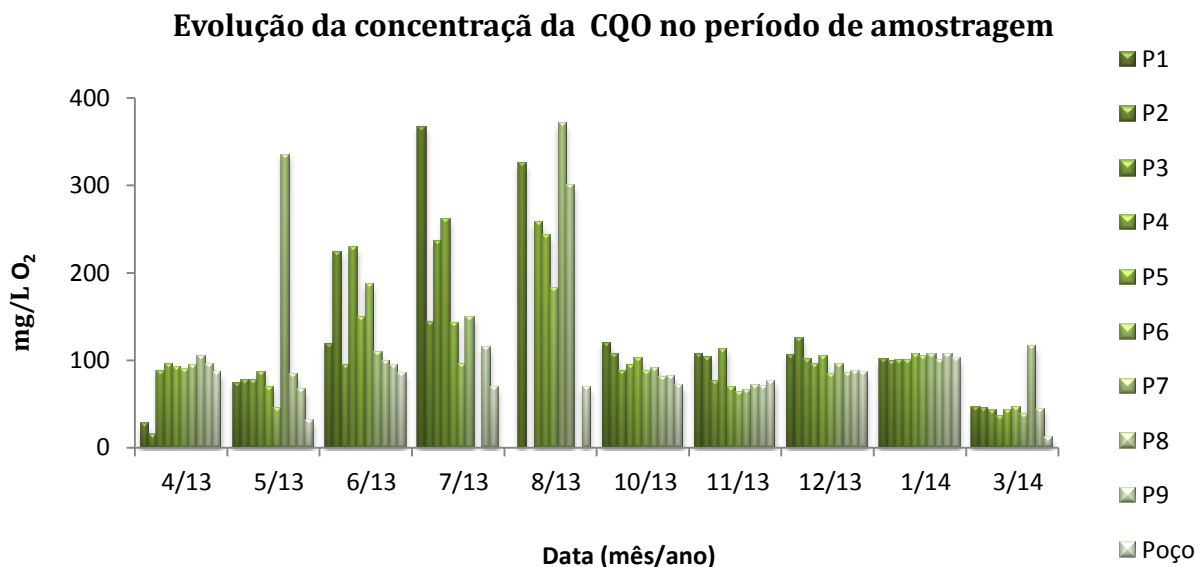
## 6.4. Carência Química de Oxigênio

Em comparação com o teste da CBO, a determinação da CQO tem capacidade de detetar uma gama mais abrangente de compostos orgânicos, já que para além da oxidação de matéria orgânica oxidável por via biológica, é capaz de oxidar matéria orgânica não oxidável por processos bioquímicos (Bola, 2009). Observando as médias das concentrações obtidas em cada ponto de recolha (Figura 22) verifica-se que as concentrações são elevadas para águas de superfície, sendo o ponto 7 aquele que apresenta a média mais elevada (145,4 mg/L O<sub>2</sub>). O poço é o ponto com a média de concentração da CQO mais baixa (68,7 mg/L O<sub>2</sub>).



**Figura 22 – Média das concentrações da CQO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

A concentração mais elevada e a concentração mais baixa registam-se precisamente no ponto de recolha 7 (371 mg/L O<sub>2</sub> em agosto) e no poço (12,2 mg/L O<sub>2</sub> em março), respetivamente. Analisando a Figura 23 verificamos que as concentrações da CQO seguem a mesma tendência da CBO, ou seja, as concentrações sobem nos meses mais quentes, entre junho e agosto, o que demonstra um crescente enriquecimento da água em matéria orgânica e descem nos meses de outono e inverno, devido ao efeito da diluição provocada pela precipitação.

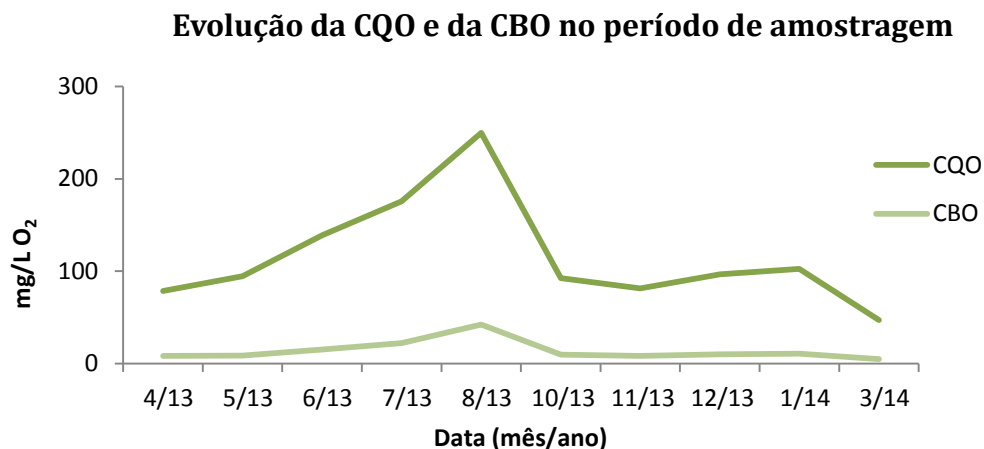


**Figura 23 – Evolução das concentrações da CQO obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 - 03/2014).**

A subida da CQO, assim como a descida dos seus valores, devem-se aos mesmos fatores que influenciam a subida e descida da CBO, ou seja à presença de matéria orgânica, à capacidade de diluição do meio e ao efeito da filtração (no caso do poço).

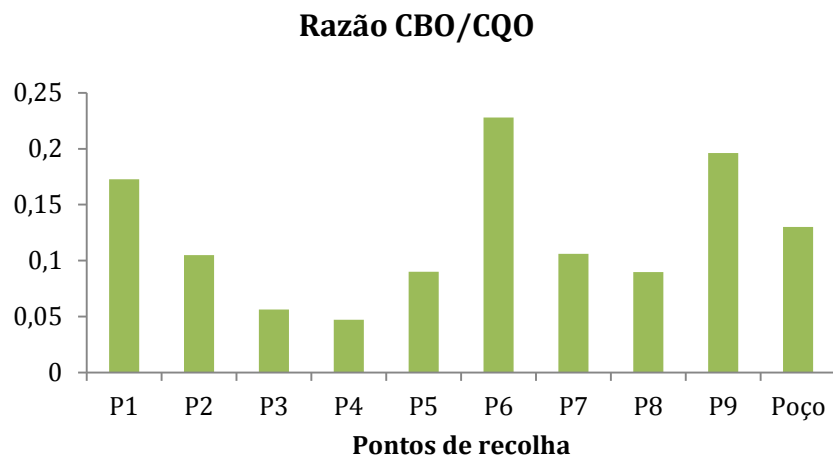
Tendo em consideração que o valor limite de emissão para o parâmetro CQO em águas residuais é de 150 mg/L O<sub>2</sub> (Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto), podemos constatar que nos meses de junho a agosto a qualidade de 46,2% das águas das charcas é inferior ao requerido para as águas residuais drenadas para o meio hídrico.

No que diz respeito à evolução da CQO e da CBO, em cada ponto de recolha, verificamos precisamente que ambas seguem a mesma tendência ao longo do período de monitorização (Figura 24).



**Figura 24 - Evolução das concentrações da CQO e da CBO ao longo do período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

A razão CBO/CQO é indicadora da biodegradabilidade da matéria orgânica. Uma razão CBO/CQO elevada indica uma boa biodegradabilidade, por sua vez, uma baixa razão CBO/CQO indica que o material existente no meio é de difícil biodegradação. Para águas residuais, uma razão CBO/CQO  $\geq 0,5$  indica que a água pode ser sujeita a tratamento biológico, enquanto uma razão CBO/CQO  $< 0,3$  indica que a água é tóxica ou com necessidade de aclimatização dos microrganismos no seu tratamento. Uma água residual tratada apresenta uma razão CBO/CQO dentro do intervalo 0,1 – 0,3 (Metcalf & Eddy, 2003). Tendo isto em consideração, fazendo uma comparação com a razão CBO/CQO obtida a partir das médias da CBO e CQO em cada ponto de recolha, ao longo do período de amostragem (Figura 25) verificamos que todos os pontos de recolha apresentam uma razão CBO/CQO inferior a 0,3 indicando a presença de material de difícil degradação por via biológica, sendo então a poluição orgânica da água das charcas equiparada à de águas residuais tratadas.

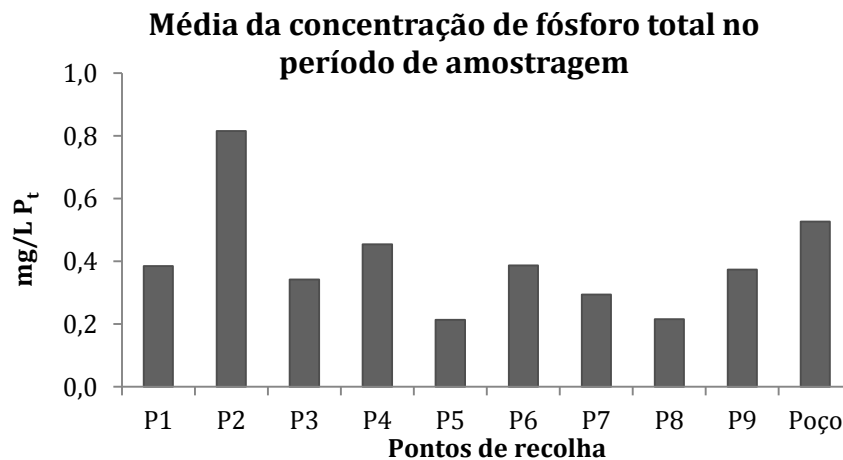


**Figura 25 - Razão CBO/CQO a partir das concentrações médias obtidas em cada pontos de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

## 6.5. Fósforo Total

O fósforo desempenha um papel fundamental no crescimento celular. No meio ambiente este elemento químico aparece, normalmente, como o elemento limitativo do crescimento da biomassa de um sistema aquático. A disponibilidade do fósforo na massa de água está diretamente relacionado com as espécies fotossintetizantes, já que estas podem assimilar elevadas quantidades de ortofosfatos, contribuindo para a diminuição do fósforo na massa de água. Da mesma forma, a morte das espécies fotossintetizantes podem também contribuir para o seu aumento, já que a sua decomposição leva a um aumento da concentração de fósforo.

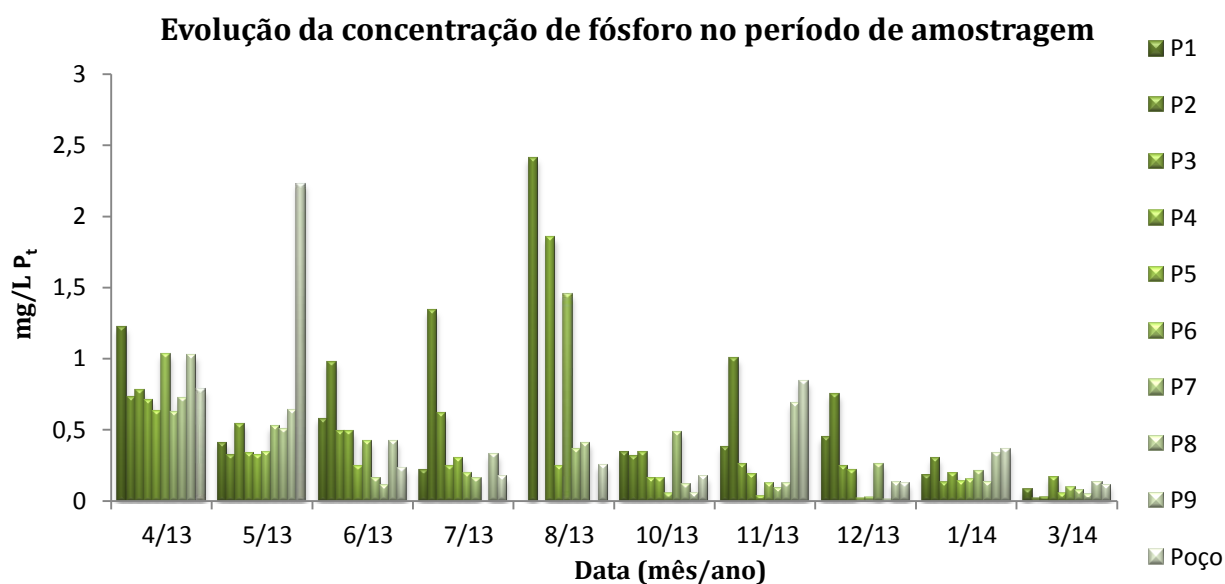
Observando a Figura 26 verificamos que é o ponto de recolha 2 que regista a média mais elevada (0,82 mg/L  $P_t$ ), enquanto o ponto 5 regista a média mais baixa (0,21 mg/L  $P_t$ ).



**Figura 26 – Média das concentrações de fósforo total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

Na Figura 27 verificamos que o ponto que registou o valor mais elevado foi o ponto 2 com um valor de 2,41 mg/L  $P_t$  em agosto e o ponto que registou o valor mais baixo foi o ponto 8 com um valor de 0,01 mg/L  $P_t$  em dezembro.

Confirmamos ainda que as concentrações de fósforo total vai diminuindo ligeiramente de abril até julho o que corresponde precisamente aos meses de maior atividade fotossintética. No entanto, até ao mês de agosto é registado um aumento das concentrações em alguns pontos, o que poderá dever-se à falta de precipitação, que quando conjugada com taxas de evaporação mais elevadas (Tabela 17), origina a diminuição do volume de água. A morte dos organismos fotossintetizantes devido à enorme perda de água em algumas charcas pode também contribuir para o aumento da concentração do analito no meio. Após o mês de agosto, observa-se uma gradual diminuição da concentração de fósforo na água.



**Figura 27 – Evolução das concentrações de fósforo total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

O Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto, define como objetivo ambiental para águas superficiais, 1 mg/L P<sub>t</sub> como valor máximo admissível para o parâmetro fósforo total. Verifica-se que apenas 9,4% dos valores registados estão acima desse valor.

**Tabela 17 - Evapotranspiração potencial média mensal e média anual, calculadas para a estação de Figueira de Castelo Rodrigo. Dados relativos ao ano de 2012 (APA, 2012).**

Estação	Evapotranspiração potencial média mensal (mm)												
	out	nov	dez	Jan	fev	mar	abr	mai	jun	jul	ago	set	anual
Figueira de Castelo Rodrigo (IM)	51,9	23,1	12,3	11,4	17,1	29,8	43,4	71,0	102,4	127,8	116,1	86,2	692,5

\* evapotranspiração potencial calculada recorrendo à fórmula de Thornthwaite



## 6.6. Azoto Total

Como foi dito anteriormente, as principais fontes naturais de azoto são a atmosfera, o material orgânico e inorgânico de origem alóctone e autóctone e a fixação de azoto atmosférico dentro do próprio sistema. Assim como o fósforo, sendo o azoto um macronutriente, este contribui diretamente para o estado trófico dos meios aquáticos.

Analisando a Figura 28 verificamos que os valores médios de cada ponto não diferem muito entre si, sendo a maior diferença verificada entre o ponto de recolha 2 (3,82 mg/L  $N_t$ ) e o poço (1,55 mg/L  $N_t$ ).

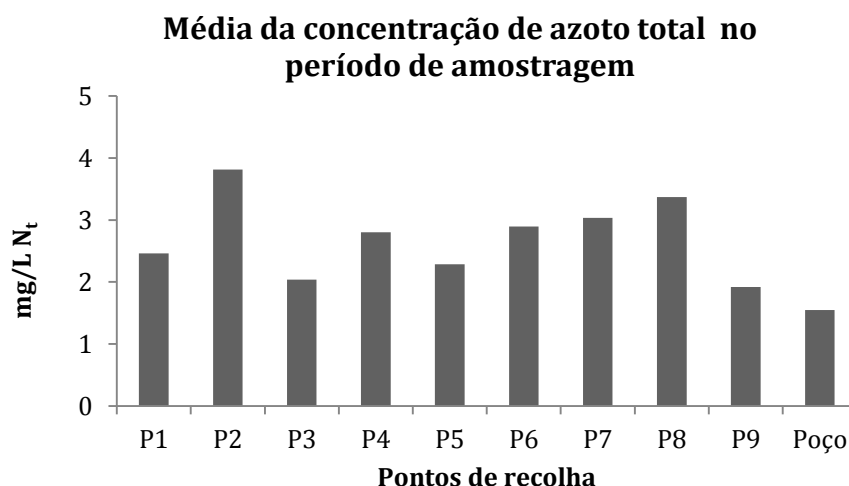
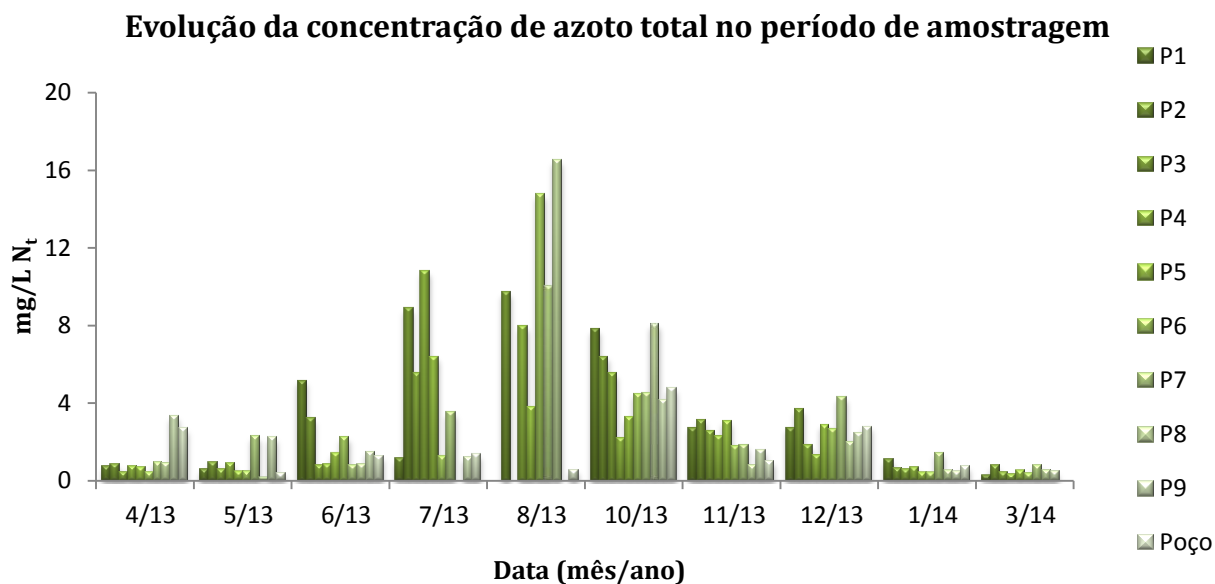


Figura 28 – Média das concentrações de azoto total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).

Os valores de azoto total registados demonstram uma subida entre maio e agosto (período em que se registou igualmente uma subida da CQO) seguido de uma descida gradual até aos meses de inverno. Os níveis de azoto nos corpos de água, apresentam um comportamento sazonal, diminuindo nos meses de outono e inverno, resultado da precipitação que faz aumentar o volume de água, logo, a diluição do analito. Também durante os meses de outono e inverno o crescimento das espécies fotossintetizantes é mais reduzido, havendo por isso um consumo mais reduzido de azoto.

Curiosamente verifica-mos que tanto o valor mais elevado como o valor mais baixo foram registados no ponto 8, sendo estes de 16,5 mg/L  $N_t$  em agosto e 0,2 mg/L  $N_t$  em maio, respetivamente (Figura 29).



**Figura 29 – Evolução das concentrações de azoto total obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

## 6.7. Clorofila-a

A quantidade do fitoplâncton nos corpos de água pode ser expresso em termos de concentração dos pigmentos fotossintéticos, como por exemplo, a clorofila-a, uma vez que este é um indicador do nível de eutrofização dos corpos de água (Bola, 2009).

Analisando as médias das concentrações de clorofila-a (Figura 30) verificamos que são os pontos 6 e 7 que registam as médias mais elevadas, 38,3 mg/m<sup>3</sup> cl-a e 37,8 mg/m<sup>3</sup> cl-a, respetivamente. O ponto 9 regista a média mais baixa, sendo esta de 3,7 mg/m<sup>3</sup> cl-a. Verificamos ainda que, curiosamente, o poço regista uma média mais elevada que os pontos 3, 4 e 9.

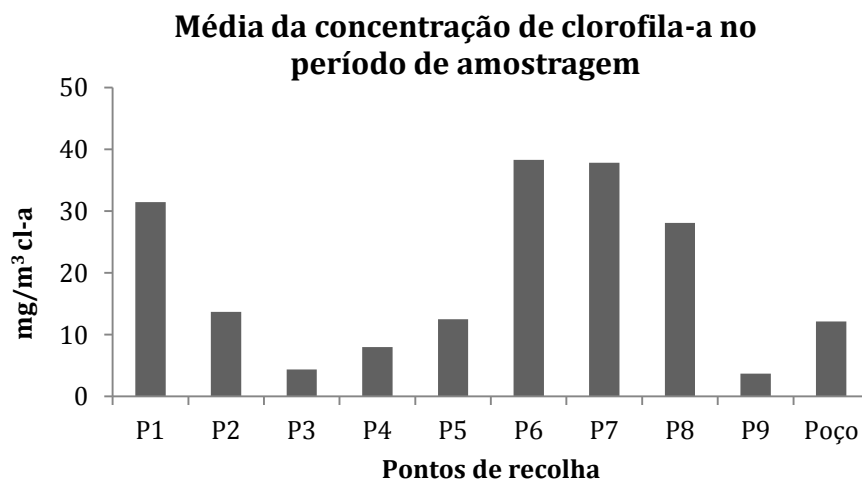


Figura 30 – Média das concentrações de clorofila-a obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (05/2013 a 03/2014).

Através do gráfico representativo de todas as concentrações obtidas (Figura 31) verificamos que alguns pontos de recolha registaram uma subida entre maio e agosto, meses de maior atividade fotossintética. No entanto, observa-mos que ao longo do período de monitorização, alguns pontos de recolha não seguem uma tendência definida, apresentando variações aleatórias ao longo do tempo.

O valor mais alto registado foi de 181,3 mg/m<sup>3</sup> cl-a no ponto 6 em agosto. Em vários pontos não foi registado qualquer valor entre a 7<sup>a</sup> recolha (novembro de 2013) e a 10<sup>a</sup> recolha (março de 2014) sendo eles: o ponto de recolha 1 em março, ponto de recolha 4 em novembro e em março, ponto de recolha 5 em março, ponto de recolha 6 em março, ponto de recolha 7 em janeiro e em março, ponto de recolha 8 em novembro, ponto de recolha 9 em novembro e o poço em dezembro.

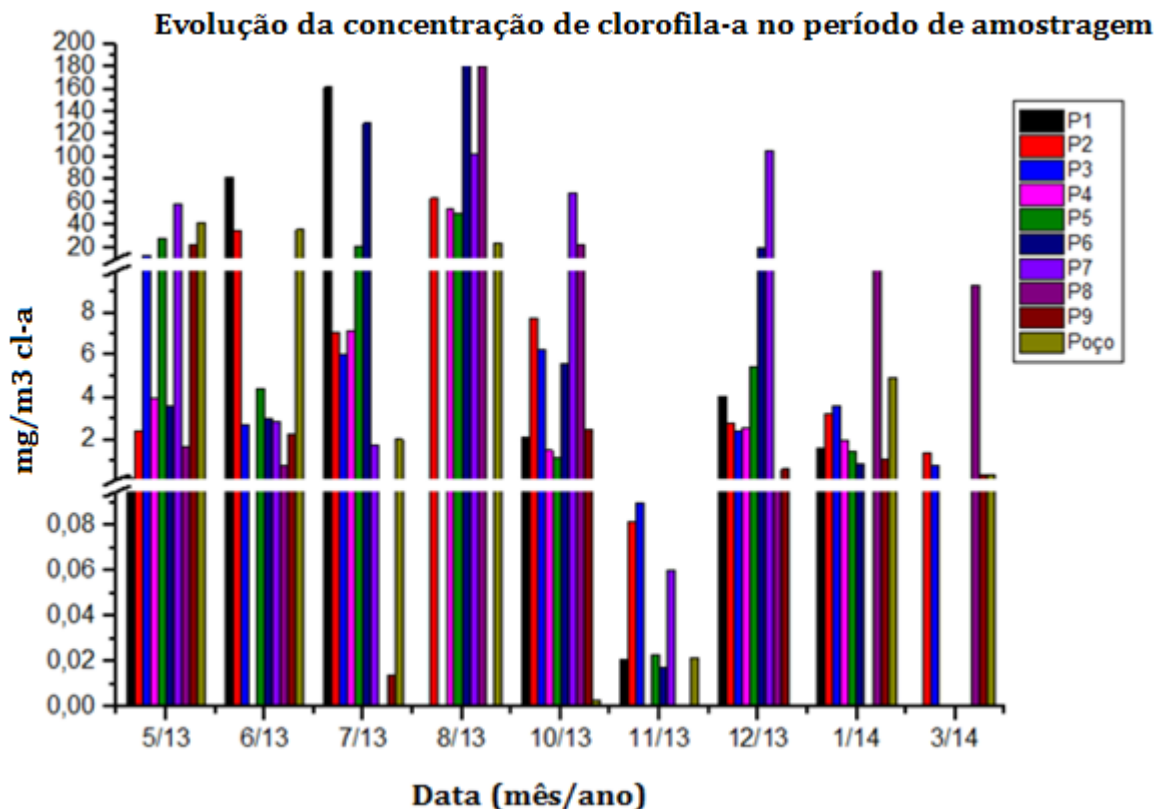
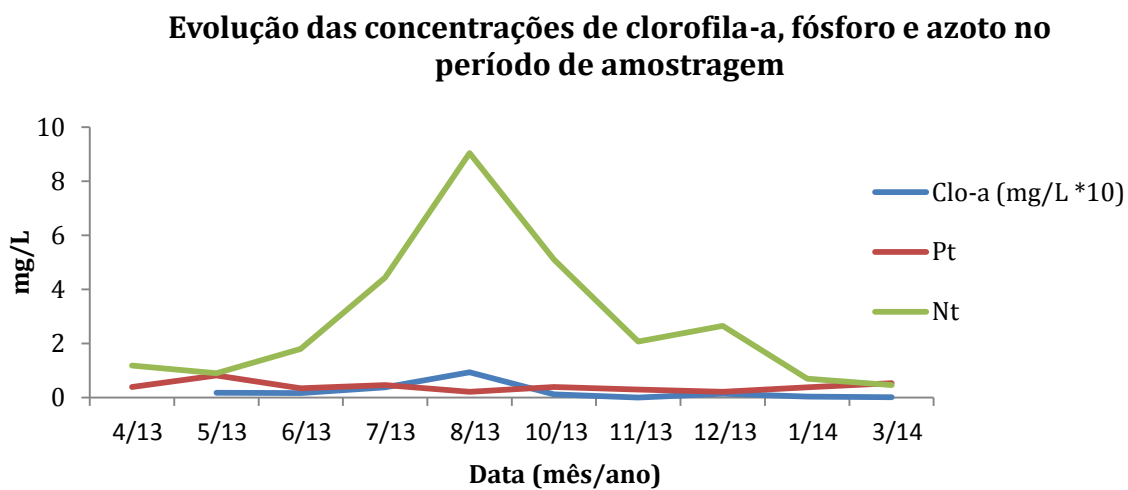


Figura 31 - Evolução das concentrações de clorofila-a obtidas em cada ponto de recolha no período de amostragem (05/2013 a 03/2014).

Considerando a classificação do estado trófico adotado em Portugal pelo INAG para albufeiras e lagoas, verifica-se que 47,7% das concentrações obtidas para o parâmetro clorofila-a encontram-se classificadas como oligotróficas, 25,6% como mesotróficas e os restantes 26,7% como eutróficas.

A monitorização da qualidade da água para os parâmetros clorofila-a, fósforo total e azoto total (Figura 32) mostra que ao aumento da concentração de clorofila-a corresponde uma diminuição da concentração de fósforo, a qual pode estar associada ao processo de crescimento celular dos organismos fotossintetizantes. Simultaneamente, ao pico de concentração de clorofila-a corresponde também um aumento da concentração de azoto. Este facto pode estar relacionado com a presença de cianobactérias (bactérias fotossintetizantes capazes de fixar o azoto atmosférico), que nos meses de maior atividade fotossintética, contribuem para o aumento da fixação do azoto atmosférico nas massas de água, sendo que, esse aumento pode representar cerca de 20% do aumento anual de azoto nas massas de água (Scheffer, 2004).



**Figura 32 – Evolução das concentrações de clorofila-a, fósforo total e azoto total no período de amostragem (04/2013 a 03/2014).**

Uma medida a adotar para diminuir a eutrofização dos corpos de água seria limpar/remover o excesso de algas e limos nos meses de verão quando as charcas estão secas de forma a reduzir a matéria orgânica acumulada.

Uma vez que se pratica agricultura na reserva da Faia Brava, as algas retiradas das charcas poderiam ser utilizadas como fertilizantes.

## 6.8. Nutriente Limitante e Estado Trófico

Em relação ao nutriente limitante, este foi calculado através da relação N:P. No Anexo C está apresentada uma tabela representativa do nutriente limitante de cada ponto em cada recolha. Verificamos que em 29,3% dos casos, o fósforo apresenta-se como nutriente limitante, ou seja, a relação N:P é superior a 10.

Relativamente ao estado trófico, considerando a classificação adotada em Portugal pelo INAG para albufeiras e lagoas (Tabela 8, subcapítulo 3.8), verificamos que o fósforo total registado no ponto 5 aquando da 8ª recolha (03/12/2013), assim como nos pontos 2 e 3 aquando da 10ª recolha (14/03/2014) se encontra com valores entre  $10 \text{ mg/m}^3 \text{ P}_t$  e  $35,0 \text{ mg/m}^3 \text{ P}_t$  conferindo ao meio um estado mesotrófico. Na 8ª recolha o ponto 8 registou concentrações de fósforo total inferiores a  $10 \text{ mg/m}^3 \text{ P}_t$  o que significa que a massa de água se encontrava no estado oligotrófico. Todos os restantes pontos e datas de colheita, 95,6% dos casos analisados, encontram-se eutrofizados. Isto tendo em conta os valores de clorofila-a registados e sabendo que o estado trófico global corresponde ao mais desfavorável para o conjunto dos parâmetros fósforo e clorofila-a. No Anexo D encontra-se uma tabela com os resultados do estado trófico de cada ponto ao longo do período de amostragem.

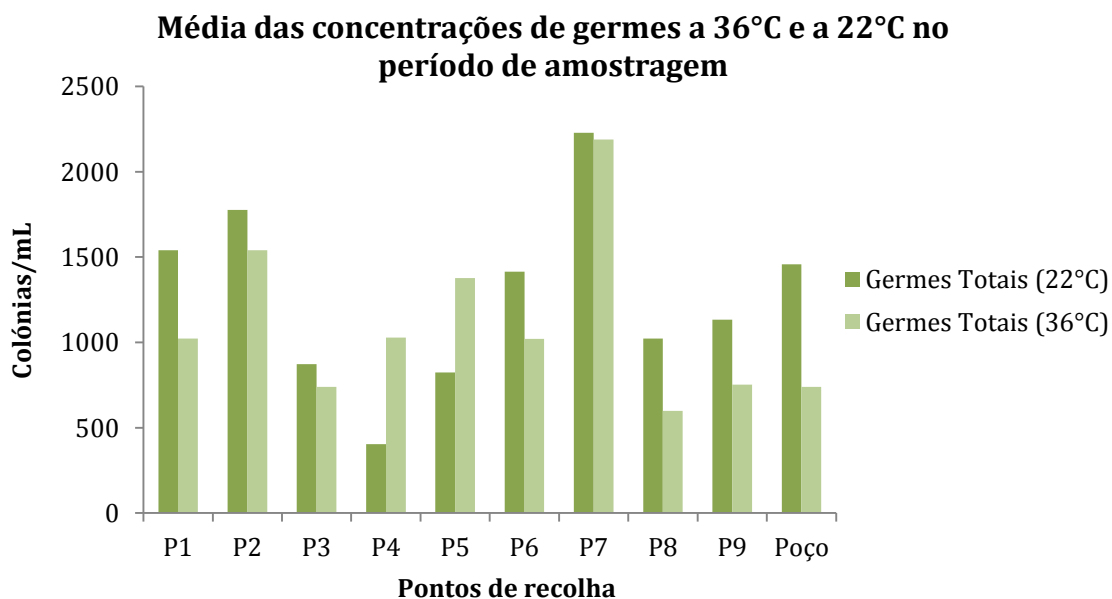
O fato dos pontos se encontrarem na grande maioria eutrofizados poderá acelerar o seu processo de extinção. Para evitar o seu desaparecimento deve aplicar-se um programa de monitorização/limpeza, o que contribuiria simultaneamente para a melhoria da qualidade da água.

## 6.9. Contagem de Microrganismos

As análises microbiológicas efetuadas à água são essenciais na determinação da qualidade da massa de água.

A análise aos microrganismos é feita a 36°C durante 44h±4h e a 22°C durante 68h±4h.

Analisando as concentrações médias obtidas em cada ponto de recolha, verificamos que é no ponto 7 que se regista a média mais elevada, quer a 36°C quer a 22°C, sendo os valores de 2189 ufc/mL e 2229 ufc /mL, respetivamente (Figura 33). A concentração média mais baixa, a 36°C, foi registadas no ponto 8 com um valor de 598 ufc /mL, enquanto que a 22°C a concentração média mais baixa foi registada no ponto 4 com um valor de 403 ufc /mL.



**Figura 33 - Média das concentrações de microrganismos a 36°C e a 22°C obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (07/2013 a 03/2014).**

Comparando as médias das concentrações de microrganismos obtidas para cada uma das temperaturas (22°C e 36°C), verificamos que à exceção dos pontos de recolha 4 e 5, as médias registadas à temperatura de 22°C são superiores às registadas à temperatura de 36°C. Isto indica que nesses pontos de recolha a contaminação existente terá essencialmente origem telúrica, ou seja, nos microrganismos presentes no solo e na vegetação envolvente. Nos pontos de recolha 4 e 5, o fato das médias registadas a 36°C serem superiores às registadas a 22°C, indica que nesses pontos de recolha a contaminação terá essencialmente origem entérica, isto é, proveniente dos animais que habitam a reserva e utilizam as charcas como meio de hidratação.

Podemos observar as concentrações de microrganismos, a 36°C e 22°C, registadas em cada ponto de recolha ao longo do período de amostragem na Figura 34 e na Figura 35, respetivamente. Como se pode observar pelo gráfico o comportamento dos microrganismos a 36°C e a 22°C segue a mesma tendência. A concentração máxima registada na análise a 36°C foi de 7920 ufc/mL no ponto 2 em julho enquanto a concentração mínima registada foi de 0 ufc/mL no ponto 5 em janeiro (Figura 34). A 22°C a concentração máxima registada foi superior a 9000 ufc/mL no ponto 4 em julho enquanto a concentração mínima foi de 10 ufc/mL no ponto 1 em março (Figura 35).

No geral, verificamos que as concentrações máximas registadas para ambas as temperaturas, são mais elevadas no mês de julho baixando gradualmente até outubro. No mês de dezembro registou-se uma subida no ponto 7, quer a 22°C quer a 36°C, no mesmo período em que foi registada uma subida da concentração da clorofila-a, podendo deste modo a subida dos microrganismos estar relacionada com o aumento da biomassa fitoplanctónica e também com um aumento pontual de matéria orgânica no meio.



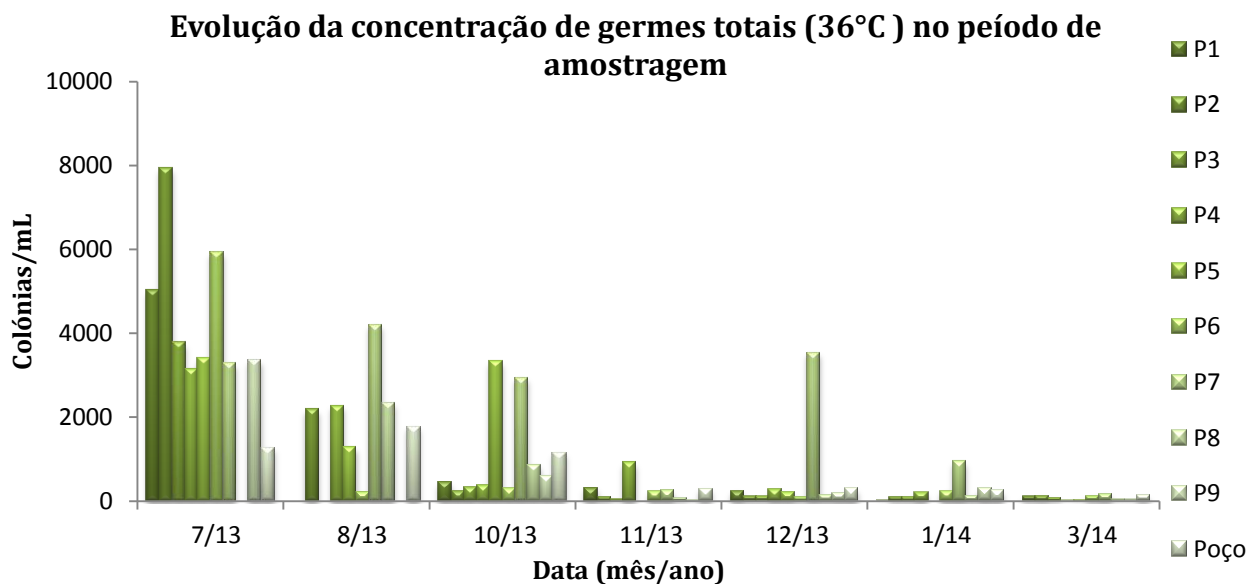


Figura 34 – Evolução das concentrações de microrganismos a 36°C obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (07/2013 a 03/2014).

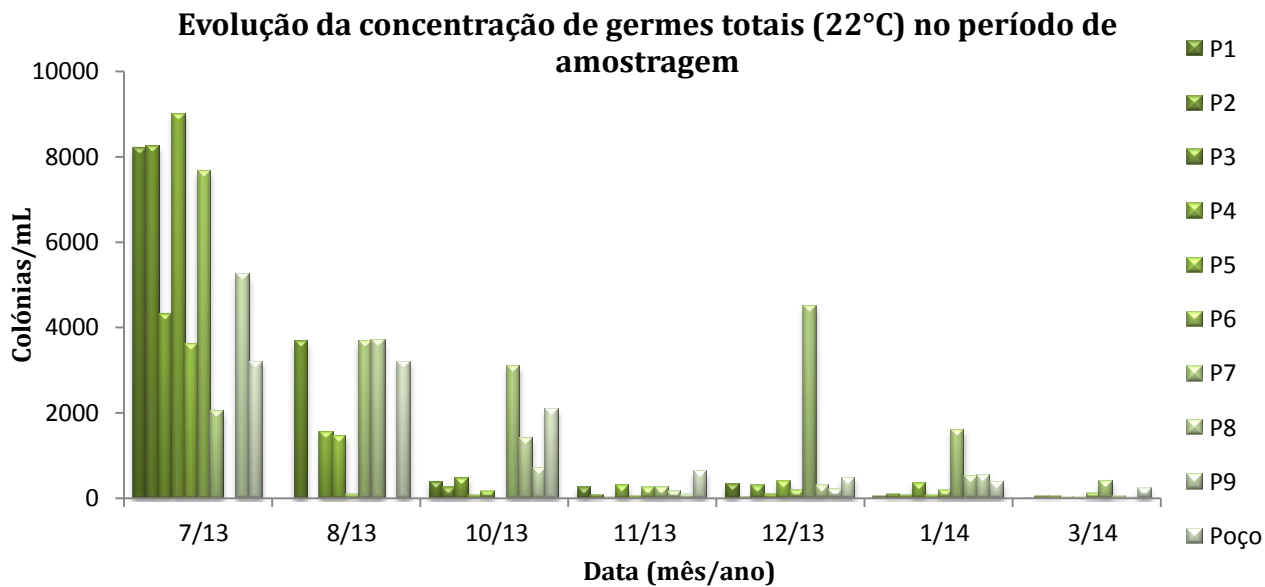


Figura 35 - Evolução das concentrações de microrganismos a 22°C obtidas em cada ponto de recolha, no período de amostragem (07/2013 a 03/2014).

## 6.10. Análises de Correlação

A análise de correlação de Pearson é um processo estatístico que determina o grau de associação entre variáveis. Os coeficientes de correlação podem variar entre -1 (associação negativa perfeita) e 1 (associação positiva perfeita). O valor 0 indica a inexistência de relação linear entre as variáveis (Pereira, 2008). Os resultados das correlações foram obtidos a partir do software SPSS (*Statistical Package for the Social Sciences*). É importante referir que os resultados obtidos são considerados consistentes apesar do número de amostras ser reduzido.

Foram feitas análises estatísticas de correlação a partir das médias obtidas em cada ponto de recolha ao longo do período de amostragem para os parâmetros CQO, fósforo total, azoto total e clorofila-a (Tabela 18), assim como entre a CQO e os microrganismos a 22°C e a 36°C (Tabela 19).

**Tabela 18 - Matriz de correlação entre os parâmetros CQO, fósforo total, azoto total e clorofila-a.**

		Correlações			
		CQO	Fósforo	Azoto	Clorofila
CQO	Correlação de Pearson	1	-,025	,721*	,359
	Sig. (2 extremidades)		,945	,019	,309
	N	10	10	10	10
Fósforo	Correlação de Pearson	-,025	1	,275	-,249
	Sig. (2 extremidades)	,945		,442	,487
	N	10	10	10	10
Azoto	Correlação de Pearson	,721*	,275	1	,450
	Sig. (2 extremidades)	,019	,442		,192
	N	10	10	10	10
Clorofila	Correlação de Pearson	,359	-,249	,450	1
	Sig. (2 extremidades)	,309	,487	,192	
	N	10	10	10	10

\*. A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Com base na matriz de correlação obtida, observamos que apenas os parâmetros CQO e azoto total apresentam um coeficiente de correlação significativo, o que indica que, quando aumentam os valores de CQO, aumentam simultaneamente os valores de azoto total. Em relação aos parâmetros fósforo total e clorofila-a verificamos que apresentam um coeficiente de correlação baixo e negativo, o que significa que, apesar de não haver grande relação entre os parâmetros, confirma-se o que foi referido na análise ao fósforo total (subcapítulo 6.5), ou seja, quando aumentam as concentrações de clorofila-a diminuem as concentrações do fósforo total.

Em relação à matriz de correlação entre os parâmetros CQO, microrganismos a 22°C e a 36°C, observamos que o maior coeficiente de correlação acontece entre os parâmetros microrganismos a 22°C e a 36°C. Os coeficientes de correlação entre os parâmetros CQO e microrganismos a 22°C e a 36°C, apesar de não serem muito elevados, mostram que, existe uma relação entre o aumento da carga orgânica e a quantidade de microrganismos.

**Tabela 19 - Matriz de correlação entre os parâmetros CQO, microrganismos a 22°C e germes totais a 36°C.**

		Correlações		
		CQO	Microrganismos 22	Microrganismos 36
CQO	Correlação de Pearson	1	,532	,689 <sup>*</sup>
	Sig. (2 extremidades)		,114	,027
	N	10	10	10
Microrganismos 22	Correlação de Pearson	,532	1	,771 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,114		,009
	N	10	10	10
Microrganismos 36	Correlação de Pearson	,689 <sup>*</sup>	,771 <sup>**</sup>	1
	Sig. (2 extremidades)	,027	,009	
	N	10	10	10

\*. A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

\*\*.. A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Foi ainda feita uma série de matrizes de correlação de Pearson entre os pontos de recolha, para cada parâmetro isoladamente, a fim de identificar alguma relação entre os pontos de recolha (Anexo I). Mais uma vez, os valores obtidos da análise estatística foram considerados consistentes apesar do número de amostras ser reduzido.

A partir da análise das matrizes verificamos que em todos os parâmetros analisados são muitos os pontos que apresentam um coeficiente de correlação superior a 0,8 e 0,9 (correlação forte). Considerando as correlações superiores a 0,8, verificamos que os pontos 2 e 4 apresentam resultados acima desse valor em 6 parâmetros (CQO, CBO, fósforo total, azoto total, microrganismos a 36°C e clorofila-a). O mesmo acontece para a relação entre o ponto 2 e o ponto 8 que apresentam resultados acima de 0,8 em 5 parâmetros (CBO, azoto total, microrganismos a 22°C, microrganismos a 36°C e clorofila-a). Consequentemente, verificamos uma relação entre o ponto 4 e o ponto 8, apresentando entre si uma correlação superior a 0,8 em 4 parâmetros (CBO, microrganismos a 22°C, microrganismos a 36°C e clorofila-a).

Podemos então concluir que estes pontos se comportam da mesma forma ao longo do ano, sendo então possível desta forma prever o seu comportamento a partir da análise de apenas um deles.

Uma outra observação obtida a partir das matrizes de correlação foi o fato de haver muito poucas correlações entre o poço e os restantes pontos de recolha. Embora tanto o poço como os restantes pontos de recolha tenham essencialmente origem na precipitação, a água do poço passa por processos de filtração e não está tão exposta à luz solar ou às mudanças de temperatura, sendo-lhe por isso conferida uma qualidade distinta da dos restantes pontos de recolha.

## 7. Avaliação de Cenários

### 7.1. Abeberamento dos animais

A água das charcas avaliada neste trabalho tem como única finalidade a alimentação dos animais que habitam a reserva. De momento não existem parâmetros ou valores legalmente fixados para a água destinada ao abeberamento dos animais (DGAV, 2014). Segundo a Direção Geral de Alimentação e Veterinária, embora não se encontrem estabelecidos valores máximos admissíveis para parâmetros físico-químicos ou microbiológicos para a água destinada ao abeberamento dos animais, existem valores recomendados. Estes valores são no entanto tidos em conta em sistemas de produção intensiva, o que apesar de não se enquadrar no caso em estudo, é possível adotar como termo de comparação. Dos parâmetros avaliados neste trabalho apenas os microrganismos, o pH e os nitratos podem ser comparados com os valores recomendados (Tabela 20).

**Tabela 20 - Valores de referência recomendados em água destinada ao abeberamento dos animais. (DGAV, 2014).**

Parâmetro	Valor recomendado
Microrganismos a 22°C	<10 000 ufc/mL
Microrganismos a 36°C	<1 000 ufc/mL
pH	6,5 – 9,0 (Escala de Sorënsen)
Nitratos	<300 mg/L (Ruminantes adultos) <200 mg/L (Outras espécies animais)

Tendo em conta estes valores de referência, analisando os valores médios obtidos neste trabalho no Anexo E, observamos que em relação aos microrganismos a 22°C, todos os pontos estão dentro dos limites recomendados. Já em relação aos microrganismos a 36°C, apenas os pontos 3, 8, 9 e poço estão dentro dos limites. Os restantes pontos apresentam médias muito superiores às 1000 ufc/mL.

Em relação ao pH, apenas os pontos 3 e 5 apresentam uma média de valores dentro dos limites recomendados. Os restantes pontos apresentam médias de pH inferiores a 6,5, o que significa que a água é demasiado ácida para os animais, o que poderá provocar/facilitar situações de acidose e redução da ingestão de alimentos (DGAV, 2014).

No que diz respeito aos nitratos, é necessário em primeiro lugar determinar a concentração de nitratos a partir dos valores médios de azoto obtidos em cada ponto (Tabela 21):

**Tabela 21 - Tabela representativa da conversão de azoto a nitratos**

Ponto	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Poço
<b>N (mg/L)</b>	2,5	3,8	2,0	2,8	2,3	2,9	3,0	3,4	1,9	1,5
<b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (mg/L)</b>	10,9	16,9	9,0	12,4	10,1	12,8	13,4	14,9	8,5	6,9

Observamos então que todos os pontos de recolha têm valores dentro dos limites recomendados.

Em suma, podemos afirmar que, tendo em conta apenas os parâmetros que foi possível comparar, apenas o ponto 3 respeita todos os valores recomendados, sendo por isso o ponto que apresenta uma melhor qualidade da água para consumo animal.

## 7.2. Água para rega

No que diz respeito à possível utilização da água das charcas para rega, é possível comparar as médias obtidas em cada ponto com os valores máximos recomendados e admissíveis para os parâmetros pH e nitratos, descritos no Decreto-Lei 236/98 de 1 agosto (Tabela 22).

**Tabela 22 - Qualidade da água destinada à rega. Fonte: Anexo XVI, Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto.**

Parâmetro	VMR	VMA	Observações
<b>pH (Escala de Sorënsen)</b>	6,5 – 8,4	4,5 – 9,0	Todos os pontos de recolha respeitam os VMA
<b>Nitratos (mg/L)</b>	50		Todos os pontos de recolha respeitam os VMA

Considerando que os restantes parâmetros analisados não interferem na qualidade da água para fins de rega, concluímos que a água das charcas pode ser utilizada para esse fim.

## 8. Conclusão

Os resultados obtidos ao longo deste trabalho permitiram efetuar uma série de avaliações em relação à qualidade da água da reserva da Faia Brava. Os ambientes lênticos estudados constituem ecossistemas vulneráveis e dada a finalidade desses pontos, ou seja, o abeberamento dos animais que habitam a reserva, torna-se imprescindível a sua manutenção. Com este trabalho foi possível avaliar o estado geral de cada ponto de recolha, as causas e as consequências do seu estado assim como possíveis remediações.

Uma vez que os pontos de recolha têm origem maioritariamente na precipitação, verificou-se que a época estival é crítica em relação à sua qualidade, uma vez que estes perdem o seu volume, parcial ou mesmo total, de água. Todos os parâmetros analisados revelaram resultados elevados, principalmente nos meses mais quentes, à exceção do pH e do fósforo total, que no geral, se mantêm com valores normais para este tipo de ecossistemas superficiais. Nos meses de outono e inverno, registou-se uma descida geral de todos os parâmetros, provando a influência da precipitação nos corpos de água. Em todos os pontos de recolha foi registado ao longo de todo o período de monitorização, um índice de estado trófico elevado, ou seja, 95,6% dos pontos foram classificados como eutróficos, de acordo com os critérios propostos pelo INAG para albufeiras e lagoas. Verificou-se que em 70,8% dos casos o nutriente limitante é o azoto total.

Foi possível, através dos resultados obtidos saber que o ponto 3 é o que apresenta melhor qualidade para o abeberamento dos animais, sendo no entanto possível tornar os restantes pontos capazes de alcançar os mesmos resultados, ou ainda melhores, bastando para isso proceder-se à sua limpeza e manutenção. A partir de análises de correlação, verificou-se uma relação entre os pontos 2, 4 e 8.

Uma medida a adotar para melhorar a qualidade da água das charcas da reserva seria, limpar/remover o excesso de algas e limos nos meses de verão quando o volume de água nas charcas é menor e remover a vegetação envolvente.

Concluimos assim com este trabalho, que apesar da água da reserva da Faia Brava não se encontrar nas melhores condições, é possível uma remediação que permitirá a sua melhoria, salvaguardando a existência dos ecossistemas e permitindo que os animais que habitam a reserva tenham acesso a água superficial natural de qualidade.



## Bibliografia

APA, (2000). Diretiva Quadro da Água 2000/60/CE do Parlamento Europeu e do Conselho, de 23 de outubro, Agência Portuguesa do Ambiente, Lisboa (Portugal).

APA, (2009). Manual para a avaliação da Qualidade Biológica da Água em Lagos e Albufeiras Segundo a Diretiva Quadro da Água – Protocolo de amostragem e análise para o fitoplâncton, Ministério do Ambiente, do Ordenamento do Território e do Desenvolvimento Regional, Agência Portuguesa do Ambiente, Lisboa (Portugal).

APHA, (1998). Standard Methods for Examination of Water and Wastewater, American Public Health Association, 20<sup>a</sup> Edition (USA).

BALDWIN, D. S. (1998). Reactive “Organic” Phosphorous Revisited, *Water Research*, Vol. 32, Issue 8, Pages 2265-2270, Albury (Australia).

BEM, C. C. (2009). Determinação do Estado de Eutrofização de um Lago Raso: Estudo de caso do Lago Barigui – Curitiba. Dissertação de Mestrado em Engenharia de Recursos Hídricos e Ambiental. Universidade Federal do Paraná, Curitiba (Brasil).

BERTONI, R. (2011). LIMNOLOGY OF RIVERS AND LAKES, in *Limnology*, Brij Gobal, in *Encyclopedia of Life Support Systems (EOLSS)*, Developed under the Auspices of the UNESCO, Eolss Publishers, Oxford (UK).

BOLA, J. P. (2009). Avaliação do estado trófico da pteira de Fermentelos. Dissertação de Mestrado em Engenharia do Ambiente. Universidade de Aveiro, Aveiro (Portugal).

CARVALHO, D. L. (2011). Monitorização de áreas minerais abandonadas: Metodologias de amostragem e análise. Tese de Mestrado em Ordenamento e Valorização de Recursos Geológicos. Universidade do Minho (Portugal).

CETESB, (2014). Norma técnica, Determinação de Clorofila-a e Feofitina-a: método espectrofotométrico, Companhia Ambiental do Estado de São Paulo, São Paulo (Brasil).

CHAPRA, S. C. (1997). Surface Water – Quality Modeling. WCB/McGraw-Hill. Colorado (USA)  
Decreto-Lei nº 236/1998 – Diário da República, I Série-A, Nº176, 1 de agosto de 1998.

DECRETO-LEI nº 236/1998 – Diário da República, I série – A, Nº 176, 1 de agosto de 2001.

DIOGO, P. A. M. (2008). Fontes de fósforo total e o Estado trófico de Albufeiras em Portugal Continental. Dissertação para obtenção do grau de Mestre em Engenharia do Ambiente. Universidade Nova de Lisboa, Faculdade de Ciências e Tecnologia, Lisboa (Portugal).

DGAV (2014). Guia de Boas Práticas: Água de Qualidade Adequada para Alimentação Animal. Direção Geral de Alimentação e Veterinária, Ministério da Agricultura e do Mar, Governo de Portugal. Lisboa (Portugal).

ESTEVES, F. A. (1998). Fundamentos de Limnologia. Interciência, 2ª Edição, Rio de Janeiro (Brasil).

GAMA, A., ROMÃO, F. (2010). Faia Brava – Um Espaço para a Natureza, Lidergraf, 1ª Edição, Figueira de Castelo Rodrigo (Portugal).

ISO 6222, (1999). Water Quality – Enumeration of culturable micro-organisms – Colony count by inoculation in a nutrient agar culture medium, Geneva (Switzerland).

ISO 6878, (2004). Water Quality – Determination of Phosphorus – Ammonium molybdate spectrometric method, International Organization for Standardization, Geneva (Switzerland).

LEMONS, S. F. C. (2011). Análise ao Sistema de Efluentes da Celbi, Dissertação de Mestrado em Química, Processos Químicos Industriais, Universidade de Coimbra, Coimbra (Portugal).

LIKENS, G. E. (2009). “Encyclopedia of Inland Water”, Editor-in-Chief, Volume 1, 1ª Edition, Oxford (UK).

METCALF & EDDY (2003). Wastewater Engineering, Treatment and Reuse, McGraw-Hill, Revised by George Tchobanoglous, Franklin L. Burton, H. David Stensel, 4ª Edition, New York (USA).

MOREIRA, A. S. (2008), Espectroscopia, Relatório Final, Seminário de Química, Faculdade de Ciências, Universidade do Porto, Porto (Portugal).

NOGUEIRA, A. J. M. (2007). Qualidade microbiológica e química das águas de consumo humano do Distrito de Bragança, Dissertação para a obtenção do grau de Mestre em Química e Qualidade dos Alimentos, Universidade de Aveiro, Aveiro (Portugal).

ODUM, E. P. (2001). “Fundamentos de Ecologia”, Calouste Gulbenkian, 6ª Edição, Lisboa, (Portugal).

PEREIRA, A. (2008). SPSS, Guia Prático de Utilização, Análise de dados para ciências sociais e psicologia, Edições Sílabo, 7ª Edição, Lisboa (Portugal).

PEREIRA, L. A. M., RODRIGUES, M. (2006). Estudo sobre a aplicabilidade do índice do estado trófico de Carlson (1977) na Região Lisboa e Vale do Tejo, Ministério do Ambiente, do Ordenamento do Território e do Desenvolvimento Regional, Instituto do Ambiente, Lisboa (Portugal).

PERDIGÃO, A. M. J. (2011). Controlo de Qualidade e Análise de Águas de Consumo Humano. Dissertação de Mestrado em Química Analítica e Qualidade. Universidade de Aveiro. Aveiro (Portugal).

PLANO DE GESTÃO DA FAIA BRAVA (2010), Plano de Gestão, Área Protegida Privada Faia Brava 2009-2019, Entidade Gestora: Associação Transumância e Natureza, Figueira de Castelo Rodrigo (Portugal).

RAND, G. M. (1995). *Fundamentals of Aquatic Toxicology*, CRC Press, 2<sup>o</sup> Edition, Florida (USA).

RODIER, J. (1984). *L'analyse de l'eau: eaux naturelles; eaux résiduaires; eau de mer*, Dunod, 7<sup>a</sup> Édition, Paris (France).

SCHEFFER, M (2004). *Ecology of shallow lakes. Population and community biology series*, Kluwer Academic Publishers, Vol. 22, Dordrecht (Netherland).

SOUSA, E. R. (2001). *Noções sobre Qualidade da Água*. Licenciatura em Engenharia Civil, Departamento de Engenharia Civil e Arquitetura, Instituto Superior Técnico, Lisboa (Portugal).

VEIGA, B. V. (2010). *Fatores intervenientes na Dinâmica do Fósforo em Ambientes Lênticos*, Tese para a obtenção do título de Doutor, Escola Politécnica da Universidade de São Paulo, São Paulo (Brasil).

WHO, UNEP, (1996). *Water Quality Monitoring - A Practical Guide to the Design and Implementation of Freshwater, Quality Studies and Monitoring Programmes*, World Health Organization, United Nations Environment Programme.

WHO, UNESCO, UNEP, (1996). *Water Quality Assessments - A Guide to Use of Biota, Sediments and Water in Environmental Monitoring*, 2<sup>a</sup> Edition, World Health Organization, United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization, United Nations Environment Programme.

WETZEL, R. G. (2001). *Limnology, Lake and River Ecosystem*. Academic Press, 3<sup>o</sup> Edition, San Diego (USA).

## Bibliografia Eletrónica

APA (2012). Plano de Gestão da Região Hidrográfica do Douro RH3. Relatório de Base, Parte 2, Caracterização e diagnóstico da região hidrográfica. Agência Portuguesa do Ambiente. Consultado em 2 de Outubro de 2014. Disponível em: [http://www.apambiente.pt/\\_zdata/planos/PGRH3/PGRH3\\_RB%5CPGRH3\\_RB\\_P2.pdf](http://www.apambiente.pt/_zdata/planos/PGRH3/PGRH3_RB%5CPGRH3_RB_P2.pdf)

ATN (2014). A Associação Transumância e Natureza. Consultado em 4 de setembro de 2014. Disponível em: <http://www.atnatureza.org/index.php/a-atn>

ATN (2013). Biodiversidade na Faia Brava: Expedição e passeio. Associação Transumância e Natureza. Consultado em 12 de junho de 2014. Disponível em: <http://atnatureza.blogspot.pt/2013/04/biodiversidade-na-faia-brava-expedicao.html>

LNEG (2014). GeoPortal: Carta Geológica de Portugal à escala 1:1000000. Consultado em 12 de setembro de 2014. Disponível em: <http://geoportal.lneg.pt/geoportal/mapas/index.html?servico=CGP1M>

TEIXEIRA, J. (2014). Charcos com Vida, Biodiversidade, BI's de Fauna e Flora, Centro de Investigação em Biodiversidade e Recursos Genéticos da Universidade do Porto. Consultado em 12 de junho de 2014. Disponível em <http://www.charcoscomvida.org/biodiversidade/bis-de-fauna-e-flora>

GOOGLE MAPS (2014). Localização da Reserva da Faia Brava. Consultado em 15 de maio de 2014. Disponível em: <https://maps.google.pt/maps/ms?msa=0&msid=218008042664829080672.0004cfa63528a0d7ad563&ie=UTF8&t=h&ll=40.926625,7.09195&spn=0.05173,0.03988&source=embed&dg=feature>

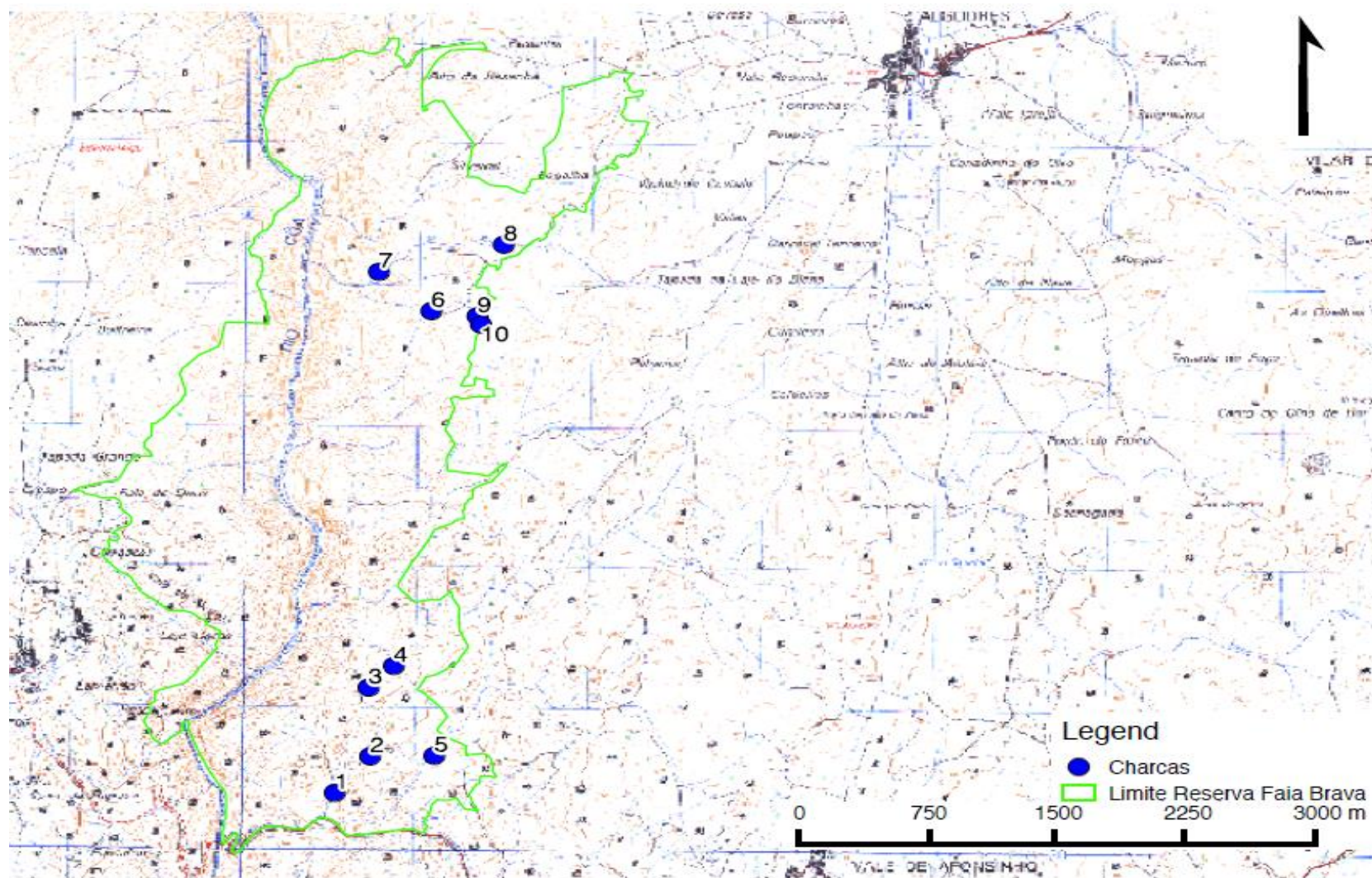
WEBMINERALS (2014). Apatite mineral data. Consultado em 16 de setembro de 2014. Disponível em <http://www.webmineral.com/data/Apatite.shtml#.VB1pPha4P1Y>



# Anexos





**Anexo A:** Enquadramento geográfico da Faia Brava, com os pontos de recolha assinalados.

**Anexo B:** Distribuição do número de amostras por parâmetro e por ponto de recolha bem como análise estatística descritiva.

Parâmetro	Unidade	Ponto de recolha	Nº de amostras	Valor Mínimo Registrado	Valor Máximo Registrado	Média de todos os valores	Desvio Padrão Ponderado
<b>pH</b>	Escala de Sorensen	1	9	5,28	6,68	6,10	0,596
		2	10	5,36	6,33	5,77	
		3	9	6,04	8,84	6,59	
		4	10	3,56	6,59	5,86	
		5	10	6,17	8,17	6,89	
		6	10	5,54	6,28	5,91	
		7	10	5,73	7,04	6,22	
		8	9	4,86	7,02	5,85	
		9	9	4,54	7,08	5,92	
		Poço	10	5,25	6,36	5,78	

Parâmetro	Unidade	Ponto de recolha	Nº de amostras	Valor Mínimo Registrado	Valor Máximo Registrado	Média de todos os valores	Desvio Padrão Ponderado
<b>CQO</b>	mg/L	1	9	27,5	367	118,3	72,201
		2	10	15,3	223	126,2	
		3	9	42,4	101	100,2	
		4	10	36,3	261	136,7	
		5	10	43,3	149	112,1	
		6	10	45,2	187	98,6	
		7	10	38,2	371	145,4	
		8	9	71,3	300	115,5	
		9	9	44,3	106	84,7	
		Poço	10	12,2	102	68,7	

Parâmetro	Unidade	Ponto de recolha	Nº de amostras	Valor Mínimo Registado	Valor Máximo Registado	Média de todos os valores	Desvio Padrão Ponderado
<b>CBO</b>	mg/L	1	9	3,5	84,9	20,4	13,981
		2	10	1,1	60,2	13,3	
		3	9	2,3	10,5	5,7	
		4	10	1,0	30,1	6,6	
		5	10	3,6	28,4	10,1	
		6	10	6,5	90,4	22,5	
		7	10	3,8	45	15,4	
		8	9	6,3	26,7	10,4	
		9	9	8,4	27	16,6	
		Poço	10	1,5	14	8,9	

Parâmetro	Unidade	Ponto de recolha	Nº de amostras	Valor Mínimo Registado	Valor Máximo Registado	Média de todos os valores	Desvio Padrão Ponderado
<b>Fósforo total</b>	mg/L	1	9	0,083	1,22	0,385	1,350
		2	10	0,017	2,410	0,815	
		3	9	0,028	0,778	0,342	
		4	10	0,160	1,853	0,455	
		5	10	0,018	0,628	0,214	
		6	10	0,021	1,453	0,387	
		7	10	0,074	0,625	0,294	
		8	9	0,008	0,722	0,216	
		9	9	0,058	1,02	0,374	
		Poço	10	0,111	2,23	0,526	

Parâmetro	Unidade	Ponto de recolha	Nº de amostras	Valor Mínimo Registado	Valor Máximo Registado	Média de todos os valores	Desvio Padrão Ponderado
<b>Azoto total</b>	mg/L	1	9	0,278	7,802	2,463	3,157
		2	10	0,782	9,715	3,815	
		3	9	0,451	5,546	2,040	
		4	10	0,345	10,789	2,804	
		5	10	0,43	6,373	2,288	
		6	10	0,399	14,756	2,895	
		7	10	0,778	10,019	3,033	
		8	9	0,52	16,508	3,368	
		9	9	0,474	4,138	1,920	
		Poço	10	0	4,738	1,547	

Parâmetro	Unidade	Ponto de recolha	Nº de amostras	Valor Mínimo Registado	Valor Máximo Registado	Média de todos os valores	Desvio Padrão Ponderado
<b>Clorofila-a</b>	mg/m <sup>3</sup>	1	8	0	161,468	31,446	39,301
		2	9	0,082	63,599	13,711	
		3	8	0,09	6,248	4,400	
		4	9	0	54,788	7,993	
		5	9	0	50,223	12,488	
		6	9	0	181,346	38,286	
		7	9	0	103,115	37,836	
		8	8	0	180,225	28,084	
		9	8	0	22,829	3,709	
		Poço	9	0	35,885	12,136	

Parâmetro	Unidade	Ponto de recolha	Nº de amostras	Valor Mínimo Registrado	Valor Máximo Registrado	Média de todos os valores	Desvio Padrão Ponderado
<b>Microrganismos 36°C</b>	ufc/mL	1	6	20	5010	1023	1715,09
		2	7	100	7920	1540	
		3	6	50	3770	740	
		4	7	20	3150	1029	
		5	7	0	3400	1180	
		6	7	100	5930	1020	
		7	7	250	4200	2189	
		8	6	40	2340	598	
		9	6	30	3350	752	
		Poço	7	140	1770	740	
<b>Microrganismos 22°C</b>	ufc/mL	1	6	10	8200	1540	2362,2
		2	7	30	8260	1776	
		3	6	20	4330	873	
		4	7	20	9000	1631	
		5	7	20	3600	824	
		6	7	90	7670	1415	
		7	7	260	3690	2229	
		8	6	60	3700	1022	
		9	6	20	5250	1133	
		Poço	7	220	3200	1457	

### Anexo C: Resultado da relação N:P para determinação do nutriente limitante em cada ponto de recolha.

Recolha	Pontos de recolha										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Poço	
1 <sup>a</sup>	Azoto	0,7	0,8	0,5	0,8	0,7	0,5	0,9	0,9	3,3	2,7
	Fósforo	1,2	0,7	0,8	0,7	0,6	1,0	0,6	0,7	1,0	0,8
	N:P	0,6	1,2	0,6	1,1	1,1	0,4	1,5	1,3	3,3	3,4
	NI	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N
2 <sup>a</sup>	Azoto	0,6	0,9	0,6	0,9	0,5	0,5	2,3	0,2	2,2	0,4
	Fósforo	0,4	0,3	0,5	0,3	0,3	0,3	0,5	0,5	0,6	2,2
	N:P	1,5	2,9	1,1	2,7	1,5	1,4	4,4	0,3	3,4	0,2
	NI	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N
3 <sup>a</sup>	Azoto	5,1	3,2	0,8	0,8	1,4	2,2	0,8	0,8	1,5	1,2
	Fósforo	0,6	1,0	0,5	0,5	0,2	0,4	0,2	0,1	0,4	0,2
	N:P	8,9	3,3	1,6	1,7	5,8	5,3	5,0	7,6	3,6	5,4
	NI	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N
4 <sup>a</sup>	Azoto	1,1	8,9	5,5	10,8	6,4	1,3	3,5		1,2	1,4
	Fósforo	0,2	1,3	0,6	0,2	0,3	0,2	0,2		0,3	0,2
	N:P	5,1	6,6	9,0	44,0	21,5	6,5	22,5		3,5	8,2
	NI	N	N	N	P	P	N	P		N	N
5 <sup>a</sup>	Azoto		9,7		8,0	3,8	14,8	10,0	16,5		0,6
	Fósforo		2,4		1,9	0,2	1,5	0,4	0,4		0,3
	N:P		4,0		4,3	15,4	10,2	27,6	40,4		2,2
	NI		N		N	P	P	P	P		N
6 <sup>a</sup>	Azoto	7,8	6,4	5,5	2,2	3,3	4,5	4,5	8,1	4,1	4,7
	Fósforo	0,3	0,3	0,3	0,2	0,2	0,1	0,5	0,1	0,1	0,2
	N:P	23,1	20,3	16,2	13,7	20,9	84,7	9,4	70,5	71,7	27,6
	NI	P	P	P	P	P	P	N	P	P	P
7 <sup>a</sup>	Azoto	2,7	3,1	2,6	2,3	3,0	1,8	1,8	0,8	1,6	1,0
	Fósforo	0,5	1,1	0,3	0,3	0,1	0,2	0,2	0,2	0,8	0,9
	N:P	5,8	2,9	7,4	8,6	24,8	8,7	10,3	3,8	2,0	1,1
	NI	N	N	N	N	P	N	P	N	N	N
8 <sup>a</sup>	Azoto	2,7	3,6	1,8	1,3	2,9	2,7	4,3	2,0	2,4	2,8
	Fósforo	0,4	0,7	0,2	0,2	0,02	0,02	0,3	0,01	0,1	0,1
	N:P	6,1	4,9	7,5	5,9	163,4	127,1	16,6	237,3	19,0	22,7
	NI	N	N	N	N	P	P	P	P	P	P
9 <sup>a</sup>	Azoto	1,1	0,7	0,6	0,7	0,4	0,4	1,4	0,5	0,5	0,7
	Fósforo	0,2	0,3	0,1	0,2	0,1	0,1	0,2	0,1	0,3	0,4
	N:P	6,0	2,2	4,5	3,5	3,2	2,8	6,7	4,0	1,4	2,0
	NI	N	N	N	N	N	N	N	N	N	N
10 <sup>a</sup>	Azoto	0,3	0,8	0,5	0,3	0,5	0,4	0,8	0,6	0,5	0
	Fósforo	0,1	0,02	0,03	0,2	0,1	0,1	0,1	0,0	0,1	0,1
	N:P	3,4	46,8	15,8	2,1	9,9	4,3	10,7	12,1	3,7	0,00
	NI	N	P	P	N	N	N	P	P	N	N

N:P – Razão azoto:fósforo

NI – Nutriente limitante

**Anexo D:** Resultado do estado trófico dos pontos analisados segundo a classificação do estado trófico adotado em Portugal pelo INAG para albufeiras e lagoas

Recolha	Pontos de Recolha										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Poço	
2ª	FT	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a	O	O	E	M	E	M	E	O	E	E
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
3ª	FT	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a	E	E	M	O	M	M	M	O	M	E
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
4ª	FT	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a	E	M	M	M	E	E	O		O	O
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
5ª	FT	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a		E		E	E	E	E	E		E
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
6ª	FT	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a	O	M	M	O	O	M	E	E	M	O
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
7ª	FT	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a	O	O	O	O	O	O	O	O	O	O
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
8ª	FT	E	E	E	E	M	M	E	O	E	E
	Clo-a	M	M	O	M	M	E	E	O	O	O
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>M</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>O</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
9ª	FT	E	E	E	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a	O	M	M	O	O	O	O	E	O	M
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>
10ª	FT	E	M	M	E	E	E	E	E	E	E
	Clo-a	O	O	O	O	O	O	O	M	O	O
	<b>Global</b>	<b>E</b>	<b>M</b>	<b>M</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>	<b>E</b>

FT = Fósforo total

Clo-a = Clorofila-a

E = Eutrófico

M = Mesotrófico

O = Oligotrófico

**Anexo E:** Resultados obtidos ao longo do período de monitorização e análise estatística descritiva de cada ponto

pH												
	Abr-13	Mai-13	Jun-13	Jul-13	Ago-13	Out-13	Nov-13	Dez-13	Jan-14	Mar-14	Média	Desvio Padrão
Ponto 1	6,06	5,37	6,52	6,73		6,33	6,68	6,11	5,82	5,28	6,10	0,53
Ponto 2	5,4	5,65	6,33	5,6	6,17	5,43	6,04	6,23	5,53	5,36	5,77	0,38
Ponto 3	6,25	6,66	8,84	6,31		6,23	6,43	6,48	6,04	6,08	6,59	0,87
Ponto 4	6,59	6,15	6,53	6,39	5,71	5,78	6,24	3,56	5,98	5,65	5,86	0,87
Ponto 5	6,56	7,28	7,46	8,17	6,71	6,81	6,7	6,72	6,31	6,17	6,89	0,59
Ponto 6	5,92	6,09	5,99	5,67	5,97	6,07	6,28	6,01	5,6	5,54	5,91	0,24
Ponto 7	5,81	6,39	7,04	6,79	6,56	6,27	5,78	5,99	5,73	5,79	6,22	0,47
Ponto 8	5,96	4,86	6,72		5,96	5,21	6,08	7,02	5,69	5,13	5,85	0,72
Ponto 9	6,26	6,05	7,08	6,23		5,68	5,78	5,99	5,69	4,54	5,92	0,67
Poço	5,86	5,74	5,98	5,25	6,36	5,9	5,88	5,48	5,6	5,77	5,78	0,30
CQO												
Ponto 1	27,5	74	119	367		120	106	105	101	45,6	118,3	98,7
Ponto 2	15,3	77,1	223	144	325	106	103	125	99,2	44,8	126,2	89,6
Ponto 3	87,8	76,5	94,6	236		88,4	75,5	101	100	42,4	100,2	53,9
Ponto 4	95,1	86,7	229	261	258	94,1	112	95,2	100	36,3	136,7	80,6
Ponto 5	92,2	69,5	149	143	243	102	69	104	106	43,3	112,1	56,2
Ponto 6	90,2	45,2	187	95,5	182	88,2	64,2	83,7	104	46,2	98,6	49,4
Ponto 7	94,4	335	109	149	371	91,2	65,4	95	106	38,2	145,4	113,4
Ponto 8	104	84	98,6		300	80,3	71,3	85	100	116	115,5	70,5
Ponto 9	95,9	66,6	94	115		81,8	70,8	88,1	106	44,3	84,7	21,7
Poço	85,3	30,7	85,1	69,3	69,3	71,5	76	85,4	102	12,2	68,7	27,1



<b>CBO</b>												
	<b>Abr-13</b>	<b>Mai-13</b>	<b>Jun-13</b>	<b>Jul-13</b>	<b>Ago-13</b>	<b>Out-13</b>	<b>Nov-13</b>	<b>Dez-13</b>	<b>Jan-14</b>	<b>Mar-14</b>	<b>Média</b>	<b>Desvio Padrão</b>
Ponto 1	3,5	4,9	29,5	84,9		15,3	13,6	13,4	12,9	5,8	20,4	25,4
Ponto 2	1,1	3,2	24,6	8,7	60,2	7,7	7,5	9,1	7,2	3,3	13,3	17,7
Ponto 3	4,7	3,2	10,4	10,5		4,8	4,1	5,5	5,4	2,3	5,7	2,9
Ponto 4	2,6	4,3	13,6	2,7	30,1	2,6	3,1	2,7	2,8	1,0	6,6	9,0
Ponto 5	7,7	5	15	9,3	28,4	8,5	5,8	8,7	8,9	3,6	10,1	7,1
Ponto 6	16,1	6,5	20	23	90,4	15,7	11,4	14,9	18,5	8,2	22,5	24,4
Ponto 7	9,3	25	8	28	45	9,0	6,4	9,4	10,4	3,8	15,4	13,1
Ponto 8	9,3	10	7		26,7	7,1	6,3	7,6	8,9	10,3	10,4	6,3
Ponto 9	18,2	18	12	27		15,5	13,4	16,7	20,1	8,4	16,6	5,3
Poço	10,6	5	12	4,6	14	8,8	9,4	10,6	12,6	1,5	8,9	4,0
<b>Fósforo Total</b>												
Ponto 1	1,22	0,729	0,778	0,713	0,628	1,03	0,625	0,722	1,02	0,784	1,22	0,729
Ponto 2	0,407	0,319	0,544	0,333	0,319	0,342	0,524	0,498	0,638	2,23	0,407	0,319
Ponto 3	0,578	0,975	0,485	0,485	0,247	0,417	0,157	0,108	0,420	0,228	0,578	0,975
Ponto 4	0,217	1,340	0,615	0,245	0,297	0,194	0,155		0,328	0,167	0,217	1,340
Ponto 5		2,410		1,853	0,246	1,453	0,363	0,409		0,252		2,410
Ponto 6	0,337	0,315	0,342	0,160	0,156	0,053	0,478	0,114	0,058	0,172	0,337	0,315
Ponto 7	0,466	1,087	0,344	0,267	0,123	0,207	0,177	0,205	0,769	0,923	0,466	1,087
Ponto 8	0,448	0,749	0,244	0,220	0,018	0,021	0,259	0,008	0,128	0,122	0,448	0,749
Ponto 9	0,178	0,297	0,130	0,192	0,136	0,148	0,213	0,131	0,329	0,360	0,178	0,297
Poço	0,083	0,017	0,028	0,165	0,053	0,093	0,074	0,046	0,132	0,111	0,083	0,017

<b>Azoto Total</b>												
	<b>Abr-13</b>	<b>Mai-13</b>	<b>Jun-13</b>	<b>Jul-13</b>	<b>Ago-13</b>	<b>Out-13</b>	<b>Nov-13</b>	<b>Dez-13</b>	<b>Jan-14</b>	<b>Mar-14</b>	<b>Média</b>	<b>Desvio Padrão</b>
Ponto 1	0,73	0,593	5,144	1,11		7,802	2,712	2,735	1,064	0,278	2,463	2,522
Ponto 2	0,844	0,923	3,215	8,884	9,715	6,391	3,102	3,638	0,658	0,782	3,815	3,406
Ponto 3	0,465	0,588	0,796	5,546		5,543	2,558	1,822	0,588	0,451	2,040	2,111
Ponto 4	0,757	0,9	0,839	10,789	7,962	2,179	2,292	1,304	0,671	0,345	2,804	3,583
Ponto 5	0,683	0,48	1,424	6,373	3,783	3,266	3,04	2,879	0,43	0,525	2,288	1,942
Ponto 6	0,452	0,483	2,222	1,263	14,756	4,468	1,799	2,69	0,42	0,399	2,895	4,367
Ponto 7	0,924	2,28	0,778	3,494	10,019	4,479	1,826	4,3	1,435	0,791	3,033	2,825
Ponto 8	0,906	0,174	0,819		16,508	8,07	0,782	1,98	0,52	0,557	3,368	5,502
Ponto 9	3,33	2,2	1,495	1,161		4,138	1,562	2,437	0,474	0,485	1,920	1,239
Poço	2,7	0,395	1,234	1,36	0,555	4,738	0,979	2,776	0,731	0	1,547	1,447
<b>Clorofila-a</b>												
Ponto 1	-	0,229	82,103	161,468		2,083	0,021	4,061	1,602	0	31,446	59,672
Ponto 2	-	2,403	35,084	7,076	63,599	7,743	0,082	2,763	3,257	1,389	13,711	21,563
Ponto 3	-	13,35	2,697	6,023		6,248	0,09	2,403	3,588	0,801	4,400	4,230
Ponto 4	-	3,952	0,00002	7,156	54,788	1,465	0	2,577	2,003	0	7,993	17,700
Ponto 5	-	28,25	4,406	21,494	50,223	1,121	0,0232	5,429	1,442	0	12,488	17,433
Ponto 6	-	3,564	3,044	129,735	181,346	5,607	0,0171	20,426	0,833	0	38,286	68,004
Ponto 7	-	58,42	2,844	1,736	103,115	68,619	0,0603	105,73	0	0	37,836	46,179
Ponto 8	-	1,642	0,788		180,225	22,187	0	0,123	10,413	9,292	28,084	61,947
Ponto 9	-	22,829	2,27	0,0137		2,523	0	0,625	1,095	0,32	3,709	7,785
Poço	-	42,21	35,885	2,029	23,763	0,00267	0,0214	0	4,94	0,374	12,136	17,092

<b>Microrganismos a 22°C</b>												
	<b>Abr-13</b>	<b>Mai-13</b>	<b>Jun-13</b>	<b>Jul-13</b>	<b>Ago-13</b>	<b>Out-13</b>	<b>Nov-13</b>	<b>Dez-13</b>	<b>Jan-14</b>	<b>Mar-14</b>	<b>Média</b>	<b>Desvio Padrão</b>
Ponto 1	-	-	-	8200		390	260	340	40	10	1540	3266
Ponto 2	-	-	-	8260	3660	260	80	30	90	50	1776	3153
Ponto 3	-	-	-	4330		480	20	290	70	50	873	1703
Ponto 4	-	-	-	9000	1560	70	310	100	360	20	1631	3293
Ponto 5	-	-	-	3600	1470	151	60	400	70	20	824	1326
Ponto 6	-	-	-	7670	90		250	180	190	110	1415	3065
Ponto 7	-	-	-	2050	3690	3080	260	4500	1610	410	2229	1613
Ponto 8	-	-	-		3700	1390	160	300	520	60	1022	1396
Ponto 9	-	-	-	5250		700	90	200	540	20	1133	2034
Poço	-	-	-	3200	3200	2090	630	480	380	220	1457	1342
<b>Microrganismos a 36°C</b>												
Ponto 1	-	-	-	5010		450	310	240	20	110	1023	1959
Ponto 2	-	-	-	7920	2180	240	100	110	100	130	1540	2915
Ponto 3	-	-	-	3770		330	50	110	100	80	740	1488
Ponto 4	-	-	-	3150	2270	370	910	280	200	20	1029	1208
Ponto 5	-	-	-	3400	1290	3330	0	210	0	30	1180	1561
Ponto 6	-	-	-	5930	220	300	230	100	240	120	1020	2166
Ponto 7	-	-	-	3280	4200	2940	250	3540	940	170	2189	1684
Ponto 8	-	-	-		2340	860	70	150	130	40	598	907
Ponto 9	-	-	-	3350		600	30	190	300	40	752	1290
Poço	-	-	-	1270	1770	1160	290	300	250	140	740	647

**Anexo F:** Reprodução parcial do Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto: Valores limite de emissão (VLE) na descarga de águas residuais. Anexo XVIII

Parâmetros	Expressão dos resultados	VLE (1)
<i>pH</i> (0) .....	Escala de Sorensen	6,0-9,0 (2)
Temperatura (0) .....	°C	Aumento de 3°C (3)
CBO <sub>5</sub> , 20°C (20) (0) .....	mg/l O <sub>2</sub>	40
CQO (0) .....	mg/l O <sub>2</sub>	150
SST (0) .....	mg/l	60
Alumínio .....	mg/l Al	10

**Anexo G:** Reprodução parcial do Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto: Objetivos Ambientais de Qualidade Mínima para as águas Superficiais. Anexo XXI

Parâmetros	Expressão dos resultados	VMA
<i>pH</i> .....	Escala de Sorensen	5,0-9,0
Temperatura .....	°C	30
Varição da temperatura .....	°C	3
Oxigénio dissolvido .....	% de saturação	50
CBO <sub>5</sub> .....	O <sub>2</sub> mg/l	5
Azoto amoniacal .....	N mg/l	1
Fósforo total .....	P mg/l	1
Cloratos .....	Cl mg/l	250
Sulfatos .....	SO <sub>4</sub> mg/l	250
Clorofenóis .....	µg/l, por composto	100
Hidrocarbonetos aromáticos polinucleares .....	µg/l	100
Substâncias tensoactivas aniónicas .....	mg/l	0,5

**Anexo H:** Reprodução parcial do Decreto-Lei 236/98 de 1 de agosto: Qualidade das águas destinadas à rega. Anexo XVI

Parâmetros	Expressão dos Resultados	VMR	VMA	Observações
Nitratos (NO <sub>3</sub> )	mg/l	50		Concentrações elevadas podem afetar a produção e qualidade das culturas sensíveis. No plano de fertilização da parcela convirá contabilizar o azoto veiculado pela água de rega.
pH	Escala de Sorënsen	6.5 – 8.4	4.5 – 9.0	

**Anexo I:** Matrizes de correlação entre pontos, para cada parâmetro. Obtidas a partir do software SPSS.

		Correlações pH									
		Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço
Ponto1	Correlação de Pearson	1	,455	,307	,176	,525	,370	,412	,626	,573	-,083
	Sig. (2 extremidades)		,219	,422	,650	,147	,327	,271	,097	,106	,832
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto2	Correlação de Pearson	,455	1	,698*	-,321	,217	,500	,428	,776*	,577	,299
	Sig. (2 extremidades)	,219		,037	,366	,548	,142	,217	,014	,104	,401
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto3	Correlação de Pearson	,307	,698*	1	,218	,421	,281	,722*	,482	,720*	,398
	Sig. (2 extremidades)	,422	,037		,574	,259	,463	,028	,227	,029	,289
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto4	Correlação de Pearson	,176	-,321	,218	1	,292	-,045	,255	-,396	,260	,217
	Sig. (2 extremidades)	,650	,366	,574		,413	,901	,478	,291	,499	,548
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto5	Correlação de Pearson	,525	,217	,421	,292	1	,111	,816*	,198	,640	-,359
	Sig. (2 extremidades)	,147	,548	,259	,413		,760	,004	,609	,064	,309
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto6	Correlação de Pearson	,370	,500	,281	-,045	,111	1	,109	,234	,404	,401
	Sig. (2 extremidades)	,327	,142	,463	,901	,760		,764	,545	,281	,250
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto7	Correlação de Pearson	,412	,428	,722*	,255	,816*	,109	1	,202	,677*	,113
	Sig. (2 extremidades)	,271	,217	,028	,478	,004	,764		,603	,045	,756
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto8	Correlação de Pearson	,626	,776*	,482	-,396	,198	,234	,202	1	,565	-,057
	Sig. (2 extremidades)	,097	,014	,227	,291	,609	,545	,603		,145	,885
	N	8	9	8	9	9	9	9	9	8	9
Ponto9	Correlação de Pearson	,573	,577	,720*	,260	,640	,404	,677*	,565	1	,065
	Sig. (2 extremidades)	,106	,104	,029	,499	,064	,281	,045	,145		,868
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Poço	Correlação de Pearson	-,083	,299	,398	,217	-,359	,401	,113	-,057	,065	1
	Sig. (2 extremidades)	,832	,401	,289	,548	,309	,250	,756	,885	,868	
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10

\*. A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

\*\*.. A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Correlações CBO

	Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço	
Ponto1	Correlação de Pearson	1	,332	,808 <sup>-</sup>	,128	,398	,700 <sup>-</sup>	,611	-,724 <sup>-</sup>	,650	-,174
	Sig. (2 extremidades)		,383	,008	,742	,289	,036	,081	,042	,058	,655
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto2	Correlação de Pearson	,332	1	,742 <sup>-</sup>	,986 <sup>-</sup>	,977 <sup>-</sup>	,951 <sup>-</sup>	,713 <sup>-</sup>	,859 <sup>-</sup>	-,170	,560
	Sig. (2 extremidades)	,383		,022	,000	,000	,000	,021	,003	,662	,093
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto3	Correlação de Pearson	,808 <sup>-</sup>	,742 <sup>-</sup>	1	,612	,851 <sup>-</sup>	,869 <sup>-</sup>	,352	-,543	,456	,300
	Sig. (2 extremidades)	,008	,022		,080	,004	,002	,352	,164	,218	,432
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto4	Correlação de Pearson	,128	,986 <sup>-</sup>	,612	1	,965 <sup>-</sup>	,936 <sup>-</sup>	,734 <sup>-</sup>	,878 <sup>-</sup>	-,210	,553
	Sig. (2 extremidades)	,742	,000	,080		,000	,000	,016	,002	,588	,097
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto5	Correlação de Pearson	,398	,977 <sup>-</sup>	,851 <sup>-</sup>	,965 <sup>-</sup>	1	,953 <sup>-</sup>	,715 <sup>-</sup>	,830 <sup>-</sup>	,162	,656 <sup>-</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,289	,000	,004	,000		,000	,020	,006	,677	,040
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto6	Correlação de Pearson	,700 <sup>-</sup>	,951 <sup>-</sup>	,869 <sup>-</sup>	,936 <sup>-</sup>	,953 <sup>-</sup>	1	,800 <sup>-</sup>	,941 <sup>-</sup>	,561	,530
	Sig. (2 extremidades)	,036	,000	,002	,000	,000		,005	,000	,116	,115
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto7	Correlação de Pearson	,611	,713 <sup>-</sup>	,352	,734 <sup>-</sup>	,715 <sup>-</sup>	,800 <sup>-</sup>	1	,904 <sup>-</sup>	,789 <sup>-</sup>	,178
	Sig. (2 extremidades)	,081	,021	,352	,016	,020	,005		,001	,011	,622
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto8	Correlação de Pearson	-,724 <sup>-</sup>	,859 <sup>-</sup>	-,543	,878 <sup>-</sup>	,830 <sup>-</sup>	,941 <sup>-</sup>	,904 <sup>-</sup>	1	,085	,310
	Sig. (2 extremidades)	,042	,003	,164	,002	,006	,000	,001		,841	,417
	N	8	9	8	9	9	9	9	9	8	9
Ponto9	Correlação de Pearson	,650	-,170	,456	-,210	,162	,561	,789 <sup>-</sup>	,085	1	,086
	Sig. (2 extremidades)	,058	,662	,218	,588	,677	,116	,011	,841		,826
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Poço	Correlação de Pearson	-,174	,560	,300	,553	,656 <sup>-</sup>	,530	,178	,310	,086	1
	Sig. (2 extremidades)	,655	,093	,432	,097	,040	,115	,622	,417	,826	
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10

\*\* A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

\* A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Correlações CQO

	Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço	
Ponto1	Correlação de Pearson	1	,498	,949 <sup>**</sup>	,797 <sup>*</sup>	,632	,202	,105	-,614	,585	,157
	Sig. (2 extremidades)		,173	,000	,010	,068	,602	,788	,105	,098	,687
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto2	Correlação de Pearson	,498	1	,387	,815 <sup>**</sup>	,914 <sup>**</sup>	,848 <sup>**</sup>	,553	,748 <sup>**</sup>	,405	,237
	Sig. (2 extremidades)	,173		,303	,004	,000	,002	,097	,020	,279	,509
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto3	Correlação de Pearson	,949 <sup>**</sup>	,387	1	,797 <sup>*</sup>	,703 <sup>*</sup>	,244	,151	-,351	,755 <sup>**</sup>	,301
	Sig. (2 extremidades)	,000	,303		,010	,035	,527	,697	,394	,019	,431
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto4	Correlação de Pearson	,797 <sup>*</sup>	,815 <sup>**</sup>	,797 <sup>*</sup>	1	,859 <sup>**</sup>	,778 <sup>**</sup>	,434	,672 <sup>**</sup>	,689 <sup>**</sup>	,321
	Sig. (2 extremidades)	,010	,004	,010		,001	,008	,210	,048	,040	,365
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto5	Correlação de Pearson	,632	,914 <sup>**</sup>	,703 <sup>*</sup>	,859 <sup>**</sup>	1	,872 <sup>**</sup>	,580	,838 <sup>**</sup>	,854 <sup>**</sup>	,378
	Sig. (2 extremidades)	,068	,000	,035	,001		,001	,079	,005	,003	,281
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto6	Correlação de Pearson	,202	,848 <sup>**</sup>	,244	,778 <sup>**</sup>	,872 <sup>**</sup>	1	,305	,605	,586	,497
	Sig. (2 extremidades)	,602	,002	,527	,008	,001		,392	,084	,097	,144
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto7	Correlação de Pearson	,105	,553	,151	,434	,580	,305	1	,654	,024	-,193
	Sig. (2 extremidades)	,788	,097	,697	,210	,079	,392		,056	,951	,593
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto8	Correlação de Pearson	-,614	,748 <sup>**</sup>	-,351	,672 <sup>**</sup>	,838 <sup>**</sup>	,605	,654	1	-,073	-,039
	Sig. (2 extremidades)	,105	,020	,394	,048	,005	,084	,056		,863	,920
	N	8	9	8	9	9	9	9	9	8	9
Ponto9	Correlação de Pearson	,585	,405	,755 <sup>**</sup>	,689 <sup>**</sup>	,854 <sup>**</sup>	,586	,024	-,073	1	,798 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,098	,279	,019	,040	,003	,097	,951	,863		,010
	N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Poço	Correlação de Pearson	,157	,237	,301	,321	,378	,497	-,193	-,039	,798 <sup>**</sup>	1
	Sig. (2 extremidades)	,687	,509	,431	,365	,281	,144	,593	,920	,010	
	N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10

\*\* . A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

\* . A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

N – Número de amostras



Correlações Fósforo Total

	Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço
Ponto1 Correlação de Pearson	1	,282	,723 <sup>*</sup>	,925 <sup>**</sup>	,785 <sup>*</sup>	,899 <sup>**</sup>	,655	,763 <sup>*</sup>	,754 <sup>*</sup>	,228
Sig. (2 extremidades)		,463	,028	,000	,012	,001	,055	,028	,019	,554
N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto2 Correlação de Pearson	,282	1	,558	,817 <sup>**</sup>	,182	,702 <sup>*</sup>	-,028	,265	,326	-,197
Sig. (2 extremidades)	,463		,118	,004	,615	,024	,939	,491	,392	,584
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto3 Correlação de Pearson	,723 <sup>*</sup>	,558	1	,767 <sup>*</sup>	,886 <sup>**</sup>	,755 <sup>*</sup>	,594	,841 <sup>**</sup>	,671 <sup>*</sup>	,381
Sig. (2 extremidades)	,028	,118		,016	,001	,019	,091	,009	,048	,311
N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto4 Correlação de Pearson	,925 <sup>**</sup>	,817 <sup>**</sup>	,767 <sup>*</sup>	1	,332	,940 <sup>**</sup>	,277	,483	,784 <sup>*</sup>	-,055
Sig. (2 extremidades)	,000	,004	,016		,349	,000	,438	,188	,012	,879
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto5 Correlação de Pearson	,785 <sup>*</sup>	,182	,886 <sup>**</sup>	,332	1	,612	,673 <sup>*</sup>	,919 <sup>**</sup>	,758 <sup>*</sup>	,368
Sig. (2 extremidades)	,012	,615	,001	,349		,060	,033	,000	,018	,295
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto6 Correlação de Pearson	,899 <sup>**</sup>	,702 <sup>*</sup>	,755 <sup>*</sup>	,940 <sup>**</sup>	,612	1	,450	,720 <sup>*</sup>	,831 <sup>**</sup>	,076
Sig. (2 extremidades)	,001	,024	,019	,000	,060		,192	,029	,006	,835
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto7 Correlação de Pearson	,655	-,028	,594	,277	,673 <sup>*</sup>	,450	1	,790 <sup>*</sup>	,463	,506
Sig. (2 extremidades)	,055	,939	,091	,438	,033	,192		,011	,209	,135
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto8 Correlação de Pearson	,763 <sup>*</sup>	,265	,841 <sup>**</sup>	,483	,919 <sup>**</sup>	,720 <sup>*</sup>	,790 <sup>*</sup>	1	,852 <sup>**</sup>	,587
Sig. (2 extremidades)	,028	,491	,009	,188	,000	,029	,011		,007	,096
N	8	9	8	9	9	9	9	9	8	9
Ponto9 Correlação de Pearson	,754 <sup>*</sup>	,326	,671 <sup>*</sup>	,784 <sup>*</sup>	,758 <sup>*</sup>	,831 <sup>**</sup>	,463	,852 <sup>**</sup>	1	,599
Sig. (2 extremidades)	,019	,392	,048	,012	,018	,006	,209	,007		,088
N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Poço Correlação de Pearson	,228	-,197	,381	-,055	,368	,076	,506	,587	,599	1
Sig. (2 extremidades)	,554	,584	,311	,879	,295	,835	,135	,096	,088	
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10

\*. A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

\*\* A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Correlações Azoto Total

	Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço
Ponto1 Correlação de Pearson	1	,461	,508	-,068	,258	,935 <sup>-</sup>	,444	,823 <sup>-</sup>	,559	,709 <sup>-</sup>
Sig. (2 extremidades)		,212	,163	,863	,502	,000	,231	,012	,118	,032
N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto2 Correlação de Pearson	,461	1	,940 <sup>-</sup>	,882 <sup>-</sup>	,893 <sup>-</sup>	,722 <sup>-</sup>	,803 <sup>-</sup>	,940 <sup>-</sup>	,218	,202
Sig. (2 extremidades)	,212		,000	,001	,001	,018	,005	,000	,573	,575
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto3 Correlação de Pearson	,508	,940 <sup>-</sup>	1	,746 <sup>-</sup>	,888 <sup>-</sup>	,642	,753 <sup>-</sup>	,927 <sup>-</sup>	,339	,551
Sig. (2 extremidades)	,163	,000		,021	,001	,063	,019	,001	,372	,125
N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Ponto4 Correlação de Pearson	-,068	,882 <sup>-</sup>	,746 <sup>-</sup>	1	,881 <sup>-</sup>	,500	,622	,936 <sup>-</sup>	-,123	-,089
Sig. (2 extremidades)	,863	,001	,021		,001	,141	,055	,000	,752	,806
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto5 Correlação de Pearson	,258	,893 <sup>-</sup>	,888 <sup>-</sup>	,881 <sup>-</sup>	1	,387	,551	,715 <sup>-</sup>	,098	,234
Sig. (2 extremidades)	,502	,001	,001	,001		,270	,099	,030	,803	,515
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto6 Correlação de Pearson	,935 <sup>-</sup>	,722 <sup>-</sup>	,642	,500	,387	1	,932 <sup>-</sup>	,969 <sup>-</sup>	,607	,000
Sig. (2 extremidades)	,000	,018	,063	,141	,270		,000	,000	,083	,999
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto7 Correlação de Pearson	,444	,803 <sup>-</sup>	,753 <sup>-</sup>	,622	,551	,932 <sup>-</sup>	1	,943 <sup>-</sup>	,493	,102
Sig. (2 extremidades)	,231	,005	,019	,055	,099	,000		,000	,178	,779
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10
Ponto8 Correlação de Pearson	,823 <sup>-</sup>	,940 <sup>-</sup>	,927 <sup>-</sup>	,936 <sup>-</sup>	,715 <sup>-</sup>	,969 <sup>-</sup>	,943 <sup>-</sup>	1	,709 <sup>-</sup>	,149
Sig. (2 extremidades)	,012	,000	,001	,000	,030	,000	,000		,049	,702
N	8	9	8	9	9	9	9	9	8	9
Ponto9 Correlação de Pearson	,559	,218	,339	-,123	,098	,607	,493	,709 <sup>-</sup>	1	,873 <sup>-</sup>
Sig. (2 extremidades)	,118	,573	,372	,752	,803	,083	,178	,049		,002
N	9	9	9	9	9	9	9	8	9	9
Poço Correlação de Pearson	,709 <sup>-</sup>	,202	,551	-,089	,234	,000	,102	,149	,873 <sup>-</sup>	1
Sig. (2 extremidades)	,032	,575	,125	,806	,515	,999	,779	,702	,002	
N	9	10	9	10	10	10	10	9	9	10

\*\* . A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

\* . A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Correlações Clorofila-a

	Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço	
Ponto1	Correlação de Pearson	1	,454	,067	,613	,420	,866 <sup>-</sup>	-,364	-,293	-,224	,082
	Sig. (2 extremidades)		,258	,874	,106	,300	,005	,375	,523	,593	,847
	N	8	8	8	8	8	8	8	7	8	8
Ponto2	Correlação de Pearson	,454	1	-,076	,846 <sup>-</sup>	,684 <sup>-</sup>	,677 <sup>-</sup>	,372	,851 <sup>-</sup>	-,099	,477
	Sig. (2 extremidades)	,258		,857	,004	,042	,045	,324	,007	,815	,195
	N	8	9	8	9	9	9	9	8	8	9
Ponto3	Correlação de Pearson	,067	-,076	1	,587	,838 <sup>-</sup>	,156	,352	,101	,876 <sup>-</sup>	,601
	Sig. (2 extremidades)	,874	,857		,126	,009	,713	,393	,830	,004	,115
	N	8	8	8	8	8	8	8	7	8	8
Ponto4	Correlação de Pearson	,613	,846 <sup>-</sup>	,587	1	,866 <sup>-</sup>	,850 <sup>-</sup>	,542	,989 <sup>-</sup>	,253	,256
	Sig. (2 extremidades)	,106	,004	,126		,003	,004	,132	,000	,545	,506
	N	8	9	8	9	9	9	9	8	8	9
Ponto5	Correlação de Pearson	,420	,684 <sup>-</sup>	,838 <sup>-</sup>	,866 <sup>-</sup>	1	,825 <sup>-</sup>	,509	,831 <sup>-</sup>	,729 <sup>-</sup>	,516
	Sig. (2 extremidades)	,300	,042	,009	,003		,006	,162	,011	,040	,155
	N	8	9	8	9	9	9	9	8	8	9
Ponto6	Correlação de Pearson	,866 <sup>-</sup>	,677 <sup>-</sup>	,156	,850 <sup>-</sup>	,825 <sup>-</sup>	1	,344	,984 <sup>-</sup>	-,200	,070
	Sig. (2 extremidades)	,005	,045	,713	,004	,006		,364	,000	,634	,857
	N	8	9	8	9	9	9	9	8	8	9
Ponto7	Correlação de Pearson	-,364	,372	,352	,542	,509	,344	1	,523	,306	,141
	Sig. (2 extremidades)	,375	,324	,393	,132	,162	,364		,184	,461	,718
	N	8	9	8	9	9	9	9	8	8	9
Ponto8	Correlação de Pearson	-,293	,851 <sup>-</sup>	,101	,989 <sup>-</sup>	,831 <sup>-</sup>	,984 <sup>-</sup>	,523	1	-,193	,184
	Sig. (2 extremidades)	,523	,007	,830	,000	,011	,000	,184		,679	,662
	N	7	8	7	8	8	8	8	8	7	8
Ponto9	Correlação de Pearson	-,224	-,099	,876 <sup>-</sup>	,253	,729 <sup>-</sup>	-,200	,306	-,193	1	,762 <sup>-</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,593	,815	,004	,545	,040	,634	,461	,679		,028
	N	8	8	8	8	8	8	8	7	8	8
Poço	Correlação de Pearson	,082	,477	,601	,256	,516	,070	,141	,184	,762 <sup>-</sup>	1
	Sig. (2 extremidades)	,847	,195	,115	,506	,155	,857	,718	,662	,028	
	N	8	9	8	9	9	9	9	8	8	9

\*\* . A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

\* . A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Correlações Microrganismos (22°C)

	Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço	
Ponto1	Correlação de Pearson	1	,999 <sup>**</sup>	,997 <sup>**</sup>	-,466	,997 <sup>**</sup>	,998 <sup>**</sup>	,050	,544	,992 <sup>**</sup>	,844 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)		,000	,000	,352	,000	,000	,924	,344	,000	,034
	N	6	6	6	6	6	6	6	5	6	6
Ponto2	Correlação de Pearson	,999 <sup>**</sup>	1	,996 <sup>**</sup>	,142	,994 <sup>**</sup>	,903 <sup>**</sup>	,126	,956 <sup>**</sup>	,994 <sup>**</sup>	,815 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,000		,000	,761	,000	,005	,787	,003	,000	,026
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto3	Correlação de Pearson	,997 <sup>**</sup>	,996 <sup>**</sup>	1	-,502	,996 <sup>**</sup>	,992 <sup>**</sup>	,101	,839	,995 <sup>**</sup>	,871 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,000	,000		,310	,000	,000	,849	,076	,000	,024
	N	6	6	6	6	6	6	6	5	6	6
Ponto4	Correlação de Pearson	-,466	,142	-,502	1	,089	-,278	,317	,901 <sup>**</sup>	-,438	,448
	Sig. (2 extremidades)	,352	,761	,310		,849	,546	,489	,014	,385	,313
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto5	Correlação de Pearson	,997 <sup>**</sup>	,994 <sup>**</sup>	,995 <sup>**</sup>	,089	1	,920 <sup>**</sup>	,183	,921 <sup>**</sup>	,988 <sup>**</sup>	,786 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,000	,000	,000	,849		,003	,695	,009	,000	,036
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto6	Correlação de Pearson	,998 <sup>**</sup>	,903 <sup>**</sup>	,992 <sup>**</sup>	-,278	,920 <sup>**</sup>	1	-,059	-,494	,989 <sup>**</sup>	,558
	Sig. (2 extremidades)	,000	,005	,000	,546	,003		,899	,319	,000	,193
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto7	Correlação de Pearson	,050	,126	,101	,317	,183	-,059	1	,515	,074	,393
	Sig. (2 extremidades)	,924	,787	,849	,489	,695	,899		,296	,889	,384
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto8	Correlação de Pearson	,544	,956 <sup>**</sup>	,839	,901 <sup>**</sup>	,921 <sup>**</sup>	-,494	,515	1	,912 <sup>**</sup>	,957 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,344	,003	,076	,014	,009	,319	,296		,031	,003
	N	5	6	5	6	6	6	6	6	5	6
Ponto9	Correlação de Pearson	,992 <sup>**</sup>	,994 <sup>**</sup>	,995 <sup>**</sup>	-,438	,988 <sup>**</sup>	,989 <sup>**</sup>	,074	,912 <sup>**</sup>	1	,872 <sup>**</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,000	,000	,000	,385	,000	,000	,889	,031		,023
	N	6	6	6	6	6	6	6	5	6	6
Poço	Correlação de Pearson	,844 <sup>**</sup>	,815 <sup>**</sup>	,871 <sup>**</sup>	,448	,786 <sup>**</sup>	,558	,393	,957 <sup>**</sup>	,872 <sup>**</sup>	1
	Sig. (2 extremidades)	,034	,026	,024	,313	,036	,193	,384	,003	,023	
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7

\*\* .A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

\* .A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

N – Número de amostras

Correlações Microrganismos (36°C)

	Ponto1	Ponto2	Ponto3	Ponto4	Ponto5	Ponto6	Ponto7	Ponto8	Ponto9	Poço	
Ponto1	Correlação de Pearson	1	,998 <sup>***</sup>	,998 <sup>***</sup>	,975 <sup>**</sup>	,684	,998 <sup>***</sup>	,478	,731	,990 <sup>***</sup>	,723
	Sig. (2 extremidades)		,000	,000	,001	,134	,000	,338	,161	,000	,105
	N	6	6	6	6	6	6	6	5	6	6
Ponto2	Correlação de Pearson	,998 <sup>***</sup>	1	,999 <sup>***</sup>	,901 <sup>**</sup>	,654	,966 <sup>***</sup>	,434	,969 <sup>***</sup>	,969 <sup>***</sup>	,558
	Sig. (2 extremidades)	,000		,000	,006	,111	,000	,331	,002	,000	,193
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto3	Correlação de Pearson	,998 <sup>***</sup>	,999 <sup>***</sup>	1	,963 <sup>**</sup>	,691	,998 <sup>***</sup>	,481	,990 <sup>***</sup>	,995 <sup>***</sup>	,727
	Sig. (2 extremidades)	,000	,000		,002	,128	,000	,334	,001	,000	,102
	N	6	6	6	6	6	6	6	5	6	6
Ponto4	Correlação de Pearson	,975 <sup>**</sup>	,901 <sup>**</sup>	,963 <sup>**</sup>	1	,569	,779 <sup>**</sup>	,541	,880 <sup>**</sup>	,948 <sup>**</sup>	,750
	Sig. (2 extremidades)	,001	,006	,002		,183	,039	,210	,021	,004	,052
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto5	Correlação de Pearson	,684	,654	,691	,569	1	,643	,573	,498	,743	,729
	Sig. (2 extremidades)	,134	,111	,128	,183		,119	,179	,315	,091	,063
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto6	Correlação de Pearson	,998 <sup>***</sup>	,966 <sup>***</sup>	,998 <sup>***</sup>	,779 <sup>**</sup>	,643	1	,287	,334	,990 <sup>***</sup>	,375
	Sig. (2 extremidades)	,000	,000	,000	,039	,119		,532	,518	,000	,407
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto7	Correlação de Pearson	,478	,434	,481	,541	,573	,287	1	,727	,530	,774 <sup>*</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,338	,331	,334	,210	,179	,532		,102	,279	,041
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7
Ponto8	Correlação de Pearson	,731	,969 <sup>***</sup>	,990 <sup>***</sup>	,880 <sup>**</sup>	,498	,334	,727	1	,922 <sup>**</sup>	,966 <sup>***</sup>
	Sig. (2 extremidades)	,161	,002	,001	,021	,315	,518	,102		,026	,002
	N	5	6	5	6	6	6	6	6	5	6
Ponto9	Correlação de Pearson	,990 <sup>***</sup>	,969 <sup>***</sup>	,995 <sup>***</sup>	,948 <sup>**</sup>	,743	,990 <sup>***</sup>	,530	,922 <sup>**</sup>	1	,777
	Sig. (2 extremidades)	,000	,000	,000	,004	,091	,000	,279	,026		,069
	N	6	6	6	6	6	6	6	5	6	6
Poço	Correlação de Pearson	,723	,558	,727	,750	,729	,375	,774 <sup>*</sup>	,966 <sup>***</sup>	,777	1
	Sig. (2 extremidades)	,105	,193	,102	,052	,063	,407	,041	,002	,069	
	N	6	7	6	7	7	7	7	6	6	7

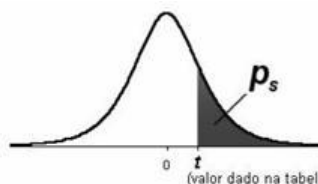
\*\*\*. A correlação é significativa no nível 0,01 (2 extremidades).

\*\* .A correlação é significativa no nível 0,05 (2 extremidades).

N – Número de amostras

**Anexo J:** Tabela de distribuição t-Student Unicaudal

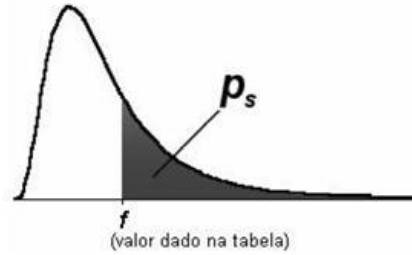
**DISTRIBUIÇÃO t-STUDENT UNICAUDAL**



g.l.	Ps						
	0,200	0,150	0,100	0,050	0,025	0,010	0,005
1	1,376	1,963	3,078	6,314	12,71	31,82	63,66
2	1,061	1,386	1,886	2,920	4,303	6,965	9,925
3	0,978	1,250	1,638	2,353	3,182	4,541	5,841
4	0,941	1,190	1,533	2,132	2,776	3,747	4,604
5	0,920	1,156	1,476	2,015	2,571	3,365	4,032
6	0,906	1,134	1,440	1,943	2,447	3,143	3,707
7	0,896	1,119	1,415	1,895	2,365	2,998	3,499
8	0,889	1,108	1,397	1,860	2,306	2,896	3,355
9	0,883	1,100	1,383	1,833	2,262	2,821	3,250
10	0,879	1,093	1,372	1,812	2,228	2,764	3,169
11	0,876	1,088	1,363	1,796	2,201	2,718	3,106
12	0,873	1,083	1,356	1,782	2,179	2,681	3,055
13	0,870	1,079	1,350	1,771	2,160	2,650	3,012
14	0,868	1,076	1,345	1,761	2,145	2,624	2,977
15	0,866	1,074	1,341	1,753	2,131	2,602	2,947
16	0,865	1,071	1,337	1,746	2,120	2,583	2,921
17	0,863	1,069	1,333	1,740	2,110	2,567	2,898
18	0,862	1,067	1,330	1,734	2,101	2,552	2,878
19	0,861	1,066	1,328	1,729	2,093	2,539	2,861
20	0,860	1,064	1,325	1,725	2,086	2,528	2,845
21	0,859	1,063	1,323	1,721	2,080	2,518	2,831
22	0,858	1,061	1,321	1,717	2,074	2,508	2,819
23	0,858	1,060	1,319	1,714	2,069	2,500	2,807
24	0,857	1,059	1,318	1,711	2,064	2,492	2,797
25	0,856	1,058	1,316	1,708	2,060	2,485	2,787
26	0,856	1,058	1,315	1,706	2,056	2,479	2,779
27	0,855	1,057	1,314	1,703	2,052	2,473	2,771
28	0,855	1,056	1,313	1,701	2,048	2,467	2,763
29	0,854	1,055	1,311	1,699	2,045	2,462	2,756
30	0,854	1,055	1,310	1,697	2,042	2,457	2,750
35	0,852	1,052	1,306	1,690	2,030	2,438	2,724
40	0,851	1,050	1,303	1,684	2,021	2,423	2,704
50	0,849	1,047	1,299	1,676	2,009	2,403	2,678
60	0,848	1,045	1,296	1,671	2,000	2,390	2,660
80	0,846	1,043	1,292	1,664	1,990	2,374	2,639
100	0,845	1,042	1,290	1,660	1,984	2,364	2,626
1	0,842	1,036	1,282	1,645	1,960	2,327	2,576

**Anexo K: Tabela de distribuição F (Fisher)**

**DISTRIBUIÇÃO F**



		Degrees of freedom in numerator (df1)											
		1	2	3	4	5	6	7	8	12	24	1000	
Degrees of freedom in denominator (df2)	1	0.100	39.86	49.50	53.59	55.83	57.24	58.20	58.91	59.44	60.71	62.00	63.30
		0.050	161.4	199.5	215.7	224.6	230.2	234.0	236.8	238.9	243.9	249.1	254.2
		0.025	647.6	799.5	864.2	899.6	921.8	937.1	948.2	956.6	976.7	997.3	1017.8
		0.010	4052	4999	5404	5624	5764	5859	5928	5981	6107	6234	6363
		0.001	405312	499725	540257	562668	576496	586033	593185	597954	610352	623703	636101
	2	0.100	8.53	9.00	9.16	9.24	9.29	9.33	9.35	9.37	9.41	9.45	9.49
		0.050	18.51	19.00	19.16	19.25	19.30	19.33	19.35	19.37	19.41	19.45	19.49
		0.025	38.51	39.00	39.17	39.25	39.30	39.33	39.36	39.37	39.41	39.46	39.50
		0.010	98.50	99.00	99.16	99.25	99.30	99.33	99.36	99.38	99.42	99.46	99.50
		0.001	998.38	998.84	999.31	999.31	999.31	999.31	999.31	999.31	999.31	999.31	999.31
	3	0.100	5.64	5.46	5.39	5.34	5.31	5.28	5.27	5.25	5.22	5.18	5.13
		0.050	10.13	9.55	9.28	9.12	9.01	8.94	8.89	8.85	8.74	8.64	8.53
		0.025	17.44	16.04	15.44	15.10	14.88	14.73	14.62	14.54	14.34	14.12	13.91
		0.010	34.12	30.82	29.46	28.71	28.24	27.91	27.67	27.49	27.05	26.60	26.14
		0.001	167.06	148.49	141.10	137.08	134.58	132.83	131.61	130.62	128.32	125.93	123.52
	4	0.100	4.54	4.32	4.19	4.11	4.05	4.01	3.98	3.95	3.90	3.83	3.76
		0.050	7.71	6.94	6.59	6.39	6.26	6.16	6.09	6.04	5.91	5.77	5.63
		0.025	12.22	10.65	9.98	9.60	9.36	9.20	9.07	8.98	8.75	8.51	8.26
		0.010	21.20	18.00	16.99	15.98	15.62	15.21	14.98	14.80	14.37	13.93	13.47
		0.001	74.13	61.25	56.17	53.43	51.72	50.52	49.65	49.00	47.41	45.77	44.09
	5	0.100	4.06	3.78	3.62	3.52	3.45	3.40	3.37	3.34	3.27	3.19	3.11
		0.050	6.61	5.79	5.41	5.19	5.05	4.95	4.88	4.82	4.68	4.53	4.37
		0.025	10.01	8.43	7.76	7.39	7.15	6.98	6.85	6.76	6.52	6.28	6.02
		0.010	16.26	13.27	12.06	11.39	10.97	10.67	10.46	10.29	9.89	9.47	9.03
		0.001	47.18	37.12	33.20	31.08	29.75	28.83	28.17	27.65	26.42	25.13	23.82
	6	0.100	3.78	3.46	3.29	3.18	3.11	3.05	3.01	2.98	2.90	2.82	2.72
		0.050	5.99	5.14	4.76	4.53	4.39	4.28	4.21	4.15	4.00	3.84	3.67
		0.025	8.81	7.26	6.60	6.23	5.99	5.82	5.70	5.60	5.37	5.12	4.86
		0.010	13.75	10.92	9.78	9.15	8.75	8.47	8.26	8.10	7.72	7.31	6.99
		0.001	35.51	27.00	23.71	21.92	20.80	20.03	19.46	19.03	17.99	16.90	15.77
	7	0.100	3.59	3.26	3.07	2.96	2.88	2.83	2.78	2.75	2.67	2.58	2.47
		0.050	5.59	4.74	4.35	4.12	3.97	3.87	3.79	3.73	3.57	3.41	3.23
		0.025	8.07	6.54	5.89	5.52	5.29	5.12	4.99	4.90	4.67	4.41	4.15
		0.010	12.25	9.55	8.45	7.85	7.46	7.19	6.99	6.84	6.47	6.07	5.66
		0.001	29.25	21.89	18.77	17.20	16.21	15.52	15.02	14.63	13.71	12.73	11.72
	8	0.100	3.46	3.11	2.92	2.81	2.73	2.67	2.62	2.59	2.50	2.40	2.30
		0.050	5.32	4.46	4.07	3.84	3.69	3.58	3.50	3.44	3.28	3.12	2.93
		0.025	7.57	6.06	5.42	5.05	4.82	4.65	4.53	4.43	4.20	3.95	3.68
		0.010	11.26	8.65	7.59	7.01	6.63	6.37	6.18	6.03	5.67	5.28	4.87
		0.001	25.41	18.49	15.83	14.39	13.48	12.86	12.40	12.05	11.19	10.30	9.36
9	0.100	3.36	3.01	2.81	2.69	2.61	2.55	2.51	2.47	2.38	2.28	2.16	
	0.050	5.12	4.26	3.86	3.63	3.48	3.37	3.29	3.23	3.07	2.90	2.71	
	0.025	7.21	5.71	5.08	4.72	4.48	4.32	4.20	4.10	3.87	3.61	3.34	
	0.010	10.56	8.02	6.99	6.42	6.06	5.80	5.61	5.47	5.11	4.73	4.32	
	0.001	22.86	16.39	13.90	12.56	11.71	11.13	10.70	10.37	9.57	8.72	7.84	