



Instituto Politécnico de Tomar

**Escola Superior de Tecnologia de Tomar**

Adélia Filomena Pimenta Duarte Morais  
Cláudia Sofia Oliveira Ferreira  
Palmira Conceição Hilário  
Sarah Manuela Dias de Oliveira

# **CONTRIBUIÇÃO PARA A ANÁLISE AMBIENTAL DA RESERVA NATURAL DO PAUL DO BOQUILOBO**

Projecto

Orientado por:

Doutora Cecília Baptista, Instituto Politécnico de Tomar  
Doutor Luís Santos, Instituto Politécnico de Tomar

Projecto  
apresentado ao Instituto Politécnico de Tomar  
para cumprimento dos requisitos necessários  
à obtenção do grau de Licenciado  
em Engenharia do Ambiente e Biológica



Dedicamos este trabalho  
às nossas famílias,  
ao Instituto Politécnico de Tomar e  
ao Paul do Boquilobo.



## RESUMO

O relatório final de projecto que agora se apresenta, resultou de um trabalho realizado em colaboração com a Reserva Natural do Paul do Boquilobo. Através deste estágio foi possível contribuir para a análise ambiental monitorização contínua do local.

No decorrer deste trabalho foi estudada a variação dos mapas da vegetação da Reserva ao longo dos últimos seis anos, actualizando-se a evolução das zonas arbóreas recorrendo aos Sistemas de Informação Geográfica. Assim, foi possível estabelecer conclusões primárias sobre as alterações no tipo de vegetação e na alteração da área.

O trabalho mais prolongado no tempo foi a realização de um estudo que envolveu a análise química e biológica dos parâmetros de qualidade da água, usando uma abordagem metodológica adequada para estudos abrangentes. Os locais escolhidos pretenderam ser representativos do perímetro da Reserva, fazendo-se a amostragem das zonas mais críticas. O estudo implicou várias deslocações ao local para recolha das amostras de água, macroinvertebrados bentónicos e determinação de alguns parâmetros *in situ*, entre Abril e Setembro. As análises foram efectuadas nos laboratórios do IPT e envolveram a determinação de oito parâmetros físico-químicos, desde a condutividade, oxigénio dissolvido, carência química e bioquímica de oxigénio, teor de fosfatos e nitratos até aos sólidos suspensos e dissolvidos totais. Determinaram-se também alguns parâmetros microbiológicos, como o número total de bactérias e o número de coliformes totais.

Seguindo as directivas da qualidade da água em Portugal, em particular o decreto-lei n.º 236/98 de 1 de Agosto de 1998, a qualidade da água encontra-se consideravelmente abaixo dos valores padronizados para qualquer uma das tipologias (piscícolas, rega, descarga de águas residuais). Contudo, o estudo permitiu a identificação de parâmetros específicos que são responsáveis pelas mudanças na qualidade da água tanto biológicas como químicas, resultando num sério caso de degradação dos habitats e possível extinção local de algumas espécies.

**Palavras-chave:** análise de águas, SIG, macroinvertebrados, RNPB e recolha.



## **ABSTRACT**

The final project that is now being presented resulted from a study conducted in collaboration with the Natural Reservation of Paul do Boquilobo. Through this internship it was possible to contribute towards the environmental analysis and also for the continuous monitoring of the reservation.

Throughout this work, it was studied the variation of vegetation maps of the reservation over the past six years, updating the evolution of areas with vegetation, using Geographic Information Systems. Thus, it was possible to establish preliminary conclusions about of a change of the vegetation type and vegetation cover.

The work that took longer in time was the realization of one study which involved the analysis of chemical and biological parameters for water quality using a methodological approach adequate for wide range studies. The chosen places intended to be representative of the perimeter of the reservation, by making the sampling in the most critical areas. The study involved several site visits to collect water samples, benthonic macroinvertebrates and to determine some parameters in situ, between April and September. All the analysis were performed in the IPT laboratories and involved the determination of eight parameters, conductivity, dissolved oxygen, lack of chemical and biochemical oxygen content of phosphates and nitrates to the total dissolved and suspended solids. It was also determined some microbiological parameters such as total number of bacteria and coliforms.

Following the water quality directives in Portugal, in particular the Decree-Law N.º 236/98 of August 1, 1998, the water quality is considerably bellow quality standards for any use. However the study allowed the identification of specific parameters responsible for changes in both biological and chemical water quality, resulting in serious habitat degradation and possible local extinction of some species of fish.

**Keywords:** water analysis, SIG, macroinvertebrates, collecting and RNPB





## **AGRADECIMENTOS**

No decorrer deste projecto, no âmbito do curso de Engenharia do Ambiente e Biológica, foi-nos fornecida ajuda, orientação, compreensão e carinho de várias entidades e companheiros que nos apoiaram durante todo o processo de execução deste.

Um agradecimento inicial e muito especial à Doutora Cecília Baptista e ao Doutor Luís Santos pela orientação, apoio, ajuda e paciência que tiveram com o grupo durante a realização deste estudo. Sem eles não teríamos chegado aqui.

Ao curso de Engenharia do Ambiente e Biológica por ter proporcionado pela primeira vez a realização de projectos/estágios fora do Instituto Politécnico de Tomar, o que nos permitiu o conhecimento de outras experiências fora do contexto teórico.

Ao Instituto Politécnico de Tomar, por esta oportunidade de adquirir experiência profissional no campo e oferecer uma nova perspectiva das actividades disponíveis para licenciados na área do ambiente e biotecnologia.

Um obrigado especial a todos os funcionários do departamento de química e ambiente, em especial ao Engenheiro Alcino Serras, à Engenheira Isabel Silva e à D. Conceição do Vale pela ajuda e compreensão na realização dos ensaios laboratoriais.

Não menos importante, aos funcionários e orientadores da Reserva Natural do Paul do Boquilobo, nomeadamente ao Arquitecto Fernando Pereira e ao Sr. Fernando Pinto, pela sua simpatia e boa disposição nas visitas pelo Paul e na disponibilidade que demonstraram em acolher-nos, em aceitar a proposta de trabalho e acompanhar-nos nas recolhas.

Um agradecimento muito particular aos nossos pais, maridos/namorados, filhos e amigos por toda a força, carinho, compreensão e atenção dispensados ao longo destes meses de trabalho árduo.



## ÍNDICE

RESUMO.....	
ABSTRACT .....	
AGRADECIMENTOS .....	
ÍNDICE DE FIGURAS .....	XIII
ÍNDICE DE TABELAS .....	XVI
Lista de abreviaturas .....	XVII
1. Introdução.....	19
1.1. Reserva Natural do Paul do Boquilobo.....	20
1.2. Descrição Geográfica e Normativa.....	22
1.3. Clima e Solo na Reserva -Aproveitamento Natural e Económico.....	25
1.4. A Fauna e a Flora Naturais na Reserva.....	28
1.5. Impactes Negativos no Paul do Boquilobo.....	36
1.6. Projecto/Estágio Paul Boquilobo – Estudo Ambiental.....	38
2. Sistemas de Informação Geográfica.....	41
2.1. Introdução.....	41
2.2. As características de um Sistema de Informação Geográfica.....	42
2.3. ArcView GIS 3.2.....	43
2.4. O papel dos SIG na investigação ecológica.....	44
2.5. Trabalho de SIG desenvolvido.....	46
3. Bioindicadores.....	54
3.1. Macroinvertebrados como bioindicadores da qualidade da água.....	55
3.2. Monitorização.....	59
3.3. A Directiva-Quadro da Água.....	61
3.4. Metodologia.....	62
3.5. Resultados e Discussão.....	67

4.	Análises químicas e microbiológicas. ....	72
4.1.	Introdução. ....	72
4.2.	Metodologia. ....	75
4.2.1.	Recolha. ....	76
4.2.2.	Análise. ....	79
4.3.	Resultados e Discussão. ....	84
4.3.1.	Comparação visual dos locais de recolha. ....	84
4.3.2.	Análises Químicas e Microbiológicas. ....	88
4.3.3.	Resultados dos pontos extra. ....	110
5.	Conclusão. ....	113
	Bibliografia. ....	114
	Webgrafia. ....	116
	Anexo 1. ....	121
	Anexo 2. ....	123
	Anexo 3. ....	140
	Anexo 4. ....	155

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Mapa de localização – Paul do Boquilobo (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).....	20
Figura 2: Reserva Natural do Paul do Boquilobo.....	21
Figura 3: Logótipo do Paul do Boquilobo (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).....	22
Figura 4: Dados Base: Plano de Ordenamento do Paul do Boquilobo.....	23
Figura 5: Plantação de milho (RTP, 2010).....	26
Figura 6: Abrigo de observação localizado no Braço do Cortiço (Elias, 2011).....	27
Figura 7: Capela existente na Quinta do Paul do Boquilobo (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011) .....	28
Figura 8: Garça-branca ( <i>Egretta garzetta</i> ) (Rocha, 2010) .....	29
Figura 9: Garça Boieira ( <i>Bubulcus íbis</i> ) (Martins, 2010).....	29
Figura 10: Cegonha branca ( <i>Ciconia ciconia</i> ) (Hogan, 2011).....	29
Figura 11: Colhereiro ( <i>Platalea leucorodia</i> ) (Commons, 2011) .....	29
Figura 12: Felosa-unicolor ( <i>Locustella luscinioides</i> ) (Marques, 2011) .....	30
Figura 13: Pica-pau-malhado-pequeno ( <i>Dendrocopus minor</i> ) (Antunes, 2011) .....	30
Figura 14: Coruja-do-nabal ( <i>Asio flammeus</i> ) (Sousa, 2010) .....	30
Figura 15: Tentilhão-montez ( <i>Fringilla montifringilla</i> ) (Martins, 2011) .....	30
Figura 16: Águia-pesqueira ( <i>Pandion haliaetus</i> ) (Sousa, 2009).....	30
Figura 17: Gaivina dos pauis ( <i>Chidonias hybridus</i> ) (Maia, 2008) .....	30
Figura 18: Zarro-comum ( <i>Aythya ferina</i> ) (Olhares, 2009).....	31
Figura 19: Ninho de gaivina-dos-pauis, Reserva Natural do Boquilobo (Cunha, 2011).....	31
Figura 20: Ruivaco ( <i>Rutilus macrolepidopu</i> ) (Sabermais, 2011).....	32
Figura 21: Boga-portuguesa ( <i>Chondrostoma lusitanicum</i> ) (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011) .....	32
Figura 22: Enguia ( <i>Anguilla anguilla</i> ) (animais, 2011).....	32
Figura 23: Toirão ( <i>Mustela putorius</i> ) (animais, 2008) .....	32
Figura 24: Rato de cabrera ( <i>Microtus cabrerae</i> ) (Chaparral, 2008) .....	32
Figura 25: Cágado-de-carapaça-estriada ( <i>Emys orbicularis</i> ) (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011) .....	33

Figura 26: Cobra-de-água-viperina ( <i>Natrix maura</i> ).....	33
Figura 27: Rã-verde ( <i>Rana perezii</i> ) (Cortes, 2010) .....	33
Figura 28: Tritão-marmorado ( <i>Triturus marmoratus</i> ) (Veríssimo, 2011) .....	33
Figura 29: Lagostim do louisiana ( <i>Procambarus clarkii</i> ) (RTP; 2010) .....	33
Figura 30: Salgueiro-branco ( <i>Salix alba</i> ) (Samarras, 2010) .....	34
Figura 31: Choupo ( <i>Populus sp.</i> ) (Picasaweb, 2011) .....	34
Figura 32: Freixo ( <i>Fraxinus angustifolia</i> ).....	34
Figura 33: Lírio amarelo ( <i>Iris pseudacorus</i> ).....	34
Figura 34: Murta ( <i>Myrtus communis</i> ) (wildchicken, 2006).....	35
Figura 35: Trovisco ( <i>Daphne gnidium</i> ).....	35
Figura 36: Gilbardeira ( <i>Ruscus aculeatus</i> ) (O Botânico, 2010) .....	35
Figura 37: Bardana ( <i>Xanthium strumarium</i> ) (Lopes, 2006).....	36
Figura 38: Jacinto de água ( <i>Eichornia Crassipes</i> ) .....	36
Figura 39: Rio Almonda poluído (umtoque, 2007).....	37
Figura 40: Mapa com a localização dos pontos de recolha na RNPB (Adaptado de Elias, 2011).....	39
Figura 41: Mapa da vegetação na reserva natural do Paul do Boquilobo de 2005.....	47
Figura 42: Mapa da vegetação na reserva natural do Paul do Boquilobo de 2011.....	48
Figura 43: Sobreposição dos mapas da vegetação do ano de 2005 sobre o de 2011.....	49
Figura 44: Ampliação do mapa sobreposto. ....	50
Figura 45: Ampliação dos contornos de identificação das áreas com vegetação de 2005..	52
Figura 46: Ampliação dos contornos de identificação das áreas com vegetação de 2005..	52
Figura 47: Espécies de macroinvertebrados bentónicos, com diferentes graus de tolerância à poluição (Fonte: <a href="http://www.aces.edu">www.aces.edu</a> ). ....	58
Figura 48: Ponto 3- Vala da Sangria. ....	63
Figura 49: Ponto 1- Início da Reserva Integral. ....	63
Figura 50: Ponto 6 – Ponte do Himalaia e entrada da Reserva Integral.....	63
Figura 51: Ponto 4 – Ponte da Broa.....	63
Figura 52: Recolha de amostras com rede e caixa de plástico com material recolhido. ....	64
Figura 53: Tabuleiros onde foi elaborada a triagem.....	64
Figura 54: Caixas de Petri com macroinvertebrados .....	65
Figura 55: Nepidae .....	65

Figura 56: Chirinomidae.....	65
Figura 57: Chirinomidae pupae .....	65
Figura 58: Physidae .....	66
Figura 59: Physidae .....	66
Figura 60: Viviparidae.....	66
Figura 61: Tubificidae .....	66
Figura 62: Atydae .....	66
Figura 63: Medição da condutividade e dos sólidos.....	77
Figura 64: Medição do oxigénio dissolvido in situ. ....	77
Figura 65: Recolha da amostra. ....	77
Figura 66 - Local de armazenamento das amostras em campo. ....	78
Figura 67: Ponto 1 – Início da Reserva integral (A- Maio, B- Setembro). ....	85
Figura 68: Ponto 2 – Braço do Cortiço (A- Maio, B- Setembro). ....	85
Figura 69: Ponto 3 – Ponte da Broa (A- Maio, B- Setembro). ....	86
Figura 70: Ponto 4 - Vala da Sangria (A- Maio, B- Setembro). ....	86
Figura 71: Ponto 5 - Vala das Cordas (A- Maio, B- Setembro). ....	87
Figura 72: Ponto 6 – Ponte do Himalaia (A- Maio, B- Setembro). ....	87

## ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1: Cálculo da área e do perímetro de cada uma das espécies de árvores, para o ano de 2005 e para 2011.....	51
Tabela 2: Classes de qualidade, significado dos valores de BMWP' e interpretação por cores (adaptado de ALBA-TERCEDOR, 1996) .....	71
Tabela 3: Designação do local.....	84
Tabela 4: Correlação entre os dois factores.....	106
Tabela 5: Valores obtidos através de análises, para os pontos extra. ....	111
Tabela 6: Valores obtidos através de análises, para os pontos extra (Continuação da tabela 5).....	111
Tabela 7: Resultados das análises microbiológicas efectuadas no laboratório para os pontos extra. ....	111
Tabela 8: Pontuações atribuídas às diferentes famílias de macroinvertebrados aquáticos para o cálculo de BMWP.....	121
Tabela 9: Resultados da contagem de macroinvertebrados.....	122



## **Lista de abreviaturas**

- BMWP - Biological Monitoring Working Party.
- CBO<sub>5</sub> - Carência Bioquímica de Oxigénio.
- CEE – Comunidade Económica Europeia.
- CQO - Carência Química de Oxigénio.
- ETAR – Estação de Tratamento de Águas Residuais.
- MAB - Man and Biosphere.
- NP – Norma Portuguesa.
- OD – Oxigénio Dissolvido.
- PORNPB - Plano de Ordenamento da Reserva Natural do Paul de Boquilobo.
- RNPB – Reserva Natural do Paul do Boquilobo.
- SDF - Sólidos dissolvidos fixos.
- SDT - Sólidos dissolvidos totais.
- SDV - Sólidos dissolvidos voláteis.
- SIG – Sistemas de Informação Geográfica.
- SSF - Sólidos suspensos fixos.
- SST - Sólidos suspensos totais.
- SSV - Sólidos suspensos voláteis.
- ST - Sólidos totais.
- STF - Sólidos totais fixos.
- STV - Sólidos totais voláteis.
- UNESCO – United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization.



## **1. Introdução.**

A Reserva Natural do Paul do Boquilobo é um local de grande interesse ecológico devido à grande variedade de fauna e flora existentes, em alguns casos únicas no nosso país. Devido à sua localização e proximidade de zonas agrícolas e urbanas, surgiu o interesse em verificar qual o impacte destas pressões no local, nomeadamente para as suas águas e consequentemente para os seres vivos que aí habitam.

Com este estudo de análise ambiental da Reserva Natural do Paul do Boquilobo, foi possível visualizar os impactes negativos que a Reserva sofre, sobretudo ao nível da poluição oriunda a montante e que afecta as águas superficiais existentes no local.

No âmbito deste estudo, foi-nos proporcionado um estágio no local, que nos permitiu conhecer com algum pormenor a Reserva, inteirando-nos sobre os seus sistemas ecológicos. Durante este período de tempo tivemos oportunidade de dar apoio a uma visita de estudo à Reserva Natural, por parte de alunos de uma escola do 3º Ciclo. Através do acesso aos arquivos do Centro Interpretativo da Reserva e da troca de algumas impressões com os nossos orientadores do Paul, foi-nos possível obter alguma informação útil para o nosso projecto, como tomar conhecimento de todas as espécies registadas, que dependem do Paul do Boquilobo, para viver e para se desenvolver no meio natural, nomeadamente a gaivina-dos-pauis, espécie rara em Portugal. Foram também observadas muitas outras aves, destacando-se as colónias de garças que nas épocas de nidificação constituem um dos maiores conjuntos do país.

O estudo do estado de saúde ambiental do Paul foi feito através de recolhas de água e de macroinvertebrados, de forma periódica, com o fim de analisarmos mensalmente e de forma sistemática a qualidade da água e a existência de vida nos meios aquáticos.

Actualizamos ainda o mapa da vegetação elaborado em estudos anteriores e utilizado no Paul através de um software de sistemas de informação geográfica, com o objectivo de verificar a alteração e evolução do coberto vegetal e se a qualidade das águas existente no local podia de alguma forma afectar a área de florestal e vice-versa.

## 1.1. Reserva Natural do Paul do Boquilobo.

Pântano ou paul é uma área plana de abundante vegetação herbácea ou arbustiva, que permanece grande parte do tempo inundada, cujo ecossistema é único e diverso. O surgimento dos pauis geralmente ocorre em áreas onde o escoamento das águas é lento, em que o entulho resultante da acumulação de matéria orgânica em decomposição ocasiona maior retenção da vazão da bacia hidrográfica.

O Paul do Boquilobo situa-se no centro de Portugal, nas imediações da Golegã (verificado através do mapa de localização, figura 1).



**Figura 1: Mapa de localização – Paul do Boquilobo (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011)**

Esta reserva consiste numa zona húmida natural de água doce, rodeada por pântanos e situada numa planície aluvial. O Boquilobo é uma zona plana situada na bacia hidrográfica do rio Almonda, na confluência deste com o Tejo, atravessada por numerosos valados e valas de drenagem e pelo próprio rio Almonda. Esta zona, com cotas mais baixas do que as

áreas circundantes (figura 2), está sujeita a grandes flutuações sazonais, encontrando-se inundada no Inverno devido à queda de pluviosidade, aumento do caudal do Almonda e às cheias do Tejo, diminuindo progressivamente a área inundada a partir da Primavera, criando grandes áreas de cultivo e circunscrevendo-se por valas e linhas de água no Verão (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).



**Figura 2: Reserva Natural do Paul do Boquilobo**

O Paul actua como zona tampão contra a erosão provocada pelas cheias de Inverno, servindo de protecção às zonas agrícolas próximas. É também importante como regulador do sistema hídrico, absorvendo a água em excesso no período de chuva, alimentando os lençóis freáticos no período seco, e apresentando alguma capacidade depuradora, melhorando a qualidade das águas (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

A principal característica da Reserva Natural do Boquilobo (RNPB) é a existência de vegetação densa, associada na sua maioria a ambientes húmidos, mas verificando-se variações na sua distribuição de acordo com o regime hídrico, cujo ecossistema permite albergar uma extensa variedade biológica. É a avifauna que se encontra com mais abundância e a que tem maior valor para a conservação, desempenhando a nível nacional e internacional um papel relevante na preservação de aves aquáticas, as quais encontram ali as condições óptimas para invernar, nidificar ou como suporte às rotas migratórias. Este papel assume uma importância acrescida, face ao desaparecimento progressivo de zonas

húmidas com características e funções idênticas (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

## 1.2. Descrição Geográfica e Normativa.

A Reserva Natural Parcial do Paul do Boquilobo foi criada pelo Decreto -Lei nº 198/80 de 24 de Junho, essencialmente devido ao seu valor ornitológico (o qual está bem patente no seu logótipo, figura 3), nomeadamente das diversas espécies de garças e do colhereiro, que no período primaveril de nidificação formam uma das maiores colónias do País. A Reserva apresenta também durante a época de Inverno uma das maiores concentrações de anatódeos (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

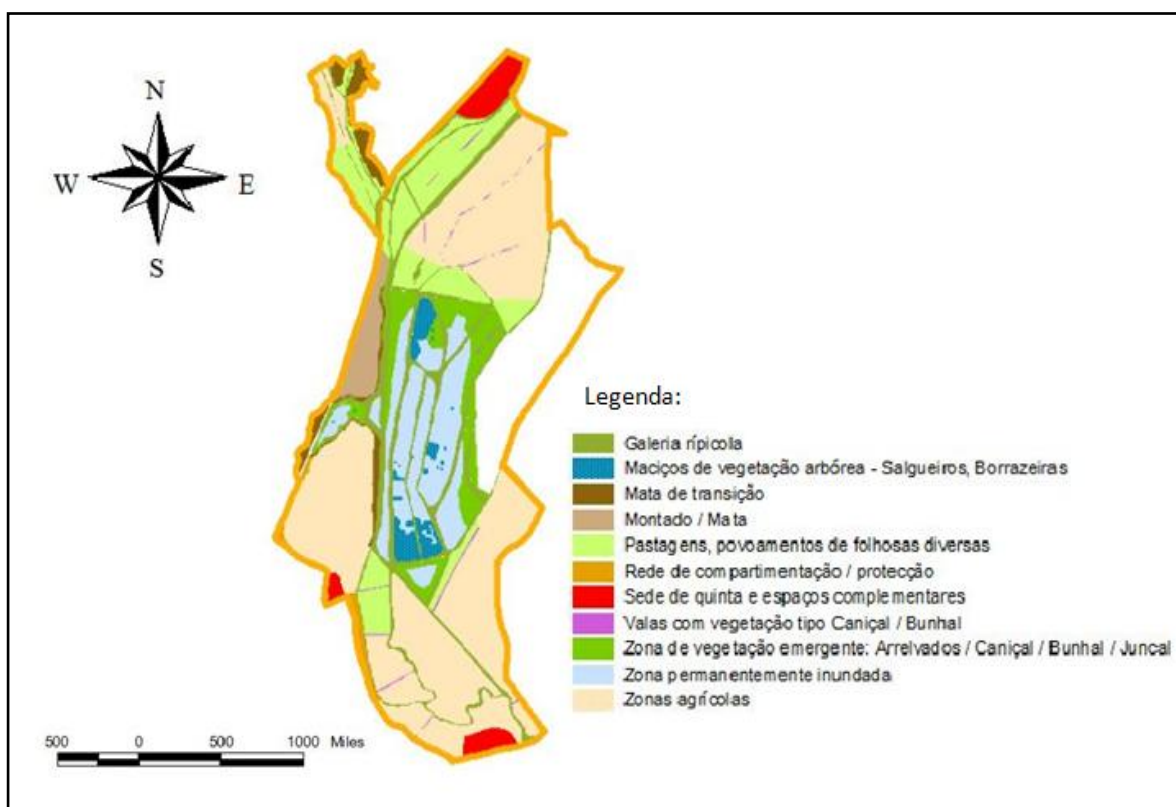


**Figura 3: Logótipo do Paul do Boquilobo (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011)**

Foi reclassificada através do Decreto Regulamentar nº 49/97 de 20 de Novembro, segundo critérios estabelecidos através do Decreto-Lei nº 19/93, de 23 Janeiro, que criou o novo quadro de classificação de áreas protegidas. Estes critérios têm como objectivo proteger os espaços e os recursos naturais, preservar as espécies da fauna e da flora e os seus habitats naturais contra a degradação, através da implementação de um sistema nacional de áreas protegidas, as quais são classificadas de acordo com o seu valor ecológico, importância científica, cultural e social (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

A Resolução do Conselho de Ministros nº 46/2001, de 10 de Maio, determinou a elaboração do Plano de Ordenamento da Reserva Natural do Paul de Boquilobo (PORNPB) (onde se encontram bem definidas as várias áreas pertencentes à Reserva Natural, figura 4), que aprova o regime jurídico dos instrumentos de gestão ambiental. Este pla-

no estabelece, assim, normas de protecção aos recursos e valores naturais, relaciona a harmonia e a compatibilidade das actividades humanas com a preservação e valorização das características das paisagens naturais e seminaturais e com a diversidade e funcionalidade ecológicas, melhorando a qualidade de vida e desenvolvimento económico da população (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).



**Figura 4: Dados Base: Plano de Ordenamento do Paul do Boquilobo.**

Toda a área da Reserva Natural está inserida nos Concelhos da Golegã (freguesia de Azinhaga) e de Torres Novas (freguesia da Brogueira).

Anteriormente com uma área de 529 ha, a Reserva ampliou os seus limites em 23 de Março de 2005 através do Decreto Regulamentar nº 2/2005, permitindo a conservação de um conjunto de valores paisagísticos naturais e patrimoniais existentes no concelho de Torres Novas, garantindo a efectiva protecção do ecossistema palustre, com grande importância para a conservação da Fauna e Flora que o caracteriza (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011; Naturlink, 2011). Actualmente compreende uma área total de 816 ha, englobando uma área protegida de 196 ha e uma zona de uso extensivo de

620 ha. A área total ocupada pelo Estado é de 237 ha, sendo 146 ha de Área de Protecção Total (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade).

Na zona de protecção integral é proibida a entrada de pessoas e o exercício de qualquer actividade sem autorização, excepto quando estejam em vista acções de conservação da natureza. A zona de uso extensivo funciona como protecção para diminuir os possíveis impactes de usos e actividades que possam ameaçar a zona protegida da Reserva Natural (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

A prática da caça está interdita em toda a área da Reserva Natural, de acordo com a Portaria nº 881/93 de 15 de Setembro, existindo duas áreas sujeitas ao regime Cinegético Especial no limite com a Reserva: a Zona de Caça Associativa da Quinta de Miranda e a Zona de Caça Associativa de Alcorochel, Caniços e Paul (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

Através da Portaria nº 1089/99 de 17 de Dezembro, foi criada a zona de pesca profissional do rio Almonda – Paul do Boquilobo, no troço do rio compreendido entre a Ponte do Paul e a Ponte da Quinta da Broa, com excepção da Zona de Protecção Integral. Esta é sujeita a uma regulamentação especial, a qual adopta medidas que conciliam o exercício da pesca profissional com o objectivo da conservação da natureza, considerando a importância da captura do lagostim vermelho como controlo desta espécie. A zona de pesca profissional é constituída por dois sectores distintos (A e B), onde são definidos limites espaciais, sendo obrigatória a inscrição por parte dos pescadores profissionais num destes sectores. Segundo o regulamento, os pescadores devem ser portadores de documentação legal e respeitar as medidas criadas pela Direcção Geral das Florestas, onde estão definidas as espécies e o número máximo de exemplares permitido capturar por dia e por pescador, os dias que é permitido pescar, as características dos aparelhos de pesca autorizados e as dimensões mínimas das malhas das redes, entre outros requisitos (Instituto Conservação Natureza e Biodiversidade, 2011).

A Reserva é uma zona húmida, sendo a única área protegida portuguesa integrada na Rede Mundial de Reservas da Biosfera da UNESCO, desde 1981 por decisão do Conselho Internacional de Coordenação do Programa "Man and Biosphere" (MaB). As Reservas da Biosfera são implementadas mediante vários factores sociais envolvidos, tendo como objectivo desenvolver um plano multi-sectorial voltado para a conservação da diversidade



biológica e cultural, o conhecimento científico e o desenvolvimento sustentável das regiões nelas inscritas (Rbma, 2011; Terras de Portugal, 2011).

Dada a sua importância como zona húmida natural e como local de abrigo de inúmeras espécies de aves, a Reserva faz também parte da Rede de Zonas Húmidas de Importância Internacional da Convenção Ramsar desde 1996. Esta convenção visa a conservação e uso racional de todas as zonas húmidas, através de uma abordagem ecológica e sustentável, beneficiando o ambiente e a humanidade (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011; Naturlink, 2011).

Foi também considerada como Zona de Protecção Especial relativa à conservação de aves selvagens e como Important Bird Area - BirdLife International, ao abrigo da Directiva nº 79/409/CEE. Esta Directiva Comunitária, também conhecida por Directiva das Aves, pretende que cada estado membro tome medidas que visem a protecção das várias espécies de aves selvagens, em particular as migratórias e as que de algum modo sejam consideradas espécies vulneráveis. Impõe que se protejam áreas suficientemente grandes para cada um dos diferentes habitats utilizados pelas diversas espécies, restringe e regula o comércio de aves selvagens, limita a prática da caça a algumas espécies e proíbe certos métodos de captura e abate (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011; Naturlink, 2011).

### **1.3. Clima e Solo na Reserva -Aproveitamento Natural e Económico.**

O clima caracteriza-se por possuir características tanto do tipo mediterrâneo como do tipo atlântico, sendo por isso húmido, de temperaturas médias e com grande deficiência de água no Verão (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

Os períodos de inundação e a sua extensão dependem da queda de pluviosidade, do caudal que transborda dos rios Almonda e Tejo, assim como da abertura e fecho das comportas. Em anos de grande pluviosidade, a amplitude do nível da água pode atingir cerca de 5 a 6 metros, sendo as cheias influenciadas também pela gestão das barragens de controlo, diminuindo a área inundada progressivamente a partir do fim da época das chuvas, nor-

malmente na Primavera, até atingir no período Estival o nível hídrico de cerca de 1 metro (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

O solo é constituído pela transição entre os terraços fluviais plistocénicos (era antropozóica e que apresenta ainda alguns sinais de glaciação), formados por detritos arenosos, geralmente grosseiros, intercalados com zonas argilosas, e aluviões holocénicos da lezíria, depósitos recentes de sedimentos aluviais trazidos pelas águas dos rios Tejo e Almonda durante o período de cheia e aí acumulados, proporcionando um elevado potencial agrícola (Lourenço, 2000).

Após a época de cheia ficam criadas as condições para o aproveitamento de extensas áreas para fins agrícolas, sobretudo o cultivo de milho e produtos hortícolas (como se pode observar através da figura 5), dentro da área extensiva da Reserva e nos limites desta. Também é visível a pastagem por parte de manadas de cavalos e vacas, assim como por rebanhos de ovelhas e cabras (Infopedia, 2011).

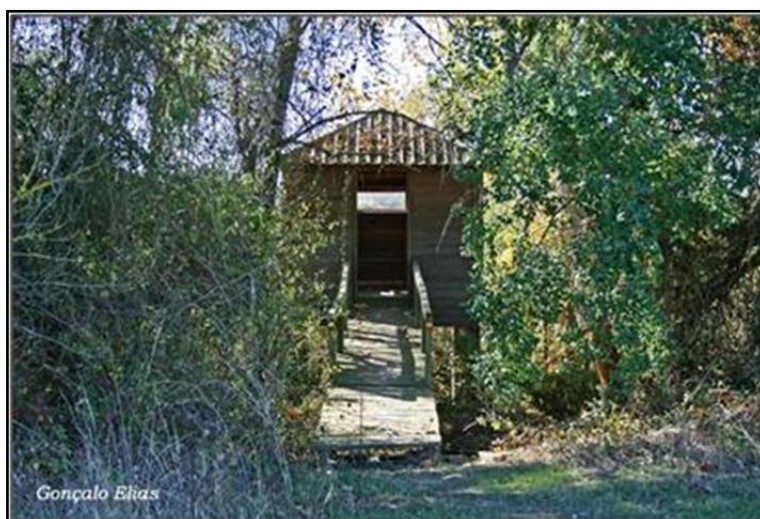


**Figura 5: Plantação de milho (RTP, 2010)**

As zonas interiores estão parcialmente alagadas durante a maior parte do ano, encontrando-se cobertas por várias e importantes espécies de plantas aquáticas e caniçais, pelo que o período mais agradável para visita é durante toda a Primavera estendendo-se até

meio do Verão, quando a Reserva fica coberta do verde que a caracteriza (Terras de Portugal, 2011).

A observação da Reserva é feita através de percurso a pé ao longo do rio Almonda, junto às galerias ripícolas. Como salvaguarda das espécies de aves mais importantes, não é permitida a entrada dentro da Reserva Integral, existindo junto à sede da Reserva um painel com um mapa de orientação onde se propõe um trilho de observação ornitológica. No local do Braço do Cortiço, situado na periferia da zona integral, existe um abrigo de observação integrado no trilho de observação (Figura 6), onde é permitido observarem-se aves aquáticas por parte dos visitantes. Para se desfrutar da visita, é aconselhada a utilização de equipamento adequado, botas e roupa confortável, além de binóculos para se observarem os exemplares de aves (Aves de Portugal, 2011; Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).



**Figura 6: Abrigo de observação localizado no Braço do Cortiço (Elias, 2011)**

De acordo com o regulamento de visitas, inserido no enquadramento estratégico para o turismo de natureza da RNPB, é obrigatório respeitar e preservar todo o valor natural da área protegida, sendo aconselhável um turismo direccionado apenas para observação da Natureza, existindo a possibilidade de tirar fotografias às espécies encontradas, mas estando interditos os passeios às 5<sup>a</sup> Feiras, Domingos e Feriados durante a época de caça, de modo a não fomentar a deslocação de animais da Reserva para as áreas de caça. Esta preocupação estende-se também à época de nidificação e aos períodos migratórios. O

número de visitantes é limitado e não são permitidos desportos de ar livre (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

Os visitantes são recebidos e é-lhes prestada toda a informação necessária sobre a área protegida no Centro Interpretativo, localizado junto à Entrada da Reserva, Concelho de Torres Novas, onde está à disposição material de divulgação, uma exposição permanente e um filme vídeo. Podem também dirigir-se à Sede, situada no Equuspolis na Golegã. Caso seja solicitado, é possível marcar com antecedência (15 dias) um passeio acompanhado pelo trilho (Instituto Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011).

Em relação ao património histórico e cultural que a RNPB apresenta, este resume-se às três grandes quintas particulares existentes e das quais fazem parte terrenos da Reserva, Quinta do Paul do Boquilobo (encontrando-se no seu interior uma capela particular, figura 7), Quinta de Mato Miranda e Quinta da Broa.



**Figura 7: Capela existente na Quinta do Paul do Boquilobo (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011)**

#### **1.4. A Fauna e a Flora Naturais na Reserva.**

É na Reserva Natural do Paul do Boquilobo que está instalada a maior colónia de garças da Península Ibérica, sobretudo a garça-branca (*Egretta garzetta*) (figura 8) e a garça-boeira (*Bubulcus ibis*) (figura 9), e ainda a garça cinzenta (*Ardea cinérea*) por ser um local que conjuga condições privilegiadas para a nidificação (Carreira, 2001). Também a cegonha branca (*Ciconia ciconia*) (figura 10) é vista com regularidade no ninho e a alimen-

tar-se pelos campos. Merece também destaque o colhereiro (*Platalea leucorodia*) (figura 11), que nidifica igualmente em colónia e encontra no Paul um local propício para a construção dos seus ninhos (Naturlink, 2011).



Figura 8: Garça-branca (*Egretta garzetta*) (Rocha, 2010)



Figura 9: Garça Boieira (*Bubulcus ibis*) (Martins, 2010)



Figura 10: Cegonha branca (*Ciconia ciconia*) (Hogan, 2011)



Figura 11: Colhereiro (*Platalea leucorodia*) (Commons, 2011)

No Paul são encontradas espécies que são visíveis em poucos locais do nosso país e em números escassos, como a felosa-unicolor (*Locustella luscinioides*) (figura 12), o picapau-malhado-pequeno (*Dendrocopus minor*) (figura 13), a coruja-do-nabal (*Asio flammeus*) (figura 14), o tentilhão-montez (*Fringilla montifringilla*) (figura 15) e a águia-pesqueira (*Pandion haliaetus*) (figura 16), a qual tem aumentado a sua frequência nos últimos anos. É de salientar a presença da gaivina-dos-pauis (*Chidonias hybridus*) (figura 17), espécie rara no nosso país e ameaçada de extinção na Europa Ocidental, que encontra

no Paul as condições propícias para a sua nidificação devido à abundante vegetação aquática flutuante (Naturlink, 2011).



**Figura 12:** Felosa-unicolor (*Locustella luscinioides*) (Marques, 2011)



**Figura 13:** Pica-pau-malhado-pequeno (*Dendrocopus minor*) (Antunes, 2011)



**Figura 14:** Coruja-do-nabal (*Asio flammeus*) (Sousa, 2010)



**Figura 15:** Tentilhão-montez (*Fringilla montifringilla*) (Martins, 2011)



**Figura 16:** Águia-pesqueira (*Pandion haliaetus*) (Sousa, 2009)



**Figura 17:** Gaivina dos paus (*Chidonias hybridus*) (Maia, 2008)

Mas existem muitas outras espécies que ali habitam e denotam a importância desta Reserva, tais como anátídeos, de entre as espécies mais abundantes destaca-se o zarro-comum (*Aythya ferina*) (figura 18), a piadeira (*Anas penelope*), o galeirão (*Fulica atra*) e o pato-real (*Ana platyrhynchos*), e ainda o pato-de-bico-vermelho (*Netta rufina*) de estatuto mais vulnerável. Também as aves limícolas ocupam as zonas temporariamente alagadas durante a sua passagem pelo Paul, de preferência locais de vegetação escassa e rodeados por água, de onde obtêm alimentos e se protegem de eventuais predadores, como o borrelho-pequeno-de-coleira (*Charadrius dubius*), o perna-longa (*Himantopus himantopus*) e a já referida gaivina-dos-pauis (a qual usa a vegetação submersa na água para fazer o seu ninho, figura 19).



**Figura 18: Zarro-comum (*Aythya ferina*)**  
(Olhares, 2009)

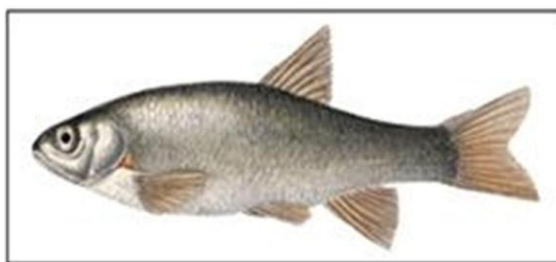


**Figura 19: Ninho de gaivina-dos-pauis, Reserva Natural do Boquilobo** (Cunha, 2011)

Não se pode deixar de fazer referência a alguns dos peixes como o ruivaco (*Rutilus macrolepidopus*) (figura 20), a boga-portuguesa (*Chondrostoma lusitanicum*) (figura 21), a enguia (*Anguilla anguilla*) (figura 22), ou mesmo espécies de mamíferos como a lontra (*Lutra lutra*) e o toirão (*Mustela putorius*) (figura 23), estando estas duas últimas espécies ameaçadas, o rato de cabrera (*Microtus cabrerae*) (figura 24) e o morcego - arborícola – gigante (*Nyctalus lasiopterus*) (Nатурlink, 2011).



**Figura 20: Ruivaco (*Rutilus macrolepidopus*)** (Sabermais, 2011)



**Figura 21: Boga-portuguesa (*Chondrostoma lusitanicum*)** (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011)



**Figura 22: Enguia (*Anguilla anguilla*)** (animais, 2011)



**Figura 23: Toirão (*Mustela putorius*)** (animais, 2008)



**Figura 24: Rato de Cabrera (*Microtus cabreræ*)** (Chaparral, 2008)

Os répteis também marcam ali a sua presença, como o cágado-de-carapaça-estriada (*Emys orbicularis*) (figura 25), a lagartixa-do-mato (*Psamodromus algerus*) e a cobra-de-



água-viperina (*Natrix maura*) (figura 26). Os anfíbios mais representativos são a rã-verde (*Rana perezi*) (figura 27), o tritão-marmorado (*Triturus marmoratus*) (figura 28), a salamandra-de-costelas-salientes (*Pleurodeles waltl*) e a rela (*Hyla arborea*). A proliferação do lagostim do louisiana (*Procambarus clarkii*) (figura 29), é tida como praga, dado atribuir-se a diminuição de algumas comunidades de anfíbios ao excesso deste crustáceo (Naturlink, 2011).



**Figura 25:** Cágado-de-carapaça-estriada (*Emys orbicularis*) (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011)



**Figura 26:** Cobra-de-água-viperina (*Natrix maura*)



**Figura 27:** Rã-verde (*Rana perezi*) (Cortes, 2010)



**Figura 28:** Tritão-marmorado (*Triturus marmoratus*) (Veríssimo, 2011)



**Figura 29:** Lagostim do louisiana (*Procambarus clarkii*) (RTP; 2010)

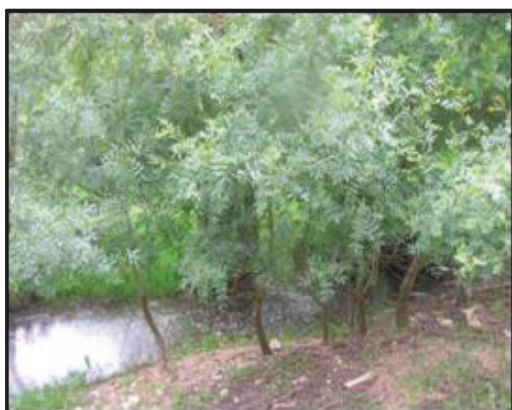
Ao longo das linhas de água, a paisagem do Paul é dominada por salgueiros, como o salgueiro-branco (*Salix alba*) (figura 30) e o salgueiro-preto (*Salix atrocinerea*), o choupo (*Populus* sp.) (figura 31), o freixo (*Fraxinus angustifolia*) (figura 32) e por várias plantas aquáticas tais como os caniçais (*Phragmites australis australis*), os bunhais (*Scirpus lacustris lacustris*) e o lírio amarelo (*Iris pseudacorus*) (figura 33) (Naturlink, 2011; Carreira, 2001).



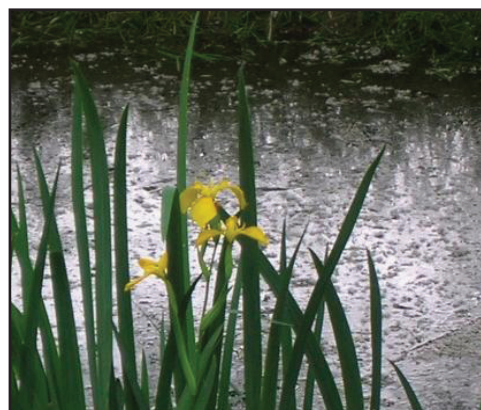
**Figura 30:** Salgueiro-branco (*Salix alba*) (Samarras, 2010)



**Figura 31:** Choupo (*Populus* sp.) (Picasaweb, 2011)



**Figura 32:** Freixo (*Fraxinus angustifolia*)



**Figura 33:** Lírio amarelo (*Iris pseudacorus*).

Na zona de transição para as zonas húmidas, área não sujeita a alagamento, são encontrados outros habitats aos quais marcam presença o sobreiro (*Quercus suber*), o zambujeiro (*Olea europaea* var. *sylvestris*), o carvalho-português (*Quercus faginea*) e a azinheira (*Quercus ilex rotundifolia*), com formações de arbustos como o abrunheiro-bravo (*Prunus spinosa institoides*), a murta (*Myrtus communis*) (figura 34), o trovisco (*Daphne gnidium*) (figura 35), e a gilbardeira (*Ruscus aculeatus*) (figura 36) (Naturlink, 2011). Nos limites da Reserva, este habitat tem vindo a ser substituído por eucaliptos e culturas agrícolas (Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade, 2011; Naturlink, 2011).



**Figura 34: Murta (*Myrtus communis*) (wildchicken, 2006)**



**Figura 35: Trovisco (*Daphne gnidium*)**



**Figura 36: Gilbardeira (*Ruscus aculeatus*) (O Botânico, 2010)**

Nas zonas submersas em associação com as actividades agrícolas, surgem espécies infestantes e nitrófilas, como a bardana ou carrapiço (*Xanthium strumarium*) (figura 37), a figueira-do-inferno (*Datura stramonium*), o malvão (*Abutilon theophrasti*), que colonizam

os terrenos lodosos após inundação, e o jacinto de água (*Eichornia crassipes*) (figura 38), planta macrófita flutuante introduzida devido ao seu valor ornamental e que alastrando com rapidez, cobre progressivamente a superfície de água, podendo cobrir áreas extensas, levando à obstrução das valas de rega, alterando seriamente o habitat natural de numerosas plantas aquáticas e anfíbios indígenas, pondo mesmo em causa a sua sobrevivência (Infopedia, 2011; Naturlink, 2011).



Figura 37: Bardana (*Xanthium strumarium*) (Lopes, 2006)



Figura38: Jacinto de água (*Eichornia crassipes*)

### 1.5. Impactes Negativos no Paul do Boquilobo.

Apesar de todo o reconhecimento que lhe tem sido atribuído e de toda a legislação que tenta proteger a sua conservação, a Reserva Natural do Paul do Boquilobo e o próprio rio Almonda sofrem constantemente pressões sobre os seus ecossistemas, resultantes do progresso humano e da falta de sensibilidade ambiental.

A poluição das águas do rio Almonda não é excepção ao que também acontece com outros cursos de água (bem visível através da figura 39), tendo a sua origem em efluentes industriais e domésticos situados a montante do Paul, e no uso excessivo de fertilizantes e pesticidas na agricultura. A existência de uma reserva de caça encostada aos limites da Reserva Natural é algo potencialmente perigoso para as várias espécies de aves que procuram refúgio nesta zona húmida, as quais existindo em grande quantidade servem como atractivo à prática descontrolada da caça. As consequências ecológicas provocadas pela proliferação do jacinto de água e o do lagostim, a somar aos factores atrás mencionados,

irão comprometer seriamente a sobrevivência de numerosas espécies de seres vivos na Reserva se não forem devidamente controlados (Infopedia, 2011; Naturlink, 2011).



**Figura 39: Rio Almonda poluído (umtoque, 2007)**

Prevê-se uma nova ameaça ecológica para a Reserva Natural do Paul do Boquilobo com a aprovação do projecto de construção de um complexo turístico junto dos limites da Reserva (encontrando-se, por enquanto, em fase estacionária). Trata-se de um empreendimento de urbanização de 6.818 vivendas, incluindo um campo de golfe e áreas destinadas a equipamentos, serviços e comércio, numa área total de cerca de 300 ha, acrescentando-se ainda o necessário aos respectivos acessos. Além das perturbações imediatas que poderão ocorrer durante a sua possível construção, com o constante passar de máquinas pesadas e o barulho provocado pela própria obra, há a considerar os potenciais prejuízos que advêm após a sua implementação. Estes vão desde os efluentes domésticos à poluição sonora que irão provocar grande impacto num local reconhecido e protegido pelas suas espécies nidificantes. A Reserva natural do Paul do Boquilobo espera que entidades como o Ministério do Ambiente e o próprio Instituto de Conservação da Natureza se pronunciem sobre o assunto, já que as dimensões deste projecto e os possíveis impactes que vai causar na Reserva justificam a sua intervenção (Naturlink, 2011).

## **1.6. Projecto/Estágio Paul Boquilobo – Estudo Ambiental.**

Os locais escolhidos para as recolhas foram pré-definidos pela direcção da RNPB, de acordo com as possíveis fontes de poluição e a facilidade de acesso. Os seis locais seleccionados foram a Vala das Cordas, a Entrada da Reserva, a Ponte do Himalaia, o Braço do Cortiço, a Vala da Sangria e a Ponte da Broa (distribuídos geograficamente de montante para jusante, conforme Figura 40). Destes só a Vala das Cordas é que não fica dentro da Reserva, recebendo directamente as descargas da ETAR e de alguns esgotos dos Riachos, com um ambiente totalmente parado e uma altura de água reduzida, aproximadamente 30 cm, sendo a vegetação circundante sobretudo caniçais. O rio Almonda à Entrada da Reserva recebe o efluente da ETAR de Torres Novas e outras fontes poluentes lançadas a montante, o curso de água é mais longo, com maior corrente e ladeado, essencialmente, por salgueiros. O Braço do Cortiço trata-se de um braço do Paul e por conseguinte um meio lântico, rodeado por vegetação cerrada, tanto arbustiva como arbórea, e uma área aquática significativa em relação aos outros locais de recolha. O curso do rio Almonda na Ponte do Himalaia trata-se do seguimento da Entrada da Reserva, com características idênticas, diferenciando nomeadamente no tipo e na quantidade da vegetação limítrofe, menos densa. A Vala da Sangria é o encontro de dois cursos de água, o meio é lótico e com um caudal médio, circunscrito por vegetação significativa e onde são visíveis culturas de milho na sua periferia. A Ponte da Broa, sobre o rio Almonda, é considerada a saída da Reserva pelo rio Almonda, este local apresenta um caudal considerável, de água corrente, o sítio é descoberto, com poucas árvores, sendo a vegetação particularmente arbustiva.

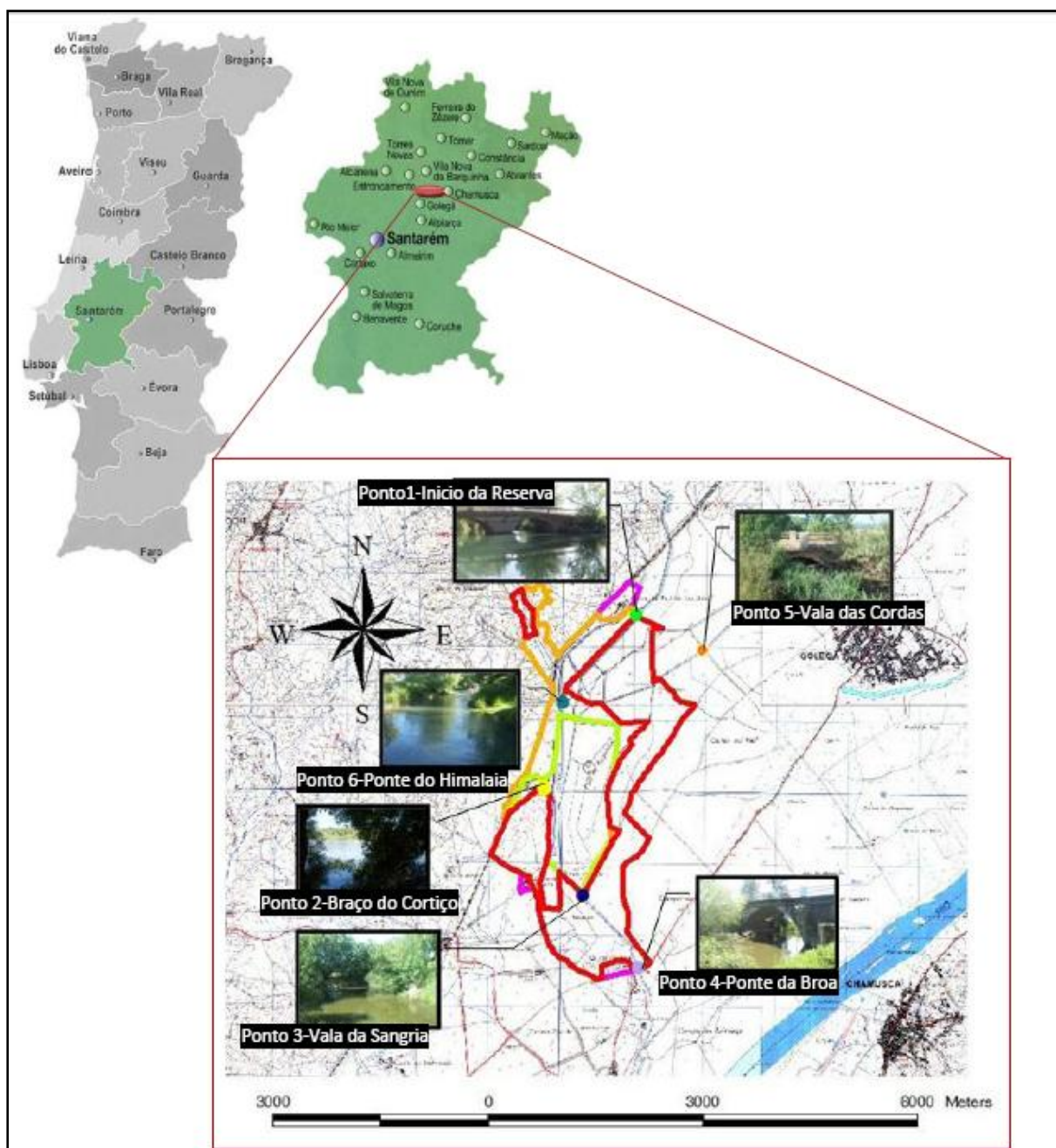


Figura 40: Mapa com a localização dos pontos de recolha na RNPB (Adaptado de Elias, 2011)

Para servirem como indicador de possíveis estudos futuros, foram solicitadas pelo coordenador da entidade receptora algumas análises de água em locais diferentes dos já referidos de modo isolado e pontual. Os locais foram um Lago Artificial perto do Braço do Cortiço, a Fonte dos Mosqueiros (também conhecida por Fonte dos Amieiros), situada num parque junto ao Centro Interpretativo, o Furo dos Carpinteiros (ou Pé de Galinha), situado junto a uma zona agrícola, e a Vala das Hortas localizada na Entrada da Reserva.

Os motivos que nos levaram a analisar estes pontos extra variaram de acordo com o ponto de recolha. No caso do Lago Artificial, a análise foi realizada de forma a encontrar possíveis justificações para o facto desse meio aquático ainda não ter sido utilizado na criação de novos habitats e pela provável inexistência de vida nesse local. Foi também analisada a qualidade da água para fins humanos da Fonte dos Mosqueiros, estando localizada num parque de merendas que é frequentado por visitantes do Paul e trabalhadores locais, que a usam para beber. O Furo dos Carpinteiros, utilizado na rega de culturas agrícolas adjacentes, serviu como indicador dos possíveis impactes que a agricultura intensiva possa provocar nos lençóis freáticos. A Vala das Hortas apresenta uma aparente ausência de poluição, favorecendo assim a hipótese de servir de indicador de comparação com a água dos outros pontos estudados.



## **2. Sistemas de Informação Geográfica.**

### **2.1. Introdução.**

Para que seja possível compreender o significado de sistemas de informação geográfica (SIG) é importante definir o que é um sistema e o que é um sistema de informação.

Assim, um sistema é um conjunto de partes coordenadas entre si que funcionam como uma estrutura organizada e que permitem revelar uma relação entre os seus elementos. Por sua vez, um sistema de informação é muitas vezes considerado como o equivalente a um sistema de processamento de dados, onde pode ser inserida, armazenada e processada informação. Os sistemas de informação permitem ao utilizador compilar diversos dados e através da sua manipulação, pelo sistema informático, fornecer informação e ajudar no planeamento de diversos projectos, assim como na tomada de muitas decisões (Paredes, 1994).

Partindo destes conceitos, seria fácil encontrar uma definição específica de um SIG, mas ao longo do tempo estes sistemas têm adquirido várias definições atribuídas a correntes de pensamento científico distintas, destacando-se as seguintes:

*“Conjunto de funções automatizadas, que fornecem aos profissionais, capacidades avançadas de armazenamento, acesso, manipulação e visualização de informação georreferenciada” (Arzemony, Smith e Sicherman, 1981).*

*“Conjunto de procedimentos, manual ou automatizado, utilizados no sentido do armazenamento e manipulação de informação georreferenciada” (Aronoff, 1989).*

*“Um SIG é um sistema constituído por hardware, software e procedimentos, construído para suportar a captura, gestão, manipulação, análise, modelação e visualização de informação referenciada no espaço, com o objectivo de resolver problemas complexos de planeamento e gestão que envolvem a realização de operações espaciais” (Cowen, 1991).*

Juntando todos os elementos principais e comuns em todas as definições ao longo dos anos, podemos formar uma definição genérica de SIG, como sendo um conjunto de

dados georreferenciados, que permitem a análise de um conjunto de informação relacionada entre si.

Independentemente das diversas definições de SIG contempla-se obrigatoriamente os seguintes componentes:

- A visualização de mapas (mapas vectoriais, mapas raster, ortomapas, entre outros);
- A avaliação com bases de dados geográficos;
- A possibilidade de elaborar uma análise de dados com cariz espacial.

Assim, os SIG tornam-se uma ferramenta deveras importante em estudos de diferentes áreas como a agricultura, as ciências ambientais, engenharias, ciências militares, oceanografia, sociologia, planeamento urbano, entre muitas outras áreas diferentes (Pinto, 2009).

## **2.2. As características de um Sistema de Informação Geográfica.**

Não obstante a importância dos SIG este carece sempre de:

- Hardware
- Software
- Informação base
- Recursos Humanos

Assim, todos os SIG necessitam destes quatro pontos para serem funcionais.

A base hardware, como um computador ou outro objecto electrónico, irá funcionar como suporte físico para a utilização de um software que será um suporte da informação geográfica. Pretende-se que o equipamento tenha um bom processamento, armazenamento, uma comunicação eficaz e eficiente, entre outros pontos. Já a nível de software, pretende-se que este corresponda à utilização que os SIG irão ter, ou seja, depende das ferramentas necessárias para realizar a tarefa pretendida pelo utilizador (Abrantes, 1998).

A informação base utilizada é obtida a partir de dados georreferenciados e pode ter origem em dados gráficos ou não gráficos. Os dados gráficos correspondem aos mapas

vectoriais, raster e a ortofotomapas, ou seja, correspondem à base cartográfica. Já os dados não gráficos, correspondem a características quantitativas ou qualitativas dos dados gráficos, como por exemplo a divisão do mapa por concelhos, o tipo de solo de uma região, a variação da precipitação numa zona, entre outros aspectos. Assim, estas informações base devem ser as mais correctas possíveis, para não induzir o utilizador em erro e encaminhá-lo para uma decisão errada (Paredes, 1994).

Os recursos humanos são uma ferramenta fundamental para as outras três funções, pois é através dos recursos humanos que os dados são recolhidos, tratados, analisados, inseridos no sistema e processados no software, de acordo com as necessidades do utilizador. Deste modo, os recursos humanos são uma ferramenta preciosa para o desenvolvimento e criação de novas informações e de novos softwares SIG (Abrantes, 1998).

Graças a estes quatro componentes do SIG é possível localizar problemas, verificar a sua evolução, determinar a sua tendência, padrões, criando simulações em tempo real. Com estes dados é possível aos responsáveis adoptar as decisões mais acertadas para a resolução ou prevenção de diversos problemas nas áreas estudadas, sendo estas questões da importância do SIG condicionadas pelo objectivo final da informação base existente e da área de aplicação que se pretende.

### **2.3. ArcView GIS 3.2.**

Para a realização do trabalho proposto, no Paul do Boquilobo, utilizamos como software SIG o programa ArcView GIS 3.2. Este sistema de informação geográfica é produzido pela ESRI, e possui diversas funções, utilizando dados pré-existentes e/ou inseridos pelo utilizador no programa.

As suas funcionalidades são:

- Elaboração de mapas (através da opção View);
- Manipulação de tabelas (com a opção Tables);
- Impressão, leitura e gestão da informação elaborada (através do Layout);
- Construção e novas ferramentas para o programa (utilizando o Scripts).

Cada uma das opções referidas possui uma ligação às restantes, o que permite trabalhar com os dados existentes nas diversas janelas e simultaneamente na base de dados geográfica.

A partir da janela inicial é possível determinar qual a opção onde se pretende manipular os dados geográficos. Cada uma das opções tem um objectivo diferente das restantes, embora os dados sejam alterados de forma automática em todos os temas, assim que modificados apenas numa das janelas.

A primeira opção para a manipulação dos dados e a mais utilizada é a janela View, que possui várias funcionalidades independentes das outras opções, tais como a criação de entidades geográficas (pontos, linhas e polígonos) associando-os aos dados pré-existentes.

Já na janela “Tables” estão todos os dados tabulares relativamente ao mapa, podendo estes ser visualizados, analisados e modificados, este aspecto distingue o SIG de um mapa ou mesmo do Google earth .

A janela de projecto “Charts”, tal como o nome pressupõe, permite visualizar os gráficos obtidos a partir dos dados das tabelas, tornando assim mais fácil a visualização simultânea de vários dados do mapa.

No “Layout”, ou saída gráfica, é possível visualizar o mapa depois de alterado, juntamente com tabelas e/ou gráficos, de acordo com a informação pretendida. Possui ainda a escala e a orientação a que se encontra o mapa.

A janela “Scripts” é uma ferramenta apenas utilizada para a criação de novas funcionalidades para as restantes janelas, permitindo ter as ferramentas e funcionalidades existentes do ArcView sempre actualizadas e disponíveis para utilização. Deste modo, permite ao utilizador ter um trabalho mais simplificado e cuidado, diminuindo assim a margem de erro (Ferreira, 1997).

## **2.4. O papel dos SIG na investigação ecológica.**

A investigação ecológica é muito importante na defesa do meio ambiente e de todas as formas de vida existentes no planeta Terra. Esta investigação permite proporcionar infor-

mação ao ser humano e às futuras sociedades, tornando possível a divisão dessa informação nos pontos seguintes (Odum, 2001):

- Registo e cartografia de áreas
- Quantificação dos dados ambientais
- Descrição das actividades nos ecossistemas
- Determinação de respostas e avaliação de alternativas para o ordenamento dos ecossistemas.

Os SIG permitem aplicar num ecossistema em grande escala, os conhecimentos adquiridos ao longo de vários anos de estudos no terreno, em mapas de grande escala, tornando assim possível responder a perguntas levantadas há vários anos e colocar novas questões.

Através de um SIG é possível obter melhores conclusões sobre os aspectos ecológicos numa área, a partir do recurso ao registo e à cartografia de uma área, o que possibilita ter um conhecimento exacto e correcto da fauna e flora no local, bem como de todos os acontecimentos ecológicos registados no local. Com esta informação é possível criar mapas de diversos acontecimentos naturais tais como cheias, incêndios, a quantidade de vegetação, o teor em água dos solos, entre muitos outros, bem como manter todos os valores e acontecimentos registados para estabelecer respostas no futuro (Odum, 2001).

A quantificação dos dados ambientais é um aspecto deveras importante para a comparação de áreas, números de indivíduos, valores de precipitação, entre outros. Com a utilização de um SIG é possível obter dados quantitativos das evoluções destes e outros temas, sendo assim possível realizar a monitorização dos dados e dar uma resposta mais eficaz e correcta baseada em números reais.

A descrição das actividades nos ecossistemas permite determinar e monitorizar os acontecimentos naturais que ocorrem com maior frequência num determinado local. Ao ser utilizado um SIG, torna-se possível estabelecer rotas e dados de evolução de problemas relacionados com o esgotamento, erosão, poluição, acréscimo ou epidemia na área de estudo.

Muitas vezes encontramos actividades antropogénicas a influenciar de forma negativa os processos ecológicos, umas vezes por falta de conhecimento, outras por causa de um

planeamento defeituoso dos recursos naturais. Por estes motivos é necessária a criação de respostas e avaliação de alternativas para o ordenamento dos ecossistemas, estabelecendo zonas de uso baseadas na percepção do ecossistema utilizado, estas podem ser elaboradas a partir de um software SIG, através da utilização de fotografias aéreas, onde podemos condensar a actividade humana, protegendo os ecossistemas.

Assim, os SIG formam uma ferramenta indispensável na investigação ecológica, uma vez que permitem o ordenamento de um local, a identificação de áreas e espécies e a quantificação dos dados ambientais, possibilitando visualizar a evolução de diversos temas.

## **2.5. Trabalho de SIG desenvolvido.**

O objectivo que nos foi proposto, e que nos levou a utilizar os SIG no nosso projecto, foi o estudo da vegetação arbórea na Reserva Natural do Paul do Boquilobo. A importância do estudo da variação da vegetação é um óptimo indicador de qualidade do ecossistema (Odum, 2001), pois ao estudarmos o crescimento ou a diminuição das árvores presentes no local, a sua tipologia e preferência de habitat poderíamos dar resposta a diversas perguntas a nível do impacte ambiental existente no local, nomeadamente:

- Análise da variação do número de árvores entre 2005 e 2011;
- De que forma o número de árvores afecta a qualidade da água;
- Há correlação entre o número de árvores e a contaminação da água:

Para além de responder a estas questões, o trabalho desenvolvido também nos permitiu:

- Identificar as espécies de árvores existentes, em maior número, na Reserva Natural;
- Determinar as áreas que cada espécie de árvores ocupa dentro da Reserva Natural;
- Compreender de que modo as árvores podem influenciar as análises de qualidade da água;

Para responder a estas perguntas e a outras actualizámos o mapa da vegetação existente nos arquivos da Reserva, que datava do ano de 2005. A análise desenvolvida no corrente estudo utilizou a foto aérea da área da Reserva, que tinha sido tirada recentemente.

A partir da foto aérea foi possível delimitar as zonas de arvoredo existentes e identificar algumas espécies, tornando assim possível a comparação entre os dois mapas seguintes (figura 41 e figura 42):

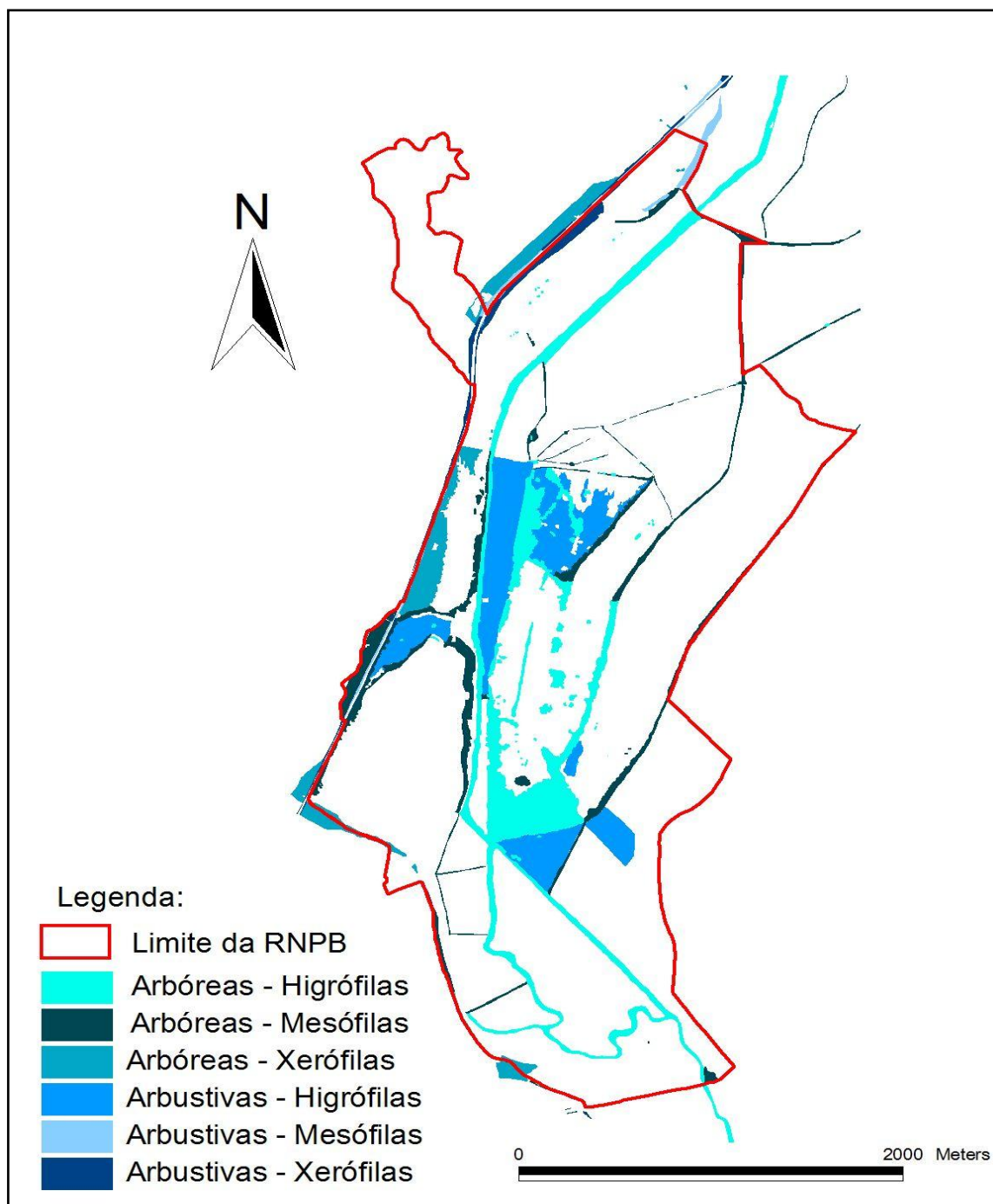


Figura 41 :Mapa da vegetação na reserva natural do Paul do Boquilobo de 2005

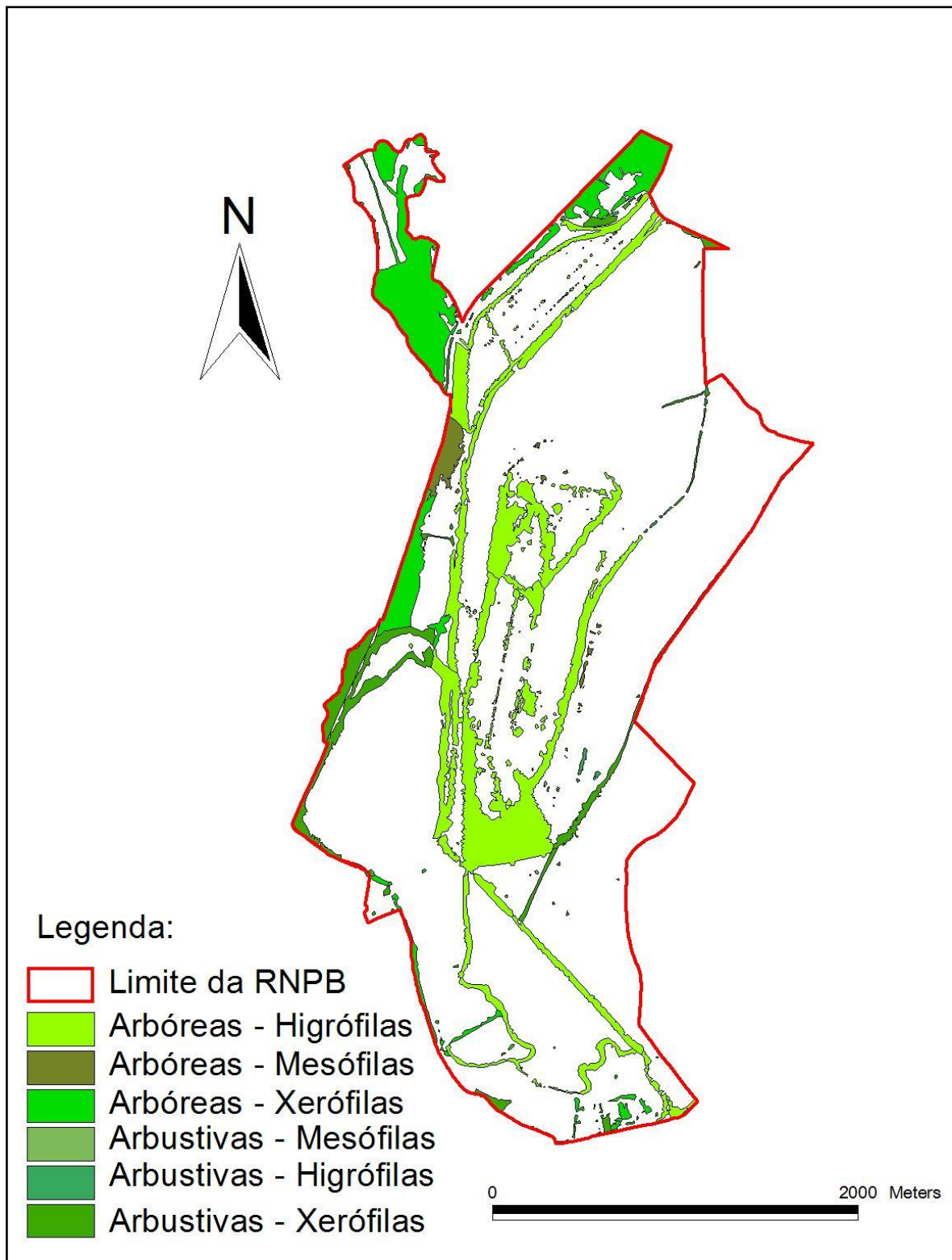


Figura 42 : Mapa da vegetação na reserva natural do Paul do Boquilobo de 2011



Ao sobrepormos ambos os mapas, obtemos o seguinte resultado (figura 43):

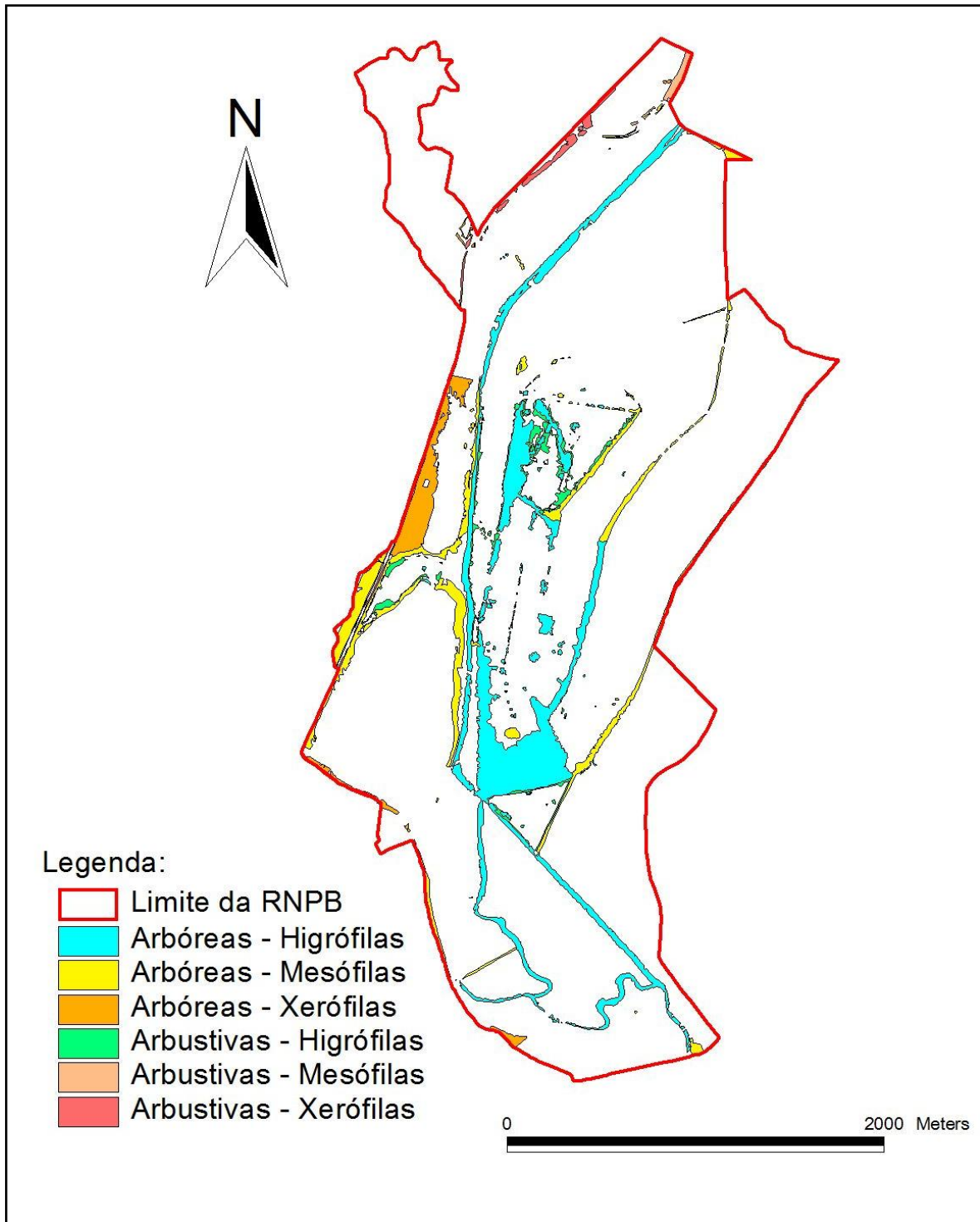


Figura 43: Sobreposição dos mapas da vegetação do ano de 2005 sobre o de 2011

Ampliando o mapa, pode-mos observar o seguinte (figura 44):

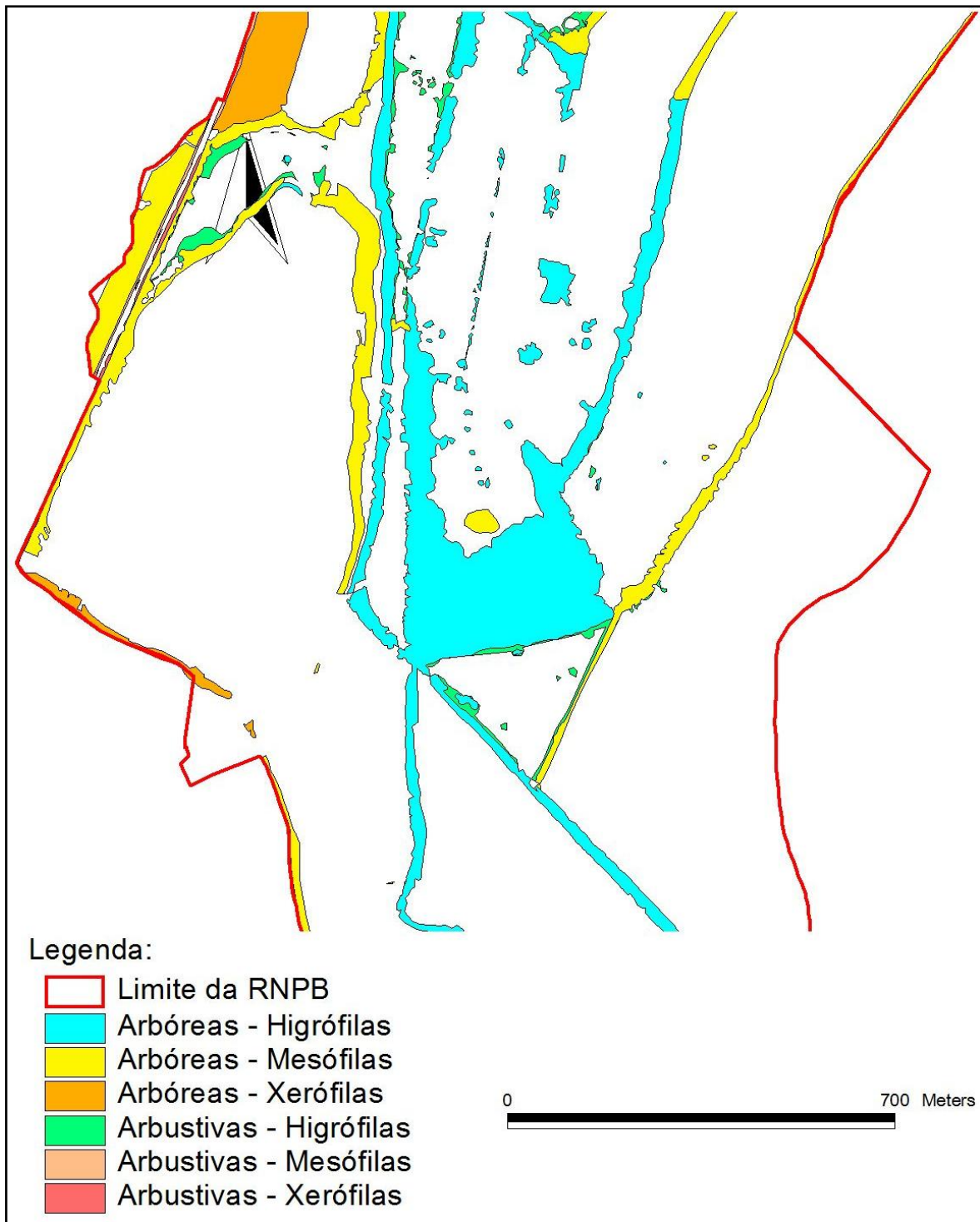


Figura 44: Ampliação do mapa sobreposto.

A partir da ampliação verificamos que não existiu um grande aumento do número de árvores. Por este motivo fomos comparar com a área de cada ano, o que é possível verificar na tabela 1:

**Tabela 1: Cálculo da área e do perímetro de cada uma das espécies de árvores, para o ano de 2005 e para 2011.**

Vegetação		Área (m <sup>2</sup> )		Perímetro (m)	
		2005	2011	2005	2011
Arbóreas	Higrófilas	657642	37986	904409	54681
	Mesófilas	358899	43925	48201	3349
	Xerófilas	217914	9064	490142	20724
Arbustivas	Higrófilas	484559	13379	2387	956
	Mesófilas	53083	9247	5185	904
	Xerófilas	84194	14206	216615	20109

O cálculo das áreas e dos respectivos perímetros (tabela 1) indica um cenário consideravelmente diferente daquele visualizado nos mapas, ou seja, que existe uma diminuição de todas as espécies de árvores. Estes valores não vão ao encontro da realidade, uma vez que foi identificada uma nova área a norte, o que em 2005 era considerada uma área sem informação. Com estes novos valores teriam que supostamente existir valores superiores em 2011, mesmo que apenas numa das espécies, o que não se verifica em nenhuma das áreas do gráfico.

Para confrontar esta contradição de imagens e valores, resolveu-se ampliar as imagens dos mapas de cada ano com as respectivas identificações das áreas de árvores. Com a ampliação dos mapas, com as respectivas fotografias aéreas (figuras 45 e 46), podemos observar que a escala utilizada na delimitação de áreas vegetacionais, por nós desconhecida, varia consideravelmente em detalhe daquela por nós utilizada, o que terá influenciado os dados numéricos, acarretando algum erro aos estudos realizados, especialmente por não se poderem comparar fidedignamente as áreas. Atendendo a estes resultados, podemos concluir que o detalhe por nós utilizado 1:2000 para vectorizar as manchas florestais apresenta maior rigor, quando comparado com o de 2005.

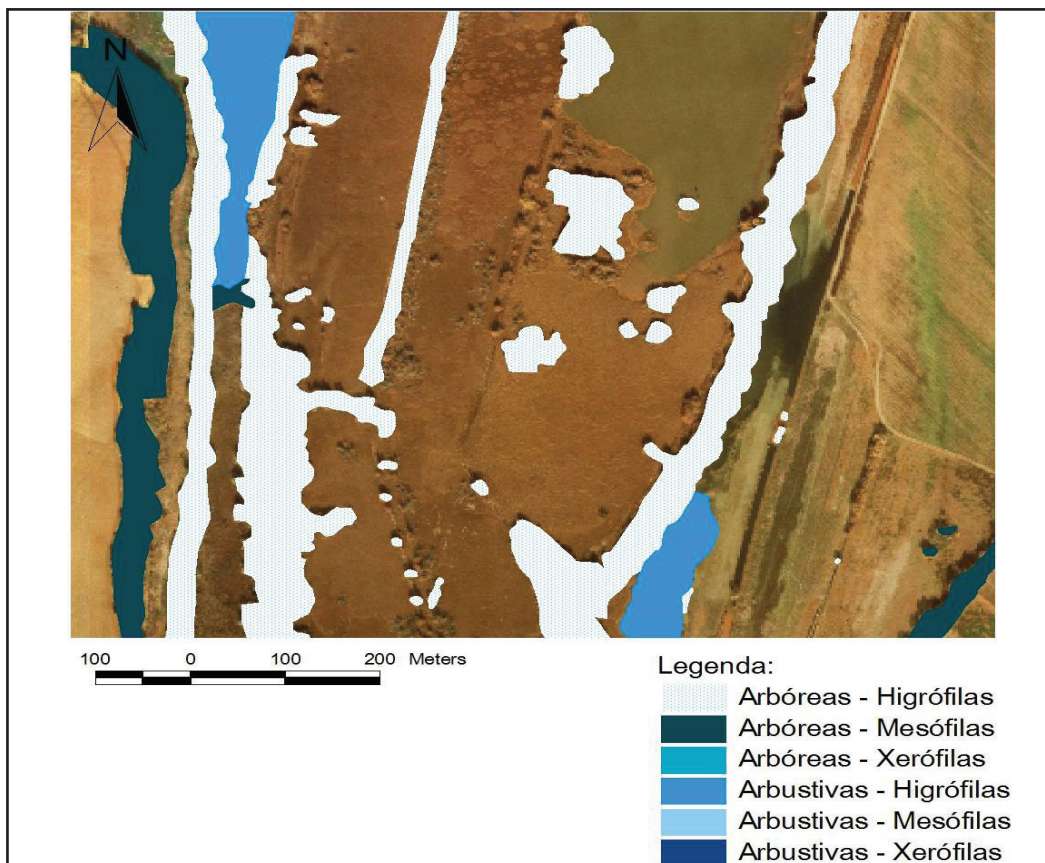


Figura 45: Ampliação dos contornos de identificação das áreas com vegetação de 2005.

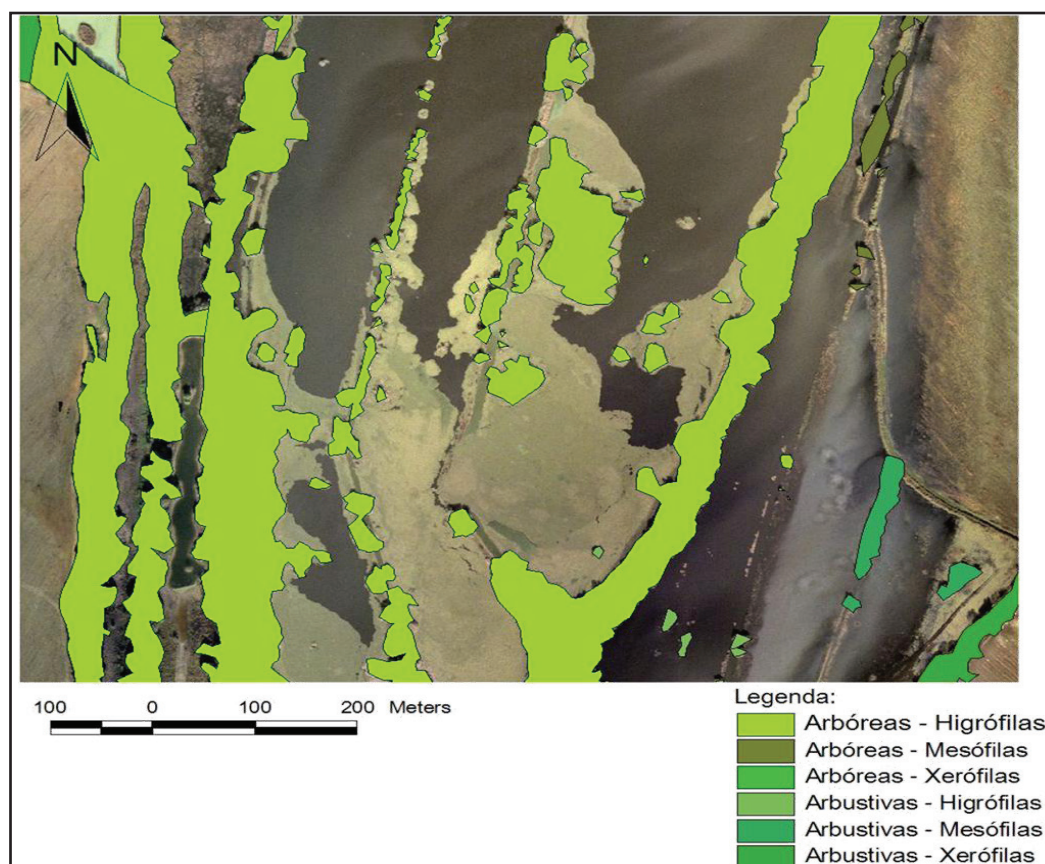


Figura 46: Ampliação dos contornos de identificação das áreas com vegetação de 2005.

Os valores esperados para o ano de 2011 seriam, um aumento do número de espécies arbóreas, uma vez que, em seis anos, as espécies arbustivas iram aumentar de tamanho, passando para arbóreas, o que não é verificado pelos resultados das áreas para o ano de 2011 (tabela 1).

A partir das fotografias aéreas, podemos verificar por observação directa, um aumento ligeiro da vegetação, nomeadamente o crescimento das plantas arbustivas e a cedência de área por parte da vegetação mésofila à vegetação higrófila, assim como a possível identificação de um “ramo” da área do Paul do Boquilobo, existente a norte, o que permitiu um aumento da área de vegetação na Reserva Natural.

O crescimento da vegetação é um factor da análise ambiental que deve ser monitorizado com regularidade e da forma mais precisa possível. Os mapas SIG devem ser complementados com uma visita de campo, onde, a partir do local, se deve confirmar as classificações atribuídas através de fotografia aérea.

Devido à discrepância, existente entre os resultados numéricos e visuais, não é possível responder aos objectivos iniciais deste estudo. Uma vez que a escala utilizada em 2005 é diferente da utilizada actualmente, para vectorizar as manchas, o que provocou dúvidas em relação à veracidade dos valores das áreas precedentes (tabela 1). Assim, todas as conclusões retiradas relativamente ao aumento ou diminuição do número de espécies teriam uma base falsa. A nível evolutivo não é possível confirmar se as espécies evoluíram ou não, devido à não concordância dos valores das áreas, apesar da espectável evolução de algumas espécies arbustivas para arbóreas. Ainda devido a problemas de delimitação das manchas florestais no mapa de 2005 e por consequência impossibilidade de verificar se existiu ou não crescimento perto dos pontos de amostragem, não é objectiva a contribuição da vegetação para a qualidade das águas, uma vez que não é permitido a comparação da evolução da vegetação com os locais de recolha, o que nos iria levar à confrontação dos resultados químicos com a evolução arbórea e verificar se nesses pontos as manchas diminuíram ou aumentaram de área.

### **3. Bioindicadores.**

Os ecossistemas aquáticos são normalmente avaliados e monitorizados através de análises químicas, físicas e bacteriológicas da qualidade da água, mas este controlo pode não nos fornecer as informações correctas acerca da qualidade desta, uma vez que, nos dizem pouco relativamente ao efeito da poluição nos organismos vivos (Santos, 2008). Substâncias químicas tóxicas que normalmente são avaliadas por análise química podem ser encontradas numa forma inócua para os seres vivos que vivem nas águas doces e a sua toxicidade pode aumentar ou reduzir-se em conjugação com outras substâncias químicas. Por outro lado, em casos de descargas pontuais de difícil detecção através de análises físicas, químicas ou bacteriológicas os efeitos ficam registados na maioria dos organismos e podem causar alterações nestes. Daí a importância de complementar as análises com o estudo da comunidade de macroinvertebrados bentónicos (Ferreiro, 2007).

Os bioindicadores podem ser definidos como organismos ou comunidades que respondem à poluição ambiental, através da alteração das suas funções vitais ou da acumulação de toxinas, uma vez que estes reagem às alterações do ambiente modificando as suas funções vitais e/ou a sua composição química, dando assim, informações sobre a situação ambiental.

Bioindicadores são espécies, grupos de espécies ou comunidades biológicas, cuja presença, abundância e condições são indicadores biológicos de uma determinada condição ambiental. A correlação dos factores antropogénicos e factores naturais com um determinado potencial é muito importante nos bioindicadores, uma vez que representam uma importante ferramenta para a avaliação da integridade ecológica de uma determinada área (Ambiente Brasil, 2010).

Os bioindicadores têm características peculiares, possuindo requisitos particulares relativamente a um conjunto previamente conhecido de variáveis físicas, ambientais ou químicas, de tal forma que, no caso de haver alterações de algumas das variáveis poderá haver também uma alteração na presença/ausência, morfologia, número, fisiologia ou até no comportamento dessas espécies. Essa alteração poderá dar-nos a indicação que uma destas variáveis sofreu alguma alteração (Queiros *et al.*, 2008).

No grupos de espécies bioindicadoras algumas são mais susceptíveis a um determinado agente poluidor e outras a um factor natural. É extremamente útil a utilização de bioindicadores, particularmente para a avaliação de impactes ambientais consequentes de descargas pontuais de esgotos domésticos e efluentes industriais (Melo, 2010).

A contaminação de rios e lagos podem produzir alterações estruturais nas comunidades, quer ao nível do número de seres vivos, quer da sua distribuição ou até da biomassa alterando também o ecossistema. Podemos avaliar os efeitos de uma fonte de poluição através de estudos, nomeadamente do estudo da comunidade ou do funcionamento do ecossistema. A conjugação da avaliação de variáveis microbiológicas e deste sistema de monitorização constitui uma ferramenta fundamental para a classificação da qualidade da água (Ferreiro, 2007).

### **3.1. Macroinvertebrados como bioindicadores da qualidade da água.**

Nas águas doces existem invertebrados que se dividem em microinvertebrados e macroinvertebrados. A principal característica desta divisão é o seu tamanho, uma vez que os microinvertebrados possuem um tamanho inferior a 1mm e os macroinvertebrados um tamanho superior a 1mm. Nos microinvertebrados temos, entre outros, Protozoários, alguns Platelmines, Rotíferos, a maioria dos Nematelmintes, Crustáceos, Cladóceros, Ostrácodes, Copépodes. No grupo dos macroinvertebrados podemos encontrar, Oligochaetas, Insectos, Moluscos, alguns Crustáceos, Hirudíneos, alguns Platelmines, Espongiários, Cnidários, Briozoários, entre outros. (Peixoto, 2008).

O sedimento dos rios e lagos têm na sua constituição macroinvertebrados bentónicos, constituindo um desempenho importante para a dinâmica dos nutrientes, na transformação de matéria e de fluxo de energia.

Os macroinvertebrados são seres que possuem uma elevada riqueza taxonómica. A comunidade macrobentónica possui uma grande diversidade de espécies, apresentando diferentes modos de vida e diferentes formas (Silveira, 2004).

Os macroinvertebrados bentónicos, possuem uma elevada sensibilidade dando uma resposta à alteração dos factores inerentes ao próprio biótopo, como a velocidade da corrente, o tipo de substrato, a disponibilidade e principalmente a alteração da qualidade da água. São organismos sedentários e quando há alterações ambientais adversas não conseguem escapar, no entanto, exibem diferentes graus de tolerância à poluição, acumulando essa informação ao longo do tempo, podendo assim, ser considerados eficazes bioindicadores das condições históricas de um determinado local.

As vantagens que os macroinvertebrados possuem relativamente a outros organismos para a avaliação dos ecossistemas aquáticos são (Silveira, 2004):

- Constituem grupos taxonómicos com diferentes graus de sensibilidade à poluição;
- Acarretam baixo custo na recolha;
- Permitem registar durante um maior período de tempo os impactes comparativamente aos parâmetros físicos, químicos e biológicos, registando tanto impactes recentes, como de médio prazo;
- Permitem associar sua presença ou ausência às alterações das condições do seu habitat, uma vez que estão profundamente associados a eles;
- Dividem-se em numerosas espécies com um ciclo de vida longo relativamente a outros organismos, permitindo um maior tempo de efeitos de acções antropogénicas sobre a comunidade;
- Caracterizam-se por organismos com carácter sedentário ou de mobilidade reduzida;
- Comportam uma grande diversidade de espécies nas quais as alterações que ocorrem na comunidade são facilmente detectáveis;
- Ocupam todos os tipos de habitats e facilmente podem colonizar novos habitats;

Além das vantagens a utilização de bioindicadores também tem algumas desvantagens, que são:



- Existem muitos grupos e a taxonomia de alguns destes grupos não é conhecida, ou pouco conhecida;
- Mudança nas estações do ano ou a mudança na dinâmica das populações pode causar interferência na comparação e interpretação de resultados;

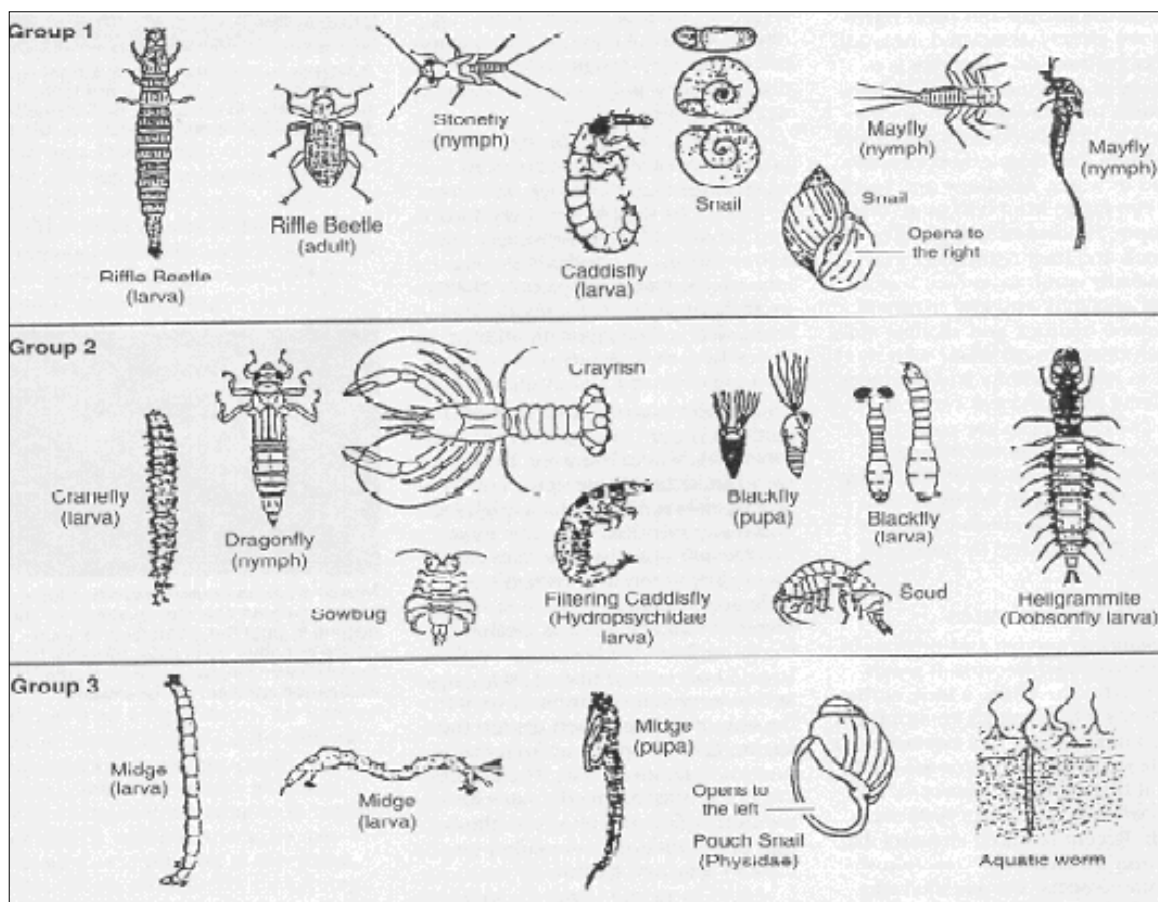
Os macroinvertebrados bentônicos são classificados em três grupos (fig.47):

- 1) organismos sensíveis;
- 2) organismos tolerantes e
- 3) organismos resistentes.

No primeiro grupo estão incluídos os insectos aquáticos que necessitam de elevadas concentrações de Oxigénio Dissolvido para viverem e neste grupo podemos encontrar Plecoptera, Trichoptera e Ephemeroptera.

No segundo grupo inserem-se os moluscos, bivalves, entre outros, que são organismos que necessitam de quantidade menor de oxigénio relativamente aos anteriores, sendo no entanto sensíveis por serem filtradores e menos móveis.

O terceiro grupo é constituído por organismos que têm a capacidade de viver em anóxia e neste grupo podemos encontrar Chironomidae e outros Díptera e a classe Oligochaeta.



Legenda:

- Grupo 1** – Organismos sensíveis à poluição;
- Grupo 2** – Organismos tolerantes à poluição;
- Grupo 3** – Organismos resistentes à poluição.

**Figura 47: Espécies de macroinvertebrados bentônicos, com diferentes graus de tolerância à poluição (Fonte: www.aces.edu).**

Um dos factores de maior importância para que haja uma elevada abundância de macroinvertebrados é a presença de alimento e em quantidade. O modo de alimentação dos macroinvertebrados é muito variado.

Através dos modos de recolha de alimento e o tamanho dos alimentos ingeridos é feita a divisão dos macroinvertebrados em categorias:

- Colectores – os que se alimentam de pequenas partículas de matéria orgânica ( $\emptyset$  0,45 $\mu$ m e 1mm) que resultam da actividade dos detritívoros e da abrasão física. Ali-

mentam-se particularmente dessas partículas depositadas no leito dos sistemas aquáticos.

- Fitófagos ou raspadores – os que se alimentam de algas e de periphyton e estão fortemente dependentes da produção autóctone do ecossistema
- Predadores e parasitas – os que se alimentam de presas vivas e/ou dos seus parasitas
- Detrívoros – os que se alimentam de matéria orgânica particulada grosseiramente ( $\varnothing > 1\text{mm}$ ) previamente condicionada pela actividade dos microrganismos, tais como fungos e bactérias, formando-se partículas de dimensão inferior que são o resultado da sua capacidade trituradora ou da produção de fezes
- Colectores filtradores – os que se alimentam de matéria orgânica fina em suspensão na água (Ferreiro, 2007).

### **3.2. Monitorização.**

Os métodos biológicos de monitorização e avaliação são ferramentas importantes para o estudo dos recursos hídricos, sendo uma metodologia recomendada pela União Europeia na Directiva Quadro da Água (Nixon, 1996). A componente biótica de um ecossistemas aquático é considerada como uma fonte de informação na avaliação da sua qualidade (De Pauw e Hawkes, 1993). Entre as comunidades biológicas, os macroinvertebrados são de longe o grupo mais frequentemente utilizado para monitorização na gestão da água padrão (Hering et al, 2004 Metcalfe-Smith, 1994; Rosenberg e Resh, 1993; De Pauw et al, 1992; Helawell, 1986; Woodiwiss, 1980).

Os índices bióticos são cada vez mais uma ferramenta que permite estudar e monitorizar as condições ecológicas, tendo em consideração a composição taxonómica e a dominância de alguns grupos tolerantes à poluição (Ferreiro, 2007).

Com base nos macroinvertebrados, os índices de avaliação da qualidade biológica, são cada vez mais utilizados como elementos de avaliação ambiental com o finalidade de ter uma gestão integrada dos recursos hídricos (Nixon, 1996). Estes índices têm vindo a

desenvolver-se desde a década de 60, com o objectivo de estes se tornarem numa tipologia cada vez mais rigorosa e necessária na avaliação biológica da água. Actualmente existem vários índices com diferentes adaptações em combinação com a fauna existente em determinado país. Os índices normalmente utilizados na biomonitorização são divididos em cinco categorias principais: medidas de riqueza (número de espécies ou unidades taxionómicas encontradas numa amostra), enumerações (contagem de todos os organismos capturados para determinar a abundância), índices de diversidade (índices que combinam os dados de riqueza com as enumerações através de cálculos estatísticos como por exemplo os índices de Shannon e de Simpson), índices de similaridade (calculam o grau de semelhança entre comunidades de diferentes locais e de diferentes anos como por exemplo os índices de Jaccard e Morisita), índices bióticos (utilizam valores de tolerância pré-estabelecidos para táxons que foram capturados e identificados) e medidas tróficas (percentagem de indivíduos de diferentes categorias funcionais de alimentação tais como fragmentadores, predadores ou filtradores) (Silveira, 2004).

Para que os índices biológicos sejam válidos, a amostragem tem de ser correcta e num determinado ponto da amostragem deve ser feita uma perfeita classificação das espécies capturadas (Torralba, Burrial e Ocharan, 2001).

O meio aquático tem uma boa qualidade biológica, quando tem características naturais que possibilitem que no seu meio se desenvolvam as comunidades e organismos que lhe são próprias (Alba-Tercedor, 1996).

De acordo com o significado de qualidade biológica, uma água clorada, é considerada de boa qualidade e própria para o consumo humano, no entanto, é considerada de péssima qualidade biológica (Alba-Tercedor, 1996).

O Índice Biológico utilizado neste projecto foi o Biological Monitoring Working Party (BMWP). Este é um índice inglês que ordena as famílias de macroinvertebrados em dez grupos, seguindo um gradiente de menor a maior tolerância à contaminação. A cada família é atribuída uma pontuação que vai de 1 a 10. Apesar de ser um índice muito utilizado não está totalmente adequado à comunidade de macroinvertebrados que habitam os rios da Península Ibérica (Alba-Tercedor, 1996), por isso Alba-Tercedor e Jiménez-Millán em 1987 fizeram uma primeira tentativa para adaptar este índice à realidade Ibérica e

incluíram novas famílias à tabela original e alteraram algumas pontuações (tabela nº 7, Anexo 1). A adaptação à fauna Ibérica passou a designar-se de BMWP' e os valores do índice foram correlacionados com cinco graus de contaminação (tabela nº1, pág. 64) (Alba-Tercedor, 1996).

### **3.3. A Directiva-Quadro da Água.**

A Directiva nº 2000/60/CE do Parlamento Europeu e do Conselho, de 23 de Outubro de 2000 (Directiva Quadro da Água) estabelece um quadro de acção comunitária no domínio da política da água, esta Directiva é transposta para a legislação nacional pela Lei da Água, Lei nº 58/2005, de 29 de Dezembro, e pelo Decreto-Lei nº77/2006, de 30 de Março.

Segundo a Directiva Quadro da Água nos ecossistemas aquáticos a monitorização rege-se por um novo modelo, onde a abordagem clássica que considerava a água como um recurso passa a considerá-la como o suporte de ecossistemas, passando a ter muita importância o conhecimento das comunidades em locais de referência (INAG, 2002). Por esta razão, os macroinvertebrados bentónicos passaram a ser importantes na avaliação e monitorização da qualidade da água. A análise da composição e da abundância dos macroinvertebrados bentónicos faz parte de um conjunto de procedimentos utilizados para determinar o estado ecológico das águas superficiais. (Ferreiro, 2007). Segundo esta Directiva as águas superficiais são consideradas como um conjunto de elementos bióticos, hidrológicos, geomorfológicos, físicos e químicos que utilizam como indicador base os elementos biológicos.

No Anexo V da Directiva Quadro da Água os estados ecológicos são classificados de “Excelente”, “Bom” e “Razoável” sendo esta classificação igual quer nos rios, quer nos lagos.

Um estado ecológico é considerado “Excelente” quando a composição taxonómica e a abundância correspondem totalmente ou quase às que se verificam em condições não perturbadas. O rácio entre os taxa sensíveis e os taxa insensíveis às perturbações não dá sinais de modificação em relação aos níveis não perturbados. O nível de diversidade de taxa invertebrados não dá sinais de modificação em relação aos níveis não perturbados.

Um estado ecológico é considerado “Bom”, quando existem ligeiras modificações da composição e abundância dos taxa invertebrados em comparação com as das comunidades específicas do tipo. O rácio entre os taxa sensíveis e os taxa insensíveis às perturbações apresenta uma ligeira modificação em relação aos níveis específicos do tipo. O nível de diversidade de taxa invertebrados dá ligeiros sinais de modificação em relação aos níveis específicos do tipo.

Um estado ecológico é considerado “Razoável”, quando a composição e abundância dos taxa invertebrados diferem moderadamente das comunidades específicas do tipo. Estão ausentes grupos taxionómicos importantes da comunidade específica do tipo. O rácio entre os taxa sensíveis e os taxa insensíveis às perturbações e o nível de diversidade são substancialmente inferiores ao nível específico do tipo e significativamente inferiores aos correspondentes a um “estado bom”.

Esta directiva enaltece particularmente os índices biológicos e classifica os indicadores biológicos de três tipos: indicadores hidromorfológicos, indicadores químicos e indicadores físico-químicos.

### **3.4. Metodologia.**

Para o corrente estudo a necessidade de avaliar os macroinvertebrados bentónicos levou a uma ampla análise das metodologias usadas e recomendadas para os vários habitats existentes na área de estudo. Perante a existência de vários métodos passíveis de utilizar em rios e lagos. O método escolhido foi o denominado de Kick sampling. Este método foi escolhido devido à grande variabilidade de habitats lóticos e lênticos que existem no Paul e também por ser dos mais utilizados, embora menos preciso. A adequação do método Kick sampling a este trabalho de avaliação ambiental baseia-se na necessidade de resultados indicativos e genéricos para os quais o baixo custo do equipamento e fácil utilização justificam amplamente a escolha.

Perante o método escolhido foi nossa preocupação recolher o maior número de macroinvertebrados para uma maior representatividade das amostras e das respectivas populações existentes nos locais monitorizados.

Devido às condições lânticas de alguns pontos de amostragem escolhidos, para os quais o método escolhido não apresentou resultados decidiu-se monitorizar biologicamente apenas os quatro pontos que apresentam condições lóaticas passíveis de uma recolha comparativamente passível de análise. Uma das questões pertinente relativamente aos habitats lóaticos é se a ausência se deve exclusivamente ao método usado.



**Figura 48: Ponto 3- Vala da Sangria.**



**Figura 49: Ponto 1- Inicio da Reserva Integral.**



**Figura 50: Ponto 6 – Ponte do Himalaia e entrada da Reserva Integral.**



**Figura 51: Ponto 4 – Ponte da Broa.**

A recolha da amostra foi efectuada com uma rede de mão. A recolha foi contra a corrente do rio remexendo o substrato do rio com os pés, para possibilitar o desalojamento dos macroinvertebrados, para que ficassem em suspensão, para serem recolhidos na rede. Depois de efectuada a colheita, o material recolhido na rede foi transferido para caixas de plástico com tampa. A caixa com amostra foi numerada com o número do ponto de reco-

lha. De seguida foi adicionado álcool a 70% para a preservação dos macroinvertebrados. Depois foi transportado para o laboratório.



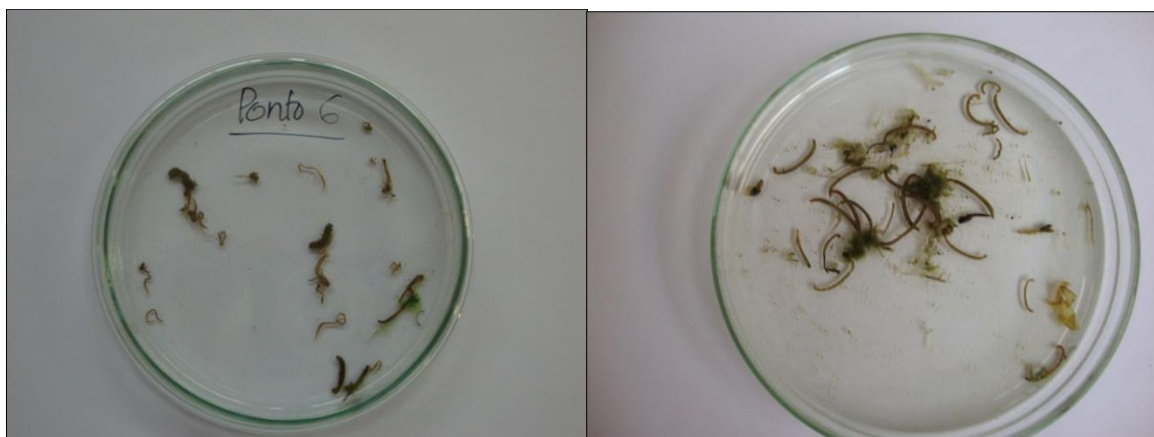
**Figura 52: Recolha de amostras com rede e caixa de plástico com material recolhido.**

No laboratório, o material foi colocado em tabuleiros e efectuou-se uma triagem facilitando a separação das folhas, das pedras e dos galhos dos macroinvertebrados. De seguida com a ajuda de pinças os macroinvertebrados foram agrupados pelas características morfológicas (a olho nu) e transferidos para caixas de Petri com álcool a 70% ou álcool a 96% e uma parte de água. Seguidamente fez-se a observação e a identificação dos macroinvertebrados até á família. Em casos de dificuldade ou dúvida foi utilizado um microscópio óptico que permite uma maior ampliação facilitando a identificação de detalhes dos macroinvertebrados a identificar



**Figura 53: Tabuleiros onde foi elaborada a triagem**





**Figura 54: Caixas de Petri com macroinvertebrados**

Para a identificação foi usado um manual técnico, com chaves dicotômica e todos os indivíduos classificados até ao nível taxonómica família (Hachet, 1980).

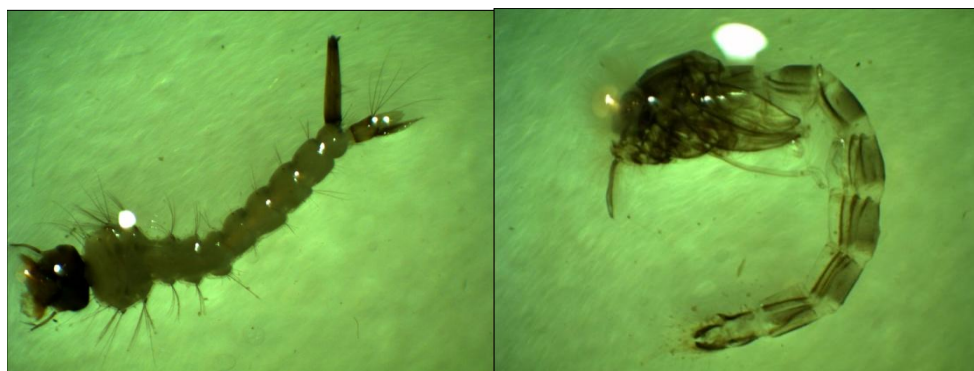
De seguida apresentam-se algumas imagens de macroinvertebrados que foram recolhidos durante este estudo.



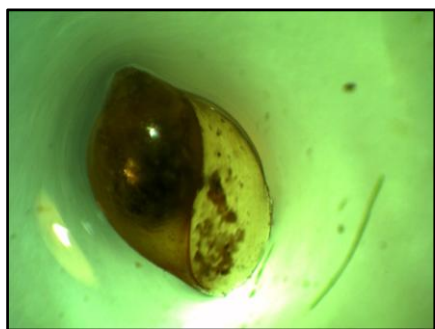
**Figura 55: Chironomidae**



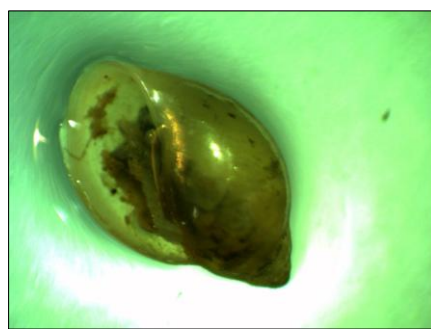
**Figura 56: Nepidae**



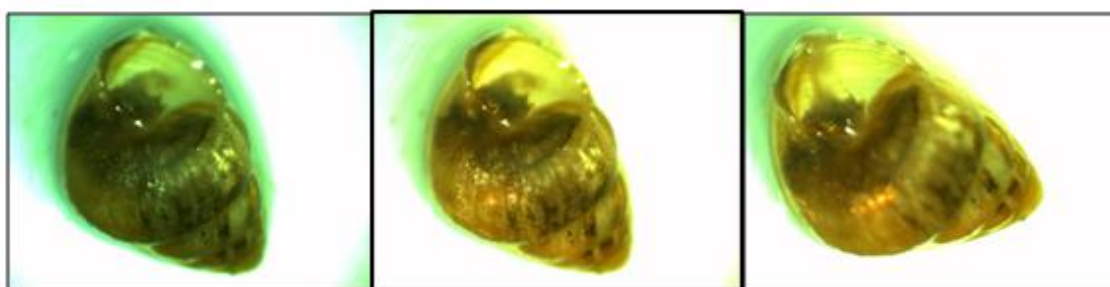
**Figura 57: Chironomidae pupae**



**Figura 58:** *Physidae*



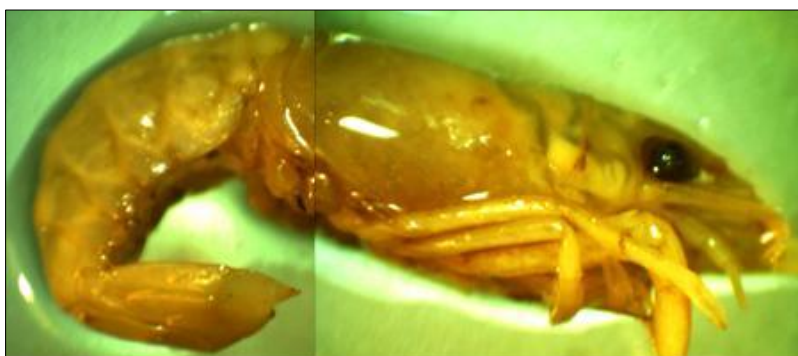
**Figura 59:** *Physidae*



**Figura 60:** *Viviparidae*



**Figura 61:** *Tubificidae*



**Figura 62:** *Atydae*

### 3.5. Resultados e Discussão.

No decorrer deste estudo foram recolhidos para contagem 1160 indivíduos ao longo das 6 recolhas nos 4 pontos de amostragem.

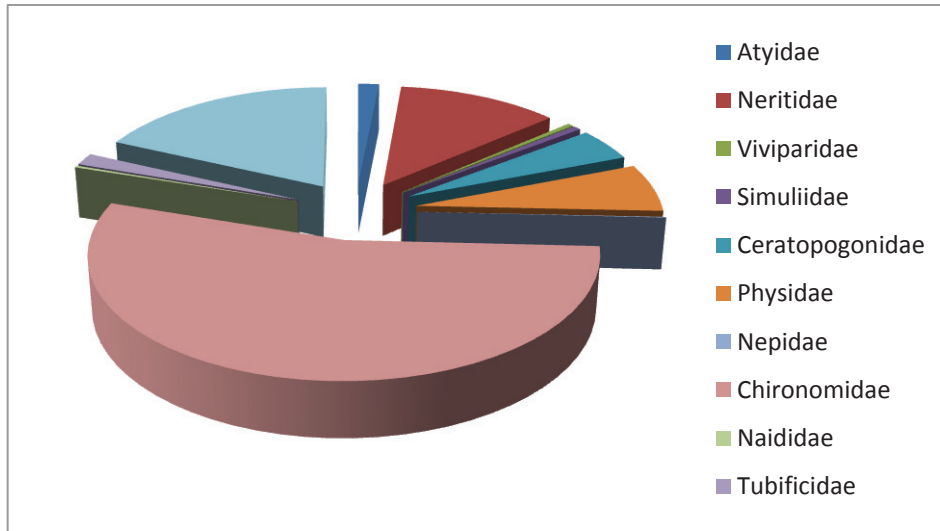


Gráfico 1: Quantidades de Famílias de macroinvertebrados amostradas

Como podemos verificar no gráfico 1 a comunidade de macroinvertebrados recolhidos no Paul tinha uma maior prevalência de organismos tolerantes à poluição. São principalmente da Ordem das Oligochaetas e também da Ordem das Diptera.

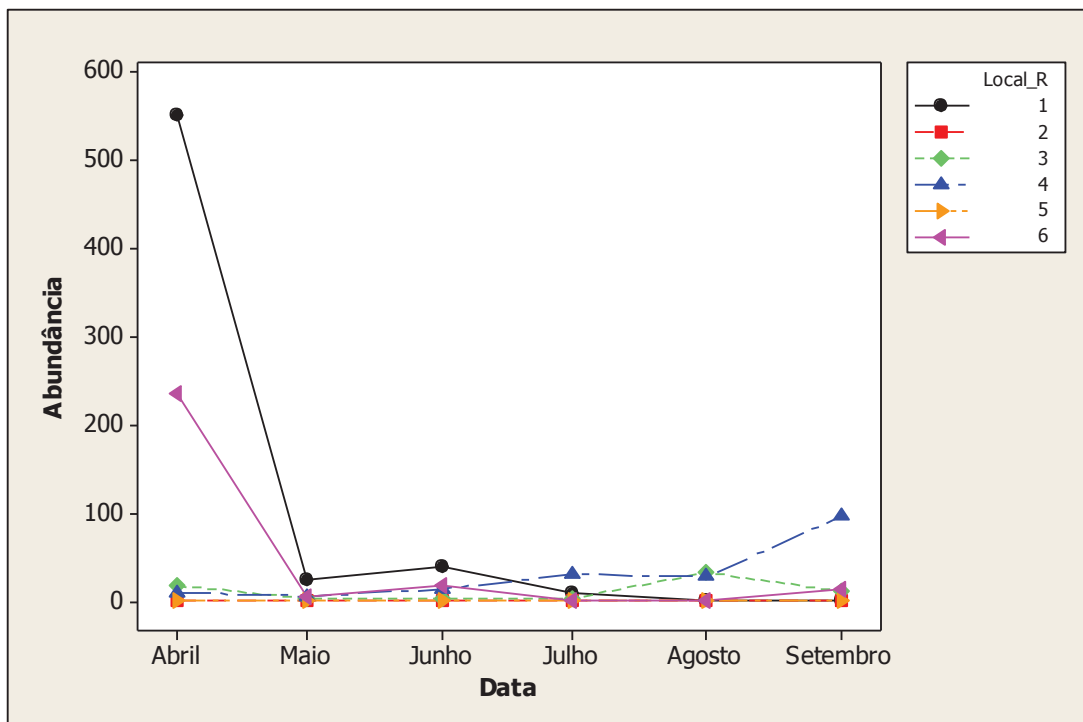


Gráfico 2: Gráfico da Abundância dos macroinvertebrados nos pontos de amostragem ao longo dos 6 meses de estudo

Conforme podemos verificar no gráfico 2, relativamente ao Ponto 1 (Início da Reserva) a abundância obtida no mês de Abril foi de 551 macroinvertebrados sendo esta a abundância mais elevada neste ponto ao longo deste estudo, no mês de Maio a abundância foi 25 macroinvertebrados, no mês de Junho 40 macroinvertebrados, no mês de Julho 10 macroinvertebrados e em Agosto e Setembro apenas um macroinvertebrado em cada mês. Houve um decréscimo bastante acentuado de Abril até Setembro.

Relativamente ao Ponto 3 (Vala da Sangria) a abundância total ao longo dos seis meses de estudo não foi constante, mas também não teve uma variação muito acentuada. A abundância registada ao longo deste estudo foi de 18 macroinvertebrados no mês de Abril, 3 macroinvertebrados no mês de Maio, 4 macroinvertebrados no mês de Junho, 3 macroinvertebrados no mês de Julho, 33 macroinvertebrados no mês de Agosto e 11 macroinvertebrados no mês de Setembro.

No Ponto 4 (Ponte da Broa) a abundância foi maior no mês de Setembro comparativamente aos cinco meses anteriores do estudo. A abundância total no mês de Abril foi de 10 macroinvertebrados, 6 macroinvertebrados no mês de Maio, 14 macroinvertebrados no mês de Junho, 31 macroinvertebrados no mês de Julho, 28 macroinvertebrados no mês de Agosto e 96 macroinvertebrados no mês de Setembro.

No Ponto 6 (Ponte do Himalaia) o mês de Abril foi o mês de maior abundância de macroinvertebrados comparativamente aos restantes meses onde a abundância decresceu consideravelmente. A abundância de macroinvertebrados no mês de Abril foi de 235, 5 no mês de Maio, 19 no mês Junho, 2 nos meses de Julho e Agosto e 14 no mês de Setembro.

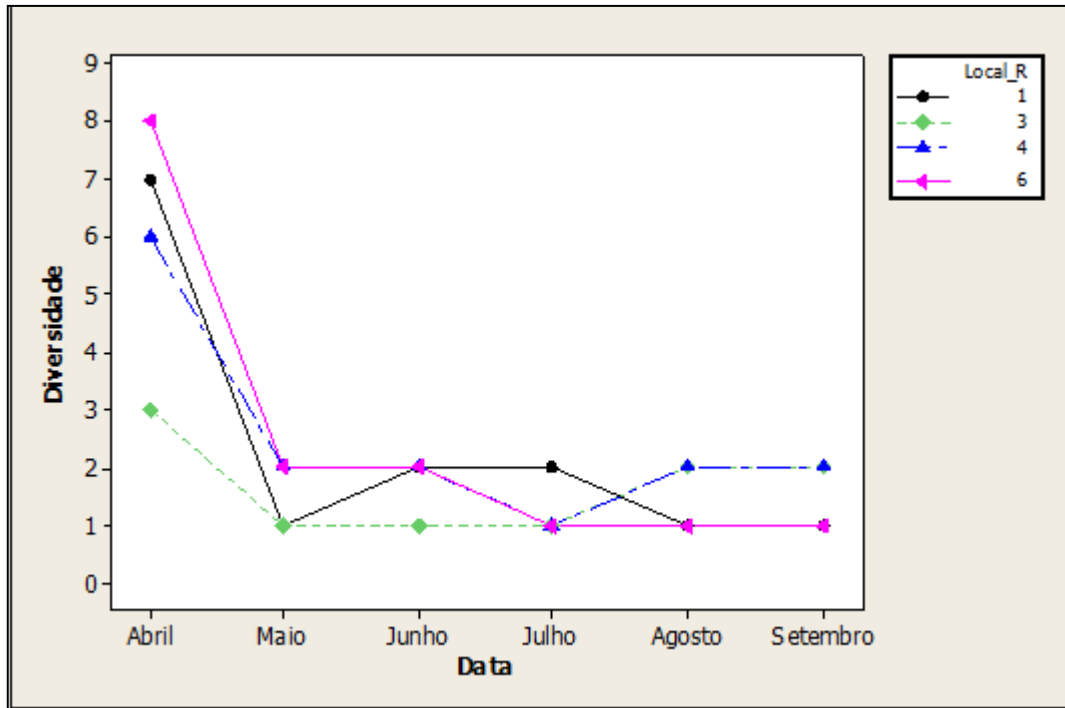


Gráfico 3: Gráfico da Diversidade nos pontos de amostragem ao longo dos 6 meses de estudo.

Relativamente à diversidade, como podemos verificar no gráfico 3, esta foi mais elevada no mês de Abril em todos os pontos de amostragem e decresceu consideravelmente nos restantes meses. De salientar que no mês de Abril no ponto 1 obtivemos 7 grupos taxonómicos, no ponto 4 obtivemos 6 grupos taxonómicos e no ponto 6 obtivemos 8 grupos taxonómicos.

No mês de Maio a diversidade diminuiu em todos os pontos, no Ponto 1 passámos de 7 grupos taxonómicos para 1, no Ponto 3 passámos de 3 grupos para 1, no Ponto 4 passámos de 6 grupos taxonómicos para 2 e no Ponto 6 passámos de 8 grupos taxonómicos para 2, podendo este facto estar relacionado com a diminuição da temperatura da água.

No mês de Junho a diversidade apenas aumentou no Ponto 1 subindo para 2, nos restantes pontos a diversidade manteve-se. Não houve um aumento acentuado na temperatura da água nos quatro pontos de recolha, podendo este facto estar relacionado com a diminuta alteração na diversidade.

No mês de Julho a diversidade foi de 2 no Ponto 1 e de 1 nos restantes pontos, podendo este facto estar relacionado com o aumento de temperatura. Os grupos taxonómicos recolhidos neste mês pertencem ao grupo dos resistentes à poluição, podendo este facto dever-se também à presença de poluentes nos locais de recolha.

No mês de Agosto, a diversidade no Ponto 1 diminuiu para 1, no Ponto 3 subiu para 2, no Ponto 4 aumentou para 2 e no Ponto 6 manteve com apenas um grupo taxonómico. Este mês foi semelhante ao anterior.

No mês de Setembro, a diversidade nos 4 pontos foi igual ao mês anterior. Podendo este facto dever-se ao aumento da temperatura nos meses estivais.

Ao analisarmos o gráfico da diversidade verificamos que ela é maior no mês de Abril em todos os pontos de amostragem, já a abundância é maior nos Pontos 1 e 6. Estes resultados estão associados aos picos de reprodução dos macroinvertebrados, uma vez que as explosões demográficas ocorrem duas vezes por ano, na Primavera e no Outono.

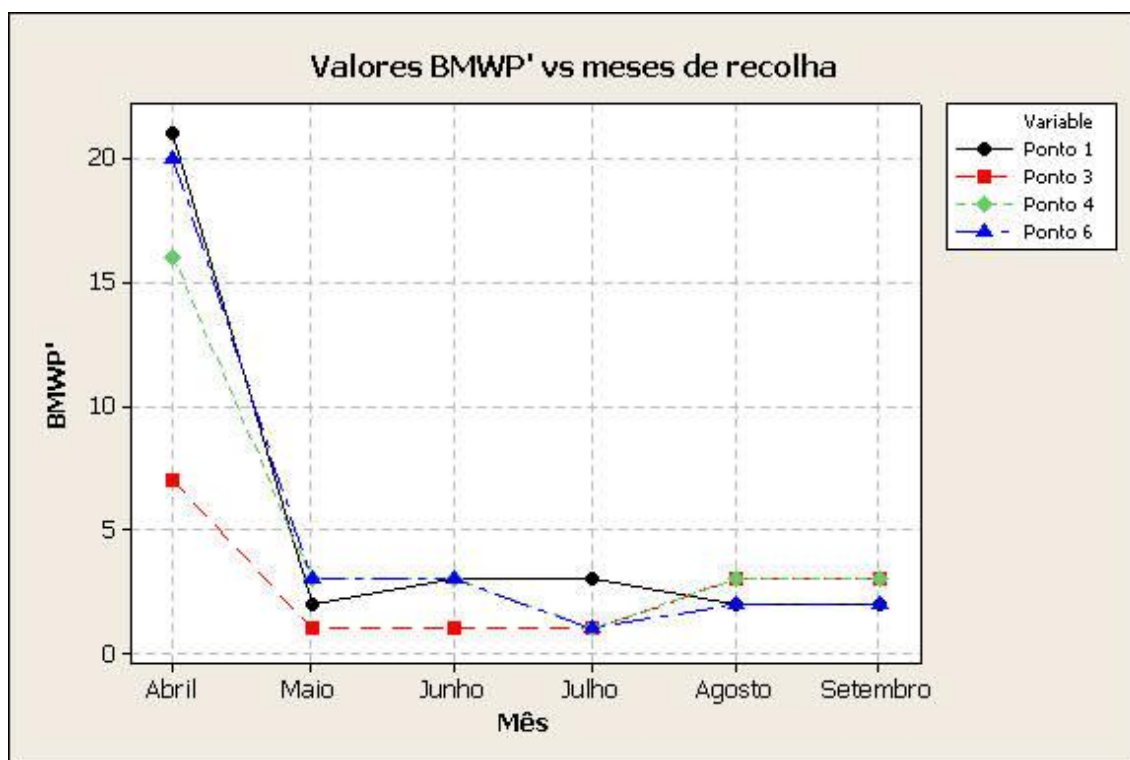


Gráfico 4: Valores dos Índices de BMWP' obtidos.

Foi calculado o Índice BMWP' para a análise da qualidade biológica da água nos 4 pontos descritos anteriormente.

Os valores maiores de Índice BMWP' por ponto de recolha foram registados em Abril, oscilando entre pontuações de 7 e 21. Nos restantes meses o índice diminuiu consideravelmente, obtendo uma pontuação que oscilou entre 1 e 3.

A partir da análise da tabela (seguinte) verificamos que relativamente aos Pontos 1, 4 e 6, em Abril a qualidade da água era de classe IV, ou seja, “Crítica”, passando para classe V, “Muito Crítica” nos restantes meses.

No Ponto 3 a classificação da qualidade da água ao longo deste estudo foi de “Muito Crítica” estando inserida na classe V.

**Tabela 2: Classes de qualidade, significado dos valores de BMWP’ e interpretação por cores (adaptado de ALBA-TERCEDOR, 1996)**

Classes	Qualidade da Água	Valor	Significado	Cor
I	Boa	> 150 101 - 120	Águas muito limpas. Águas não contaminadas ou não alteradas de modo sensível.	Azul
II	Aceitável	61-100	São evidentes alguns efeitos de contaminação.	Verde
III	Duvidosa	36-60	Águas contaminadas.	Amarelo
IV	Crítica	16-35	Águas muito contaminadas.	Laranja
V	Muito Crítica	< 15	Águas fortemente contaminadas.	Vermelho

## **4. Análises químicas e microbiológicas.**

### **4.1. Introdução.**

Sendo o local escolhido para projecto um paul, cujo caudal é influenciado por zonas urbanas e agrícolas, onde potencialmente existem descargas de efluentes industriais e domésticos para as águas, assim como o uso de pesticidas e de bombas para a rega dos campos, os parâmetros escolhidos para avaliar a qualidade da água, tiveram em conta todos estes factores e dividiram-se em dois grupos, os parâmetros químicos e os microbiológicos. A temperatura da água, o pH, a condutividade, os Sólidos Suspensos, os Sólidos Dissolvidos, o Oxigénio Dissolvido (OD), a Carência Bioquímica de Oxigénio (CBO), a Carência Química de Oxigénio (CQO), o teor de nitratos e o teor de fosfatos foram os parâmetros químicos analisados. Em termos de parâmetros microbiológicos foi efectuado um estudo preliminar e muito sumário, analisando-se somente o número total de bactérias e os coliformes totais.

A escolha destes parâmetros teve por base o facto de responderem a 80% das variações naturais e também por serem as recomendadas por vários livros científicos de estudo da qualidade das águas.

A temperatura é de fundamental importância para os sistemas aquáticos terrestres, já que os organismos possuem diferentes reacções às mudanças deste factor e esta influencia as reacções químicas e bioquímicas que ocorrem na água. Nos cursos de água a temperatura varia ao longo do dia e de acordo com as estações do ano, definindo ciclos diários e sazonais. Esta é influenciada pela temperatura ambiente, onde pequenas oscilações, mesmo quando a variação é gradual, vão modificar a temperatura do meio e interferir no desenvolvimento das comunidades aquáticas; o seu efeito seria diferente caso a temperatura fosse sempre constante (Peixoto, 2008).

A vida piscícola é muito sensível à variação da temperatura da água. Por exemplo, um aumento de temperatura produzido através de poluição térmica (lançamento de águas aquecidas para os cursos de água) vai acelerar o metabolismo dos seres que nela existem, alterando funções como a respiração, a nutrição, a reprodução e a deslocação. O aquecimento da água pode também provocar um efeito adverso directo na qualidade da água ao reduzir a capacidade de dissolução do oxigénio. Caso haja diminuição de temperatura dá-



se o efeito contrário (Schiavetti, 2011). Como é a propriedade mais significativa nos meios fluviais, a temperatura é frequentemente considerada um factor limitante para a vida aquífera (Odum, 2011).

A determinação do pH de uma substância aquosa corresponde à determinação do seu índice de acidez, neutralidade ou alcalinidade, estando assim relacionada com a quantidade de iões hidrogénio em solução aquosa, isto é quanto maior a quantidade de iões hidrogénio em solução menor o pH e vice-versa.

A condutividade está relacionada com a quantidade de iões dissolvidos na água, os quais conduzem a corrente eléctrica, isto é, quanto maior a quantidade de iões, maior será a condutividade da água (Schiavetti, 2011).

Tanto o pH como a condutividade afectam a vida piscícola, pois tanto valores demasiado elevados como demasiado baixos provocam doenças e alterações no meio, que podem levar à morte e à infertilidade dos seres presentes nessas águas.

O teor de Oxigénio Dissolvido numa água é a quantidade de oxigénio existente nessa água, que pode variar de acordo com a temperatura a que a água se encontra. Trata-se de uma variação inversa de modo que, quanto mais fria a água, maior será a quantidade de oxigénio existente. O oxigénio é o elemento principal no metabolismo dos microrganismos aeróbios que habitam as águas naturais ou os reactores biológicos para tratamento de esgotos. Nas águas naturais, o oxigénio é indispensável também para outros seres vivos, especialmente os peixes. Este parâmetro é também muito importante para nos ajudar a determinar a existência ou não, de várias formas de vida nestas águas, pois quanto menos oxigénio uma amostra de água possuir, menor será a probabilidade de encontrar vida nela.

CBO e CQO são dois parâmetros muito idênticos, pois ambos indicam numa amostra de água, a necessidade que existe de oxigénio para a realização de reacções de oxidação. Um destes parâmetros (CBO) reflecte a necessidade de oxigénio para oxidação biológica, enquanto o CQO traduz a necessidade de oxigénio a nível químico, apresentando, por isso, na generalidade dos corpos hídricos, um valor superior. Sendo um processo experimental que mede o oxigénio necessário aos microrganismos nos seus processos metabólicos, consumindo a matéria orgânica nas águas naturais e residuais, a Carência Bioquímica de Oxigénio é utilizada para determinar a necessidade de oxigénio na degradação bioquí-

mica de matéria orgânica nas águas residuais urbanas e calcular os efeitos das descargas destes efluentes na qualidade da água dos locais de recepção (rios e riachos). Os dados deste teste são importantes também para avaliar a eficácia de estações de tratamento de efluentes e nos processos de controlo da poluição (UNL, 2011; D.B.O., 1997). Por sua vez a Carência Química de Oxigénio pode ser definida como um “parâmetro de avaliação da qualidade das águas que mede a quantidade de carga química presente na água através da quantidade de oxigénio (ou oxidante) consumido numa atmosfera por acção de substâncias reductoras de origem química” (UNL, 2011). O seu valor numa amostra de água corresponde apenas a uma estimativa da matéria orgânica e/ou inorgânica oxidável existente nessa amostra.

Os teores de nitratos e de fosfatos são indicadores igualmente do estado da água e podem ter, eventualmente, a ver com o local onde a água é recolhida devido ao facto de existirem ou não campos agrícolas nas redondezas.

O fósforo está presente nas águas naturais principalmente sob a forma de fosfatos inorgânicos e orgânicos, dependendo da composição dos solos e da decomposição da matéria orgânica; a sua existência nas águas subterrâneas deve-se também a infiltrações provenientes de esgotos ou depósitos de águas residuais urbanas (UNL; 2011 ; UNEP, 2008).

O facto de o fósforo ser um elemento essencial ao crescimento de plantas aquáticas, entre outros nutrientes, o seu consumo pelas algas e a adsorção do ião fosfato pelos oxihidróxidos de ferro e manganês controlam a sua quantidade em solução, evitando que ultrapasse algumas dezenas de mg/L. Os problemas ambientais provocados com a presença de elevados teores deste ião estão relacionados com a elevada produção de algas e a consequente eutrofização da água (Pereira, *et al.*; 2006), ou seja criam condições propícias à redução de Oxigénio Dissolvido em cursos de água, em virtude do aumento de minerais e nutrientes orgânicos. Este fenómeno afecta a vida de peixes e de outros animais aquáticos, limitando o crescimento de plantas aquáticas e favorecendo de macrófitas e outras plantas aquáticas que não só perturbam a estabilidade dos sistemas, como também podem reduzir o valor recreativo e estético dos rios e lagos (Ministério do Ambiente; 2010).

Os nitratos são solúveis na água podendo ter várias origens, sendo principalmente o uso de fertilizantes agrícolas e a eliminação de resíduos que através da lixiviação passam

para os lençóis de água. Tal como outros iões, os iões  $\text{NO}_3^-$  podem trazer problemas para a saúde, tais como a Metamoglobinemia, conhecida como síndrome do bebé azul e o cancro do estômago (Must know How, 2011)

Outro parâmetro analisado foi o teor de sólidos numa água, que diz respeito a todos os materiais existentes na amostra, que estejam sob a forma dissolvida ou em suspensão. A existência de sólidos na água influencia negativamente as suas características físicas e químicas, uma vez que esta ganha cor, cheiro e turbidez, sendo, esta última, uma barreira à penetração da luz solar o que afectará a realização de fotossíntese por parte dos microrganismos fotossintéticos, levando assim a uma carência de oxigénio. A determinação do teor de sólidos numa água é, portanto, uma análise muito importante para a avaliação da sua qualidade. Também a partir desta determinação podemos obter um melhor controlo dos processos de tratamento a realizar à amostra, diminuindo de forma mais eficiente e eficaz a poluição que esta possa apresentar.

Já em termos de parâmetros microbiológicos, a presença de coliformes totais servem de indicadores para avaliar a qualidade microbiológica da água, isto de acordo com o decreto-lei n.º 236/98 de 1 de Agosto que define as normas, critérios e objectivos de qualidade da água com a finalidade de proteger o meio aquático e melhorar a qualidade das águas.

## **4.2. Metodologia.**

A recolha e o armazenamento de amostras são procedimentos importantes para obter resultados fidedignos no laboratório, pois caso exista contaminação ou um mau armazenamento os resultados ficam comprometidos.

Embora a conservação das amostras seja algo deveras importante na obtenção de resultados os mais reais possíveis, é impossível a preservação total destas, uma vez que “não é possível obter uma estabilidade completa para cada constituinte presente na amostra de água.” As técnicas de preservação irão no máximo retardar os processos químicos e biológicos que ocorrem inevitavelmente depois da recolha do volume de amostra a analisar (Greenberg *et al.* 1992).

Mesmo depois de recolhermos a amostra continuam a ocorrer processos naturais ou induzidos pelo recipiente de recolha, que levam a diversos erros na análise ou até mesmo à contaminação da amostra.

Desde a perda de alguns cations por adsorção nas paredes dos frascos até à alteração de parâmetros físico-químicos da amostra que levam a criação de precipitados, passando pela contínua actividade biológica presente na amostra que pode levar à alteração do conteúdo recolhido, existem vários obstáculos que tornam difícil a conservação das amostras, tornando-se assim muito importante uma boa preservação da amostra.

O método de conservação varia de acordo com a análise a realizar, pois temos de ter em conta se o procedimento de preservação utilizado irá ou não interferir na análise.

Um outro aspecto importante a ter em atenção é o tempo de conservação, pois este não pode ser definido à partida com total precisão, por depender das características da amostra, a análise a realizar e das condições de armazenamento (Greenberg *et al.*, 1992).

De uma forma geral, se for possível, a análise deve ser realizada com o intervalo mais pequeno possível entre a recolha da amostra e a determinação a efectuar, evitando deste modo a ocorrências de reacções que não iriam ocorrer no meio natural.

#### **4.2.1. Recolha.**

A temperatura, a condutividade, os sólidos e o pH foram medidos *in situ*, isto é, no local exacto da recolha com aparelhos apropriados, tais como o medidor multiparamétrico de pH, condutividade, temperatura e Sólidos Dissolvidos Totais (ambos marca HANNA, sendo o medidor de pH modelo HI 98103 e o medidor de condutividade, temperatura e sólidos, modelo HI 98129) e o medidor de oxigénio (igualmente marca HANNA instruments, modelo HI 9025) tendo sido previamente calibrados.



**Figura 63: Medição da condutividade e dos sólidos.**



**Figura 64: Medição do oxigénio dissolvido in situ.**

Para os parâmetros do Oxigénio Dissolvido, da Carência Bioquímica de Oxigénio, da Carência Química de Oxigénio, da presença de fosfatos, da condutividade e dos sólidos, foram recolhidos aproximadamente 1,5 L de água cada local, sem que existisse entrada de ar durante a recolha e evitando a formação de câmara-de-ar no recipiente, utilizando o método “Zero head-space” que consiste no enchimento total do recipiente, para que não existam espaços com ar (Figura 65).



**Figura 65: Recolha da amostra.**

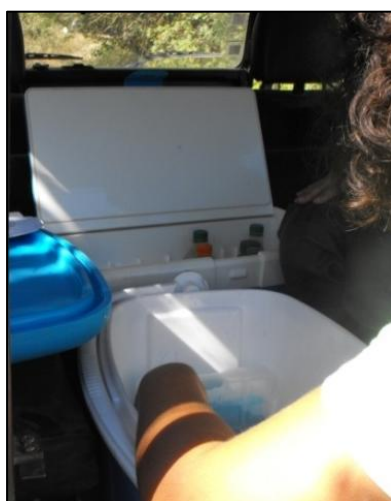
Na recolha das amostras para a determinação de fosfatos usou-se um frasco de Schott de 250 ml de vidro, sendo este seleccionado devido ao facto de o fósforo ter tendência a se anexar à superfície interna do recipiente, tendo por isso de ser lavado com ácido nítrico ( $\text{HNO}_3$ ) o que obriga à resistência do material utilizado para reutilização.

Na recolha de águas para o estudo de microrganismos o recipiente, previamente esterilizado, deve manter-se fechado até à altura em que ocorre a recolha, devendo sempre ter-se o cuidado de não contaminar as superfícies interiores da rolha ou tampa do frasco.

Ao contrário das restantes recolhas de amostras, nesta o frasco não deve estar completamente cheio para permitir uma boa homogeneização da mistura e o fornecimento contínuo de oxigénio aos microrganismos. Assim, a recolha de águas para a análise microbiológica deve seguir os seguintes passos:

- 1º. Segurar o frasco numa zona perto da sua base e mergulhá-lo na massa de água com a boca virada para baixo. Deve ser mergulhado até pelo menos 20 cm abaixo da superfície para que não ocorra a recolha de matéria orgânica em decomposição existente na superfície.
- 2º. Virar o frasco até que o gargalo aponte ligeiramente para a superfície e empurrar o frasco na horizontal. Caso exista corrente virar o gargalo contra a corrente.
- 3º. No fim de recolher a amostra fechar de imediato o frasco. (Abelho, 2010).

Os parâmetros microbiológicos são bastante importantes e são muito sensíveis de analisar, devido ao enorme risco de contaminação que pode existir no acto da recolha. Assim a recolha destas águas foi feita em frascos de vidro de Schott de 500 mL, previamente esterilizados para não possuírem algum tipo de contaminação, foi tido em conta a necessidade de oxigénio por parte dos microrganismos, logo o frasco não foi preenchido na totalidade. Após a colheita, o recipiente foi mantido numa mala térmica para que a actividade microbiológica fosse retardada. Já no laboratório, a amostra foi guardada a 4 °C num local escuro até análise (Figura 66).



**Figura 66 - Local de armazenamento das amostras em campo.**

#### 4.2.2. Análise.

Os parâmetros analisados seguiram os protocolos do “*Standard Methods for the examination of water and wastewater*”-18th ed, e os exigidos pelo Decreto-lei nº 236/98 do Diário da República, constantes do anexo 1-22, utilizado para enquadramento ou não dos resultados obtidos nas análises para verificação do estado das águas analisadas.

A partir dos procedimentos descritos no Anexo 2 foi-nos possível efectuar análises periódicas realizadas mensalmente nos laboratórios do Instituto Politécnico de Tomar para verificar o estado da água que se encontra na Reserva Natural do Paul do Boquilobo.

Relativamente aos parâmetros *in situ* o procedimento de leitura e de análise, para a obtenção de valores, foi o aconselhado pelo manual de instruções dos aparelhos utilizados, sendo alguns desses parâmetros repetidos posteriormente no laboratório.

Embora a determinação do pH, seja realizada *in situ*, esta segue sempre o mesmo princípio, pois a determinação do pH de uma amostra de água corresponde à determinação do seu índice de acidez, neutralidade ou alcalinidade.

A determinação do pH foi realizada *in situ* e reflecte a concentração do ião hidrogénio presente na amostra, sendo o seu valor obtido pela expressão:

$$pH = -\log[H^+] \quad (\text{Equação 1})$$

O medidor de pH possui um eléctrodo de vidro associado a um eléctrodo de referência, que de forma automática, nos irá fornecer electronicamente o valor do menos logaritmo da concentração do ião hidrogénio na amostra. O valor de pH vem expresso na escala de Sorensen e varia entre 0 e 14 sendo o ponto médio da escala o 7 que será a neutralidade da amostra, que ocorre quando possuímos a mesma concentração de  $H^+$  e  $OH^-$  (ex.: água destilada). Os valores menores que 7 indicam uma amostra ácida (ex.: sumo de limão), o que traduz um maior valor na concentração de  $H^+$  em relação à de  $OH^-$ , já uma amostra com um de pH superior a 7 será de uma amostra alcalina (ex.: sangue humano) o que demonstra que a amostra possui uma baixa concentração de  $H^+$  e uma concentração de  $OH^-$  elevada.

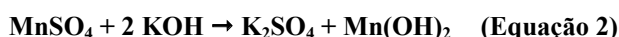
Podem existir erros de determinação do pH, (Explicatorium, 2011), como por exemplo:

- Variação da temperatura: o pH varia de acordo com a temperatura.
- Erros na calibração: podem existir erros durante a calibração do aparelho de medição do pH levando a erros na ordem de  $\pm 0,01$  unidades de pH.
- Erro no eléctrodo: Devido a um mau armazenamento do eléctrodo este pode levar a erros na medição do pH. O eléctrodo para estar a funcionar em condições não deve estar seco, pelo que no caso de isso acontecer, o eléctrodo deve ser hidratado durante várias horas antes da sua utilização.

O Oxigénio Dissolvido e o CBO, seguem ambos a mesma metodologia de análise, variando apenas no facto de no CBO existir uma diluição da amostra e o resultado ser a variação do oxigénio presente no primeiro dia da análise e o oxigénio presente na mesma amostra, após cinco dias de incubação, em frascos escuros, a 20 °C.

Existem dois métodos comuns, o método de Winkler (método iodométrico), e o método electroquímico baseado na velocidade relativa de difusão do oxigénio molecular através da membrana do eléctrodo de oxigénio, sendo que o recomendado pela legislação o método de Winkler.

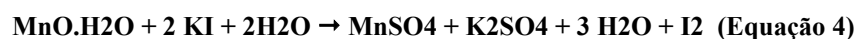
O método iodométrico baseia-se na adição de sulfato de manganês e base forte à amostra de água recolhida contendo Oxigénio Dissolvido. A mistura de sulfato de manganês e de hidróxido de sódio irá reagir formando um precipitado de hidróxido de manganês.



A reacção prossegue rapidamente para o equilíbrio, produzindo o hidróxido de coloração rosada que é oxidado pelo oxigénio dissolvido:



O composto manganoso de cor castanho (MnO.H<sub>2</sub>O) é deixado assentar no fundo do frasco. Logo que o precipitado esteja estável, é adicionada ácido sulfúrico concentrado e forma-se sulfato de manganês:



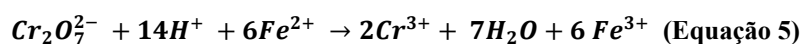


Em meio acidificado, o óxido de manganês resultante irá reagir com o iodeto de potássio libertando assim uma quantidade de iodo, que é quimicamente equivalente à quantidade de Oxigênio Dissolvido na amostra, e que será em seguida titulado com uma solução padronizada de tiosulfato de sódio ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ ). É importante adicionar azida de sódio para impedir a interferência de nitritos.

O CQO é determinado com o método do refluxo fechado, em que ocorre uma digestão com o dicromato de potássio. Este é baseado na ocorrência de uma oxidação dos compostos orgânicos presentes na amostra, por uma mistura, em ebulição, de ácido crômico e sulfúrico. Este é o oxidante mais utilizado devido à sua ampla capacidade de oxidação e por permitir uma maior facilidade de utilização numa vasta área de amostras (Lextec, 2011).

Caso a amostra apresente uma grande carga de poluição, esta será indicada pela reacção imediata com o ião dicromato levando a que a amostra antes da digestão apresente uma cor esverdeada em vez de cor-de-laranja. Caso isto aconteça deve proceder-se a uma diluição para que a carga poluente diminua, permitindo assim realizar o processo de digestão e a posterior titulação de dicromato remanescente.

A reacção que se pode visualizar aquando da titulação do excesso de dicromato de potássio, que não se reduziu, com sulfato ferroso amoniacal, será a que se encontra esquematizada na Eq. 5:



A partir destas equações é possível criar uma relação entre o consumo de dicromato de potássio com o oxigênio presente na amostra sobre a forma de substâncias oxidáveis.

Para a determinação de nitratos temos de proceder à remoção dos cloretos existentes na amostra, pois estes podem interferir com a determinação pretendida. Para este caso iremos utilizar uma solução de sulfato de prata que irá precipitar os cloretos presentes.

O sulfato de prata irá reagir com o ião cloreto da seguinte forma:



Assim, sabemos que para precipitar 71 mg do ião cloreto necessitamos de 312 mg de sulfato de prata. De modo a que todo o ião cloreto seja precipitado adicionam-se duas vezes esta quantidade de sulfato de prata a uma amostra para ensaio, ou seja 624 mg.

Os nitritos presentes na amostra também podem interferir no resultado experimental, mas estes são controlados ao longo do processo a partir do ácido amidossulfúrico ( $\text{NH}_2\text{SO}_3\text{H}$ ) utilizado na preparação da mistura ácida.

Assim, depois da remoção deste ião podemos iniciar a determinação dos nitratos presentes na amostra a partir de um espectrofotómetro onde as leituras são efectuadas a 324 nm em células de 1 cm (NP 4338-1).

A concentração de fosfatos pode ser determinada em laboratório através de colometria, usando o método de molibdato de amónio. Este método é realizado em meio ácido, onde os fosfatos reagem com o molibdato de amónio formando fosfomolibdato de amónio. Este, na presença de ácido ascórbico, um redutor, é convertido em azul de molibdénio, um complexo de coloração azul que é medido por espectrofotometria a um comprimento de onda de 608 nm. A sua quantificação é conseguida recorrendo à lei de Beer em que a absorvância está relacionada com a concentração da substância, ou seja quanto maiores os níveis de fosfatos presentes na amostra, mais intensa é a cor azul do complexo formado e maior é a absorção da luz por ela atravessada.

Para obter a concentração de fosfatos numa amostra usa-se o método da curva de calibração, que consiste na preparação de soluções padrão idênticas à da amostra e de concentração conhecida, na medição das respectivas absorvâncias e na construção de um gráfico com os valores obtidos. A recta que passa pelos pontos é posteriormente usada para, por interpolação, se conhecer o valor da concentração da amostra analisada usando a leitura da sua absorvância (Geocaching, 2011).

Os sólidos presentes numa amostra podem ser definidos como toda a matéria orgânica ou inorgânica que esteja presente numa amostra de água, seja ela dissolvida ou em suspensão. Podem ser distinguidos:

Sólidos Totais (ST) – são o teor total de sólidos na amostra, e é determinado a partir do resíduo obtido após a evaporação da amostra de água e posterior secagem. Em teoria o

teor de Sólidos Totais será igual à soma dos valores de Sólidos Suspensos Totais (SST) e dos Sólidos Dissolvidos Totais (SDT). Os Sólidos Totais podem ainda subdividir-se em Sólidos Totais Fixos (STF) ou em Sólidos Totais Voláteis (STV).

Sólidos Dissolvidos Totais (SDT) – são os sólidos que se encontram dissolvidos na água. Obtém-se o seu teor a partir da pesagem do resíduo obtido após a secagem até massa constante da fracção líquida resultante da filtração da amostra inicial. Tal como os Sólidos Totais também os Sólidos Dissolvidos Totais se dividem em Sólidos Dissolvidos Fixos (SDF) e em Sólidos Dissolvidos Voláteis (SDV).

Sólidos Suspensos Totais (SST) – são a porção de sólidos existentes numa amostra de água que se encontram em suspensão, sendo assim possível determinar o seu teor a partir de uma filtração ou centrifugação, resultando num resíduo seco após a secagem na estufa até massa constante. Tal como os anteriores também os Sólidos Suspensos Totais se dividem em Sólidos Suspensos Fixos (SSF) e em Sólidos Suspensos Voláteis (SSV).

Em todos os casos, os sólidos fixos são os resíduos inorgânicos que resistiram à calcinação, já os sólidos voláteis serão o teor de sólidos obtidos pelo cálculo da diferença entre os sólidos totais e os sólidos fixos e representam a matéria orgânica que não resistiu ao processo de combustão.

A condutividade de uma amostra de água permite determinar a sua capacidade de conduzir a corrente eléctrica, sabendo-se que quanto mais poluída estiver menor será essa capacidade. A condutividade é determinada a partir de aparelhos (condutivímetros), que possuindo um eléctrodo platina indicam o valor da condutividade da amostra em  $\mu\text{S}/\text{cm}$ . O aparelho é primeiramente calibrado com uma solução de cloreto de potássio (KCl).

Os coliformes são membros da família *Enterobacteriaceae* (bactérias entéricas ou enterobactérias) e estão presentes sobretudo no aparelho intestinal dos seres vivos. Faz parte do grupo de coliformes a *Escherichia coli*, *Enterobacter aerogenes* e *Klebsiella pneumoniae*, entre muitos outros. Assim, os coliformes são bastonetes, gram negativos, não esporulados e anaeróbios facultativos, crescendo a 37 °C.

Segundo o Decreto-lei n.º 236/98, são ponderados dois métodos para a determinação do número coliformes, sendo um deles através de filtração com membrana, em meio de

cultura apropriado, subcultura e identificação de colónias suspeitas, tendo sido este o método utilizado na análise das amostras providentes do paul (Leirianet, 2011). Nesta análise foram filtradas as amostras e colocadas a 37°C e 42,5 °C, sendo que a 42,5 °C seria para a averiguação da existência positiva de *E. coli*. O meio utilizado foi o Bacto m ENDO BROTH MF, composto por lactose, proteínas, vitaminas e reagente de Schiff.

O número total de bactérias, foi determinado de modo semelhante ao do número de coliformes, utilizando-se a técnica da membrana filtrante. Após a filtração a membrana foi colocada sobre o meio, Plate Counte Agar, que incubou a 25°C e a 37°C durante 48 horas, findas as quais foi contado o número de colónias.

### 4.3. Resultados e Discussão.

#### 4.3.1. Comparação visual dos locais de recolha.

A tabela 3 indica os locais onde foram recolhidas as amostras para determinação dos parâmetros físico-químicos e microbiológicos, para facilitar a discussão dos resultados.

**Tabela 3: Designação do local.**

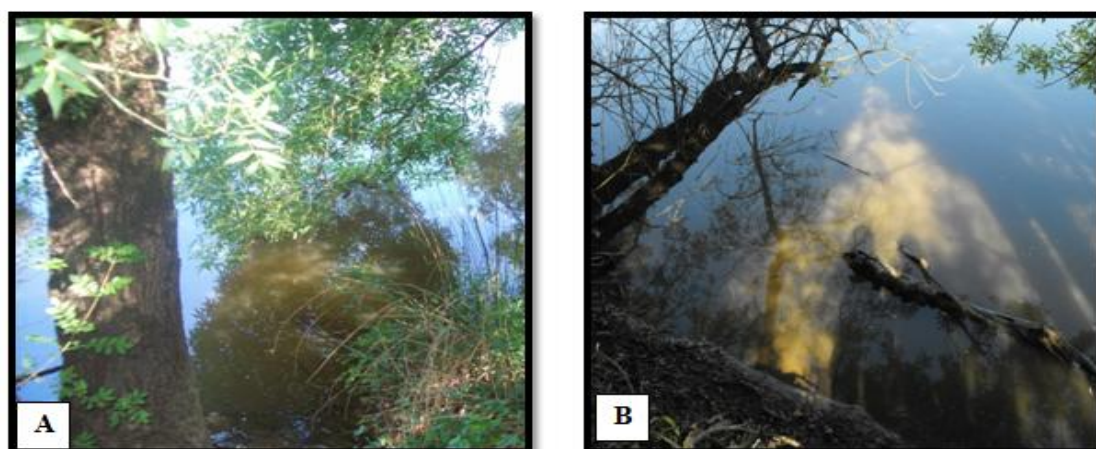
<b>Designação</b>	<b>Local</b>
Entrada da Reserva	1
Braço do Cortiço	2
Vala da Sangria	3
Ponte da Broa	4
Vala das Cordas	5
Ponte do Himalaia	6

Para uma melhor visualização da evolução dos locais de recolha, apresenta-se em seguida imagens da 2ª recolha realizada em Maio e da 6ª recolha, feita em Setembro.



**Figura 67: Ponto 1 – Início da Reserva integral (A- Maio, B- Setembro).**

A partir destas imagens (figura 67) é possível visualizar o estado de conservação do ecossistema aquático e ripícola à Entrada da Reserva. Durante as primeiras recolhas, as águas apresentavam uma cor límpida e aparentemente “saudável” e na última recolha foi possível visualizar uma considerável degradação da água no local. A água apresentava uma cor negra e muita espuma castanha, indicadora de descargas poluentes.



**Figura 68: Ponto 2 – Braço do Cortiço (A- Maio, B- Setembro).**

No Braço do Cortiço (figura 68) as águas apresentaram sempre as mesmas características ao longo do período de recolha, elevada turbidez e ausência de cheiros desagradáveis.



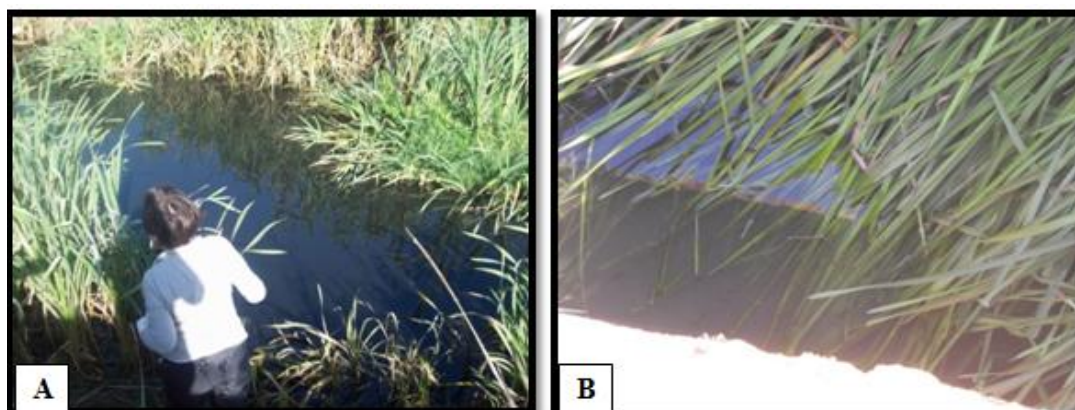
**Figura 69: Ponto 3 – Ponte da Broa (A- Maio, B- Setembro).**

Na Ponte da Broa verificamos a diminuição da vegetação herbácea junto à zona de recolha, e uma presença arbórea nas margens. Também foi possível verificar, como é visível na figura 69, que a água mudou de uma cor castanha para verde e que o nível da água também diminuiu.



**Figura 70: Ponto 4 - Vala da Sangria (A- Maio, B- Setembro).**

Na Vala da Sangria (figura 70) é possível visualizar, tal como no local de recolha anterior (figura 69), uma alteração na cor da água, passando de castanha para verde, sendo que no local também foi possível verificar uma diminuição do caudal.



**Figura 71 : Ponto 5 - Vala das Cordas (A- Maio, B- Setembro).**

Na Vala das Cordas, figura 71, podemos ver que ao longo dos seis meses de estudo, esta sempre se manteve com uma água cinzenta, muito escura e com um odor muito desagradável. A vegetação, sobretudo caniço, teve um aumento gradual ao longo do tempo, o que provocou em Setembro a cobertura total da vala, tornando difícil a visualização da água.



**Figura 72 : Ponto 6 – Ponte do Himalaia (A- Maio, B- Setembro).**

Na figura 72 é visível o Ponto de recolha 6, Ponte do Himalaia que é a continuação do Ponto 1, à Entrada da Reserva Integral. Através da comparação das imagens observa-se

que a vegetação no local aumentou e que o caudal diminuiu e a cor da água, que anteriormente era límpida, passou a apresentar uma cor cinzenta escura, indicadora de elevada poluição.

#### 4.3.2. Análises Químicas e Microbiológicas.

Em seguida apresentam-se se os gráficos de todos os parâmetros analisados em função das recolhas efectuadas nos diferentes locais ao longo do período de estudo (6 meses, de Abril a Setembro). Os gráficos de cada parâmetro podem ser consultados no Anexo 3.

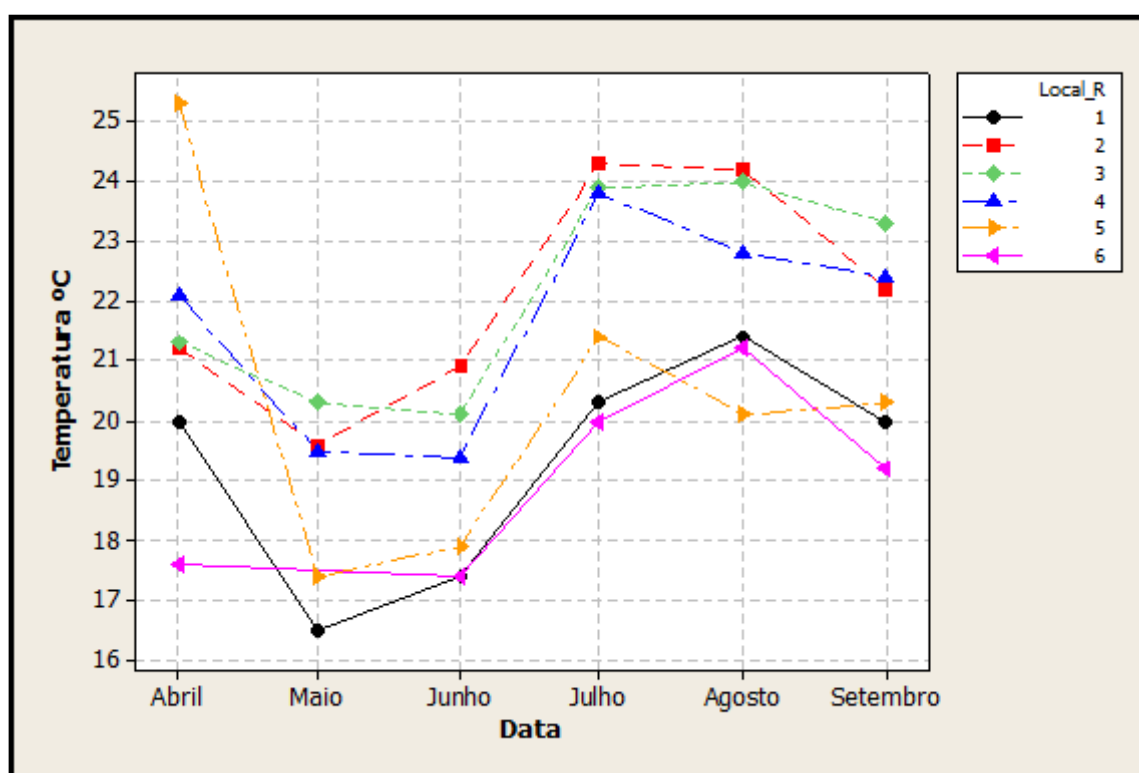


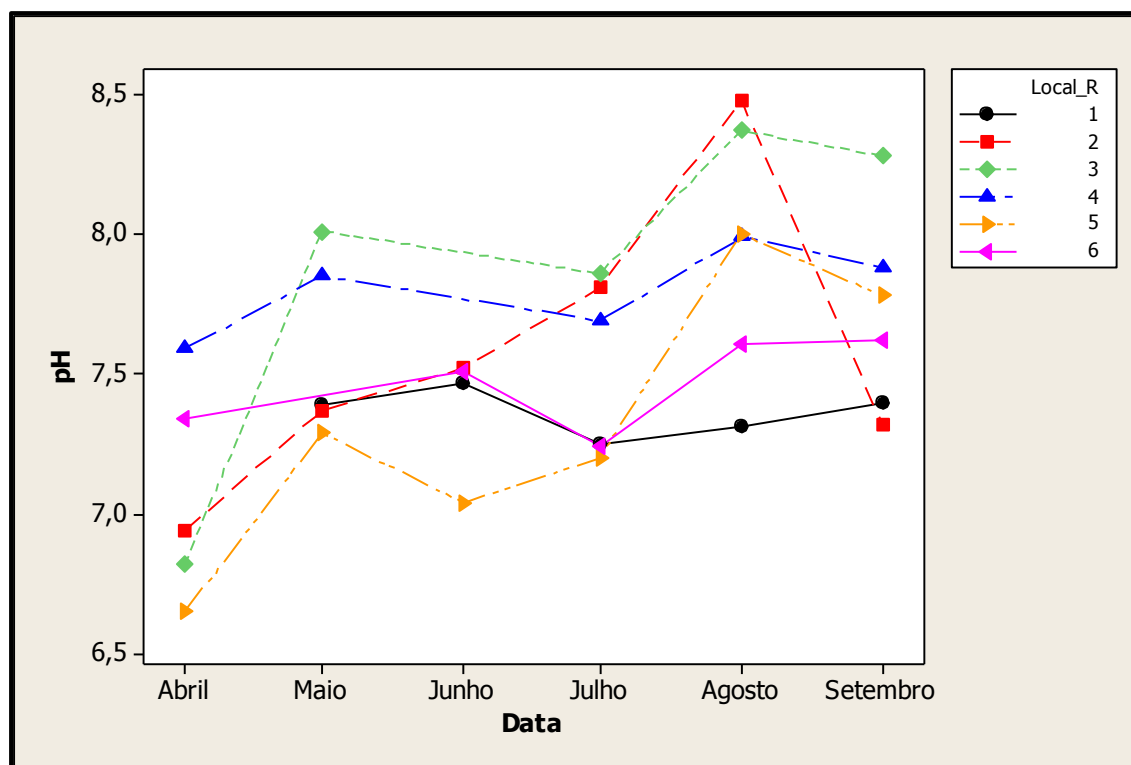
Gráfico 5: Variação da temperatura ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

No gráfico 5 pode ver-se que a temperatura da água recolhida, em geral, oscilou de acordo com a temperatura ambiente, verificando-se assim alterações idênticas em todos os pontos analisados. Tendo sido Abril, excepcionalmente, um mês quente observou-se uma descida acentuada de temperatura das águas no mês de Maio.

Na Entrada da Reserva observa-se que o rio Almonda apresenta grande largura e elevado caudal, criando uma maior corrente o que leva à determinação de uma temperatura



mais baixa. No Ponto 2 temos uma água parada, ou seja, um ambiente lântico. Assim, a temperatura é superior à dos ambientes lóticos que têm sempre corrente. No Ponto 3 existiu uma variação da temperatura, o que pode ser devido ao facto deste ponto ser o encontro entre dois cursos de água, havendo uma mistura de águas ocasionando variações significativas de temperatura. Na Ponte da Broa voltou a observar-se um caudal significativo. Trata-se de um local descoberto, sem muitas árvores, logo menos ensombrado do que o Ponto 1 e que por isso apresenta temperaturas superiores. Na Vala das Cordas (Ponto 5), no mês de Abril registou-se uma temperatura muito elevada. Tal registo deve-se a vários factores. Em primeiro lugar à localização deste ponto, já que é o mais aberto de todos, não apresentando vegetação superior e por isso está mais sujeito a qualquer variação da temperatura atmosférica. Em segundo lugar, esta vala possui um caudal muito baixo, quase parecendo um ambiente totalmente parado, com altura de água reduzida a 30 cm. No mês de Maio registou-se aqui a maior descida da temperatura, o que se deveu ao facto da primeira medição ter sido realizada numa hora de grande calor e directamente na vala, ao passo que as restantes já se realizaram numa ponte próxima através de recolha de água em balde devido ao escasso caudal e exagerado crescimento de macrófitas que impediam o acesso. Verificou-se que no Ponto 6 (Ponte do Himalaia) a temperatura é semelhante à do Ponto 1, o que se deve ao facto de se tratar do seguimento do rio Almonda. É uma zona com caudal considerável e que por isso apresenta também temperaturas baixas, sobretudo nos meses de Primavera.



**Gráfico 6: Variação do pH ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.**

No gráfico 6 mostra-se a variação do pH da água que está relacionado com a actividade que ocorre nos solos próximos e com a carga poluente (orgânica e inorgânica) em solução.

Em alguns pontos, nomeadamente, Braço do Cortiço, Vala das Cordas e Ponte da Broa verifica-se a existência de oscilações do valor de pH, podendo estas estar relacionadas com a agricultura intensiva nas imediações dos locais. Devido à precipitação e posterior lixiviação dos compostos lançados no solo por esta actividade, haverá possibilidade de alterações no pH do meio aquático envolvente.

Na Vala das Cordas e na Entrada da Reserva existem descargas pontuais de efluentes dos esgotos domésticos e das ETAR's de Riachos e de Torres Novas, respectivamente, o que causa uma variação imprevisível dos valores lidos. Indirectamente a Ponte do Himalaia recebe as mesmas influências externas que o Ponto 1 apresentando, por isso, um comportamento semelhante ao longo dos meses.

Olhando para os valores absolutos do pH pode dizer-se que as águas da RNPB têm um carácter ligeiramente alcalino, sendo de referenciar como indicadores de poluição os valores encontrados abaixo pH 7, com particular ênfase para a Vala da Sangria e Vala das Cordas.

Os valores de pH encontrados são admissíveis para águas piscícolas, águas de rega e até para descargas de águas residuais, de acordo com os anexos X, XVI e XVIII do Decreto-Lei n.º 236/98 que indicam como valores máximos admitidos de um intervalo entre 6 e 9.

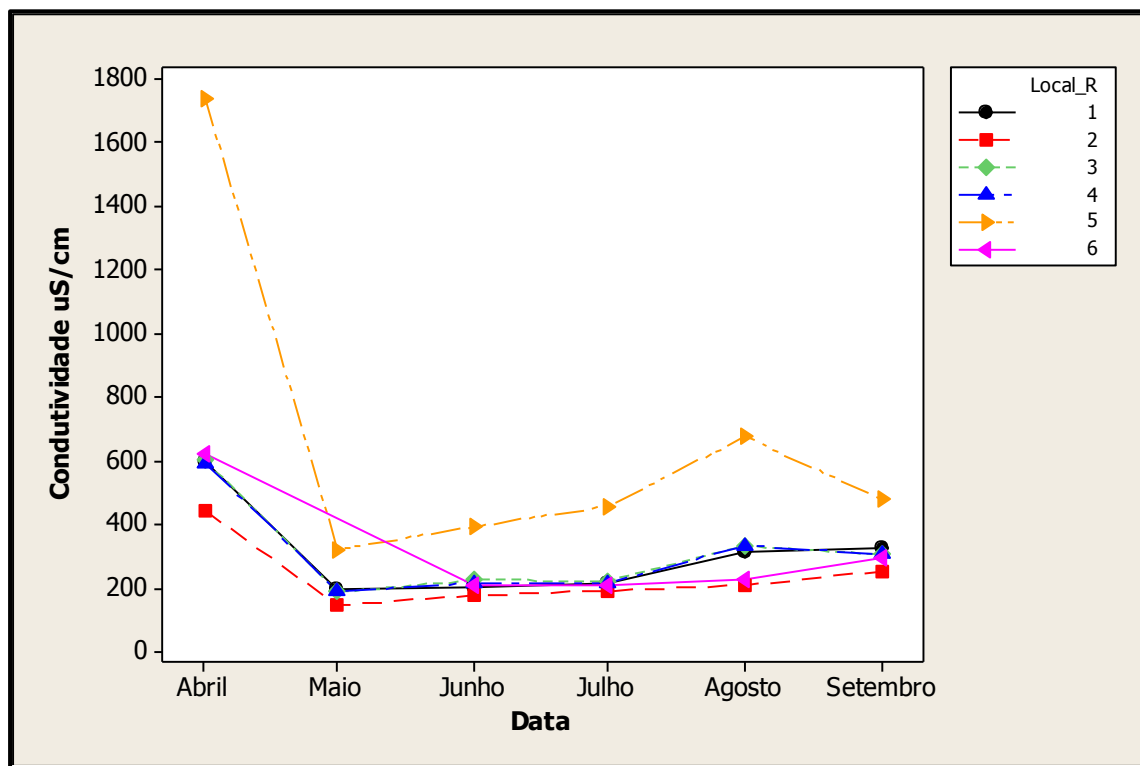


Gráfico 7: Variação da condutividade ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

No gráfico 7 é apresentada a condutividade que é um parâmetro que depende da presença e concentração de iões, sobretudo inorgânicos, e também da sua mobilidade e valência. Por vezes pode ser um parâmetro que ajuda a estimar os sólidos dissolvidos totais das amostras aquosas, apresentando normalmente uma relação de proporcionalidade directa, podendo calcular-se o SDT multiplicando a condutividade por um factor específico, que é variável com o tipo de compostos solúveis na água e a temperatura de medição (Green-

berg *et al*, 1992). No nosso caso, comparando estes valores nos gráficos 7 e 8 parece haver também alguma proporcionalidade entre ambos os parâmetros.

No Ponto 5 verifica-se constantemente valores elevados de Sólidos Dissolvidos na água, pelo que a condutividade também reflecte valores altos. Neste ponto (Vala das Cordas) o valor de Sólidos Dissolvidos é mais elevado do que nos outros locais analisados pelo facto de se tratar de um curso de água de baixo caudal, mas sujeito às descargas dos esgotos urbanos e industriais de Riachos. O aumento da temperatura provoca uma diminuição do caudal e por consequência um aumento de sólidos na água.

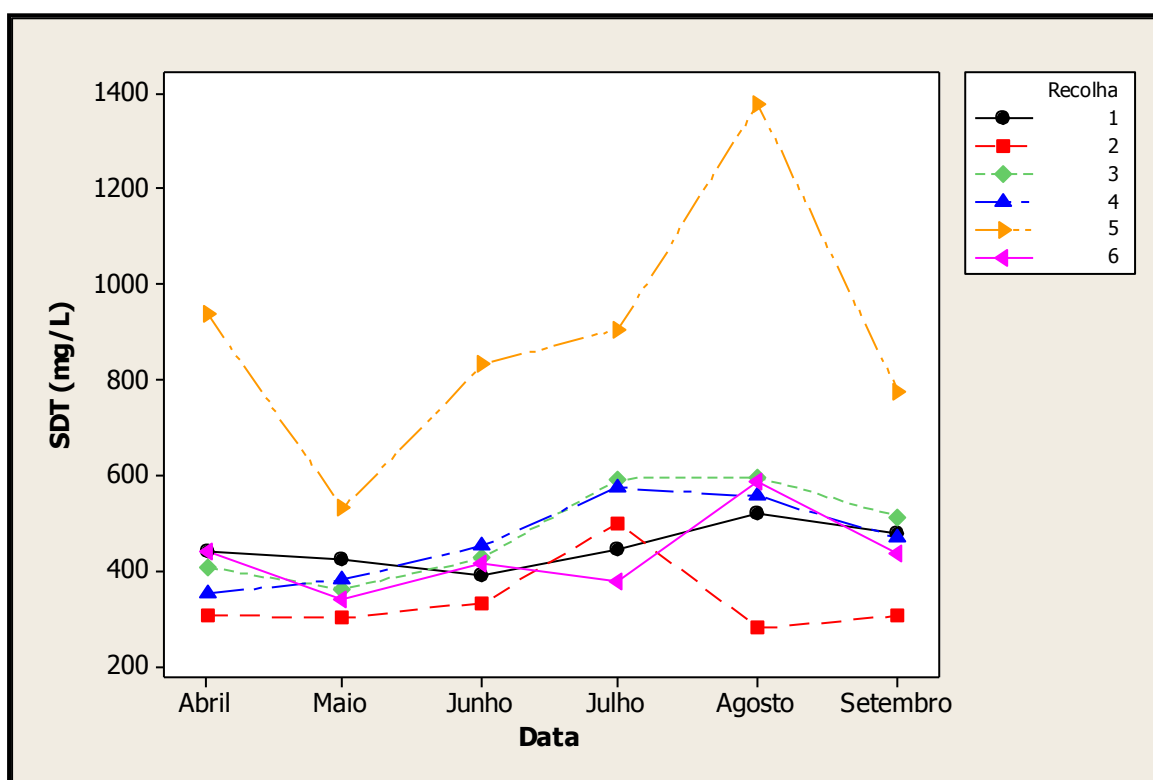


Gráfico 8: Variação dos Sólidos Dissolvidos totais ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

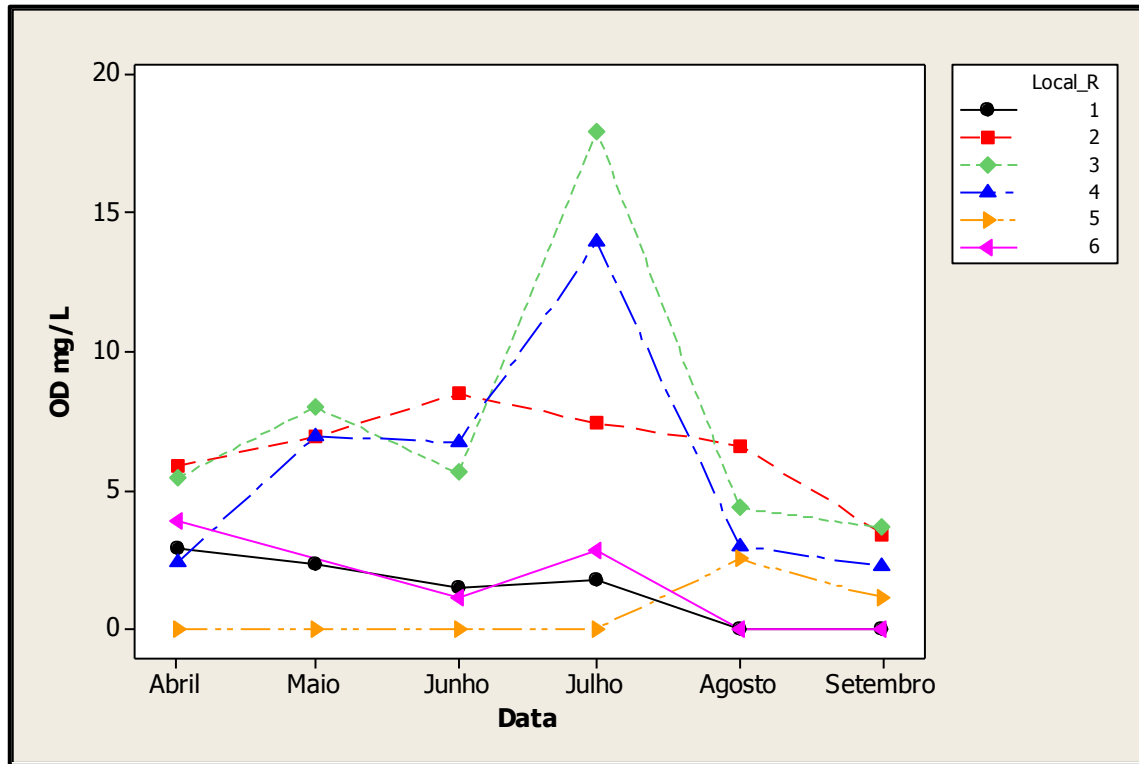
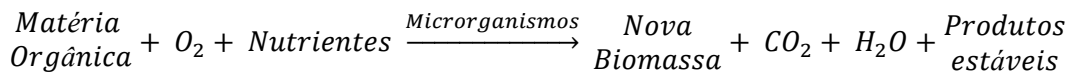


Gráfico 9: Variação do Oxigénio Dissolvido ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

As medições do Oxigénio Dissolvido são importantes para avaliar se as águas naturais que recebem matéria poluente possuem as condições aeróbias necessárias à sua purificação (Sawyer *et al.*, 1994). Na maioria dos locais analisados, com excepção da Vala das Cordas observa-se um teor de oxigénio dissolvido entre 1,11 e 17,97 mg/L.

No gráfico 9, Ponto 5 (Vala das Cordas) registam-se valores mínimos de OD. Foi possível verificar no local a descarga, com alguma regularidade, dos efluentes da ETAR próxima, tal como já referido anteriormente. Quando um curso de água recebe resíduos orgânicos, presentes em grande porção nos efluentes de ETAR's, é possível verificar a seguinte reacção:



(Equação 7)

Nesta reacção consome-se oxigénio, presente na água. Caso o meio não possua oxigénio suficiente para completar esta procura, o oxigénio na água pode desaparecer (Kiely, 1999).

Verifica-se que no Ponto 3, que recebe a água proveniente da Vala das Cordas, mas que possui um caudal muito superior, o teor de OD é superior ao do Ponto 5, sugerindo que durante o percurso as águas sofreram alguma turbulência e incorporação do oxigénio.

Já ao longo do rio Almonda, nos Pontos 1 (início da Reserva) e Ponto 6 (Ponte do Himalaia), também foi possível visualizar algumas descargas, tendo estas ocorrido com maior frequência nos meses de Agosto e Setembro, o que talvez tenha levado aos valores baixos de OD.

Podemos verificar alguma relação entre os valores de Oxigénio Dissolvido e Sólidos Suspensos Totais, uma vez que, quanto maior a quantidade de Sólidos Suspensos, maior a turvação da água, o que leva, com o tempo, a um aumento dos níveis de nutrientes na água (Kiely, 1999), o que irá provocar a reacção de consumo de oxigénio (Equação 8).

De acordo com o Decreto-Lei n.º 238/98, o OD deveria, no caso das águas doces para fins piscícolas apresentar 100% dos valores (por ser uma recolha mensal – Artigo 35º) iguais ou superiores a 5 mg/L O<sub>2</sub> o que não acontece.

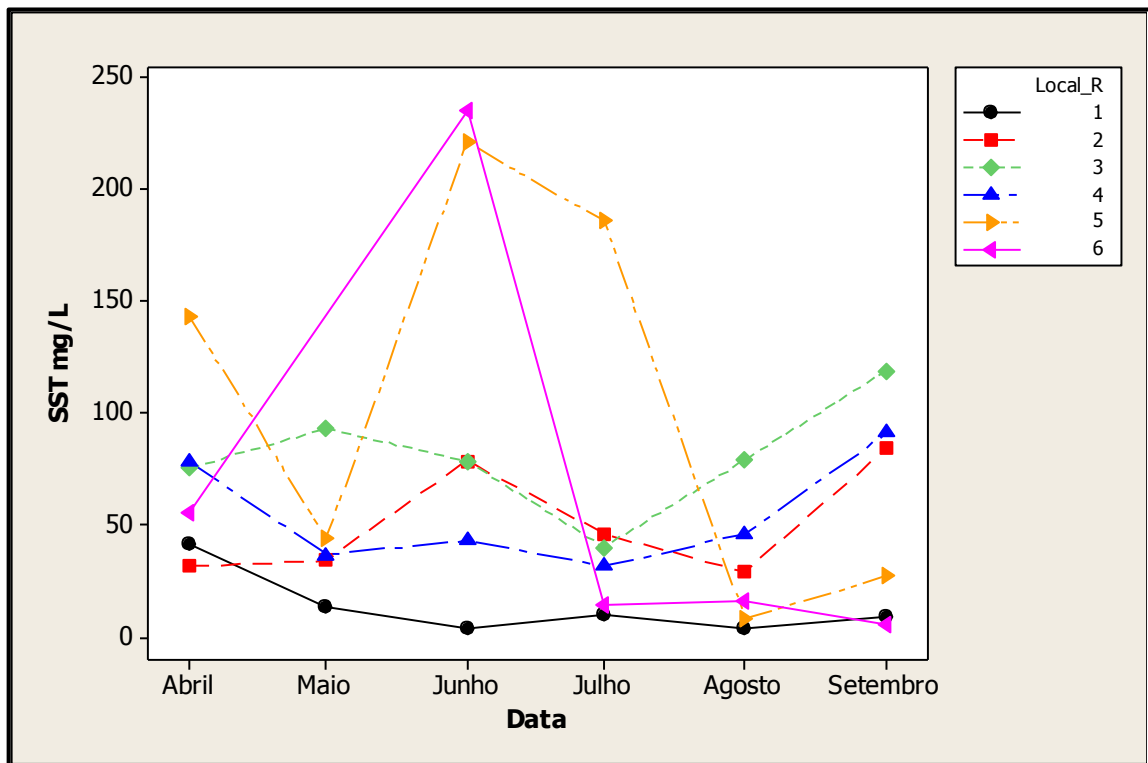


Gráfico 10: Variação dos Sólidos Suspensos Totais ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

No que diz respeito aos SST observa-se no gráfico 10 que os seus teores são inferiores nas zonas de maior caudal (Pontos 1 e 6) exceptuando-se o mês de Junho que apresenta um valor inexplicável (possível erro analítico). A Vala das Cordas apresenta o valor mais elevado correspondendo ao seu aspecto visual de enorme turvação e poluição. A Vala da Sangria, local de confluência de dois cursos de água, sendo um deles a Vala das Cordas, apresenta também elevados teores de sólidos em suspensão. Comparando os teores obtidos com a legislação pode ver-se que os valores estão muito acima de 25mg/L, o que faz concluir que estas águas não servem para fins piscícolas. Somente o Ponto 1 apresenta valores de SST compatíveis com este DL. Verifica-se que os valores também excedem os admitidos para uma água de rega (60mg/L), excepto no Ponto 1 e ainda assim também superiores aos limites de emissão na descarga de águas residuais.

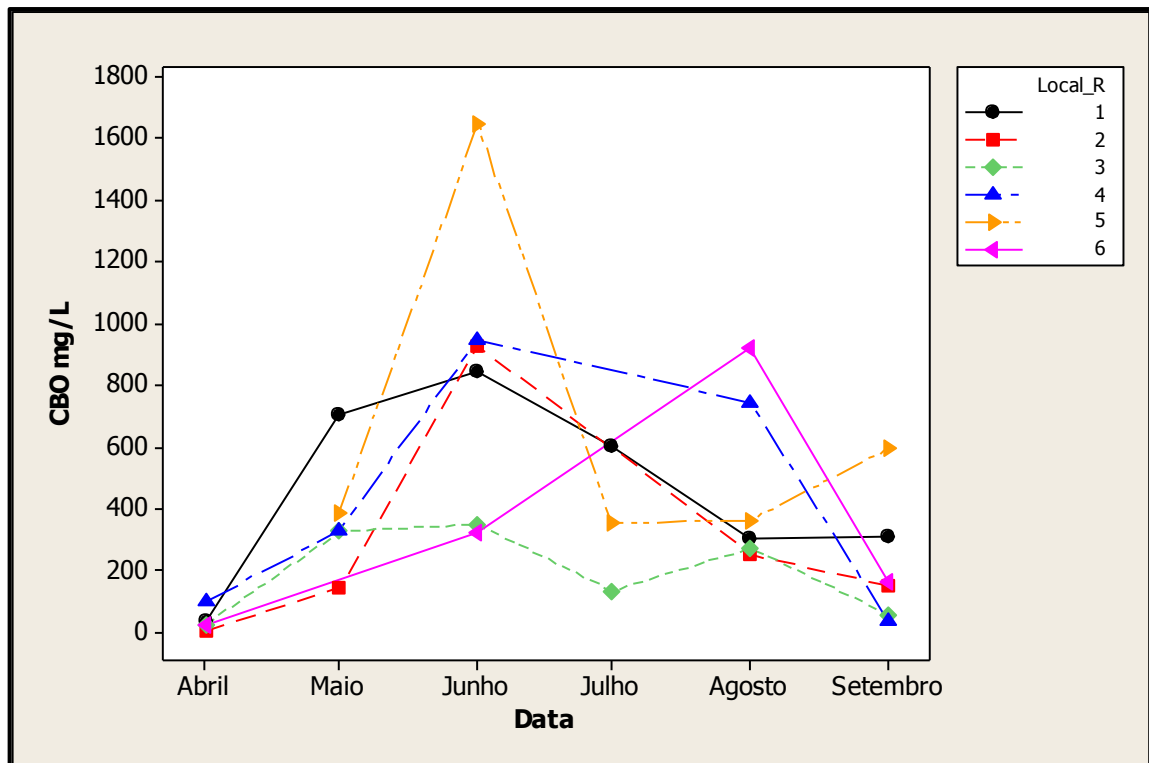


Gráfico 11: Variação do CBO ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

O CBO<sub>5</sub> está directamente relacionado com a carga orgânica presente no local, incluindo matéria orgânica biodegradável e/ou em decomposição, microrganismos e seres aquáticos. Destaca-se o Ponto 5 com uma carga poluente superior aos outros locais anali-

sados, o que é natural em virtude das descargas que se registam amiúde naquele curso de água.

Na Entrada da Reserva, correspondendo ao rio Almonda, registam-se também valores elevados de poluição orgânica, o que atribuímos às descargas da ETAR de Torres Novas; o valor de CBO<sub>5</sub> neste ponto atingiu o valor máximo no mês de Junho.

Na Ponte do Himalaia, reflectindo a continuação do rio Almonda dentro da Reserva, verifica-se que este local apresenta uma carga poluente menor do que o Ponto 1, parece que este facto só pode dever-se a uma capacidade de depuração efectiva entre estes dois locais, cujo percurso não recebe outro impacte negativo externo. Contudo no mês de Agosto, no Ponto 1 o CBO<sub>5</sub> diminuiu e no Ponto 6 aumentou, isto pode dever-se ao facto de no Ponto 6 a vegetação aquática aumentar e o caudal a diminuir, o que leva a uma maior necessidade de oxigénio.

No Braço do Cortiço também se verifica uma carga poluente elevada, mais notória nos meses de verão, podendo este facto estar também associado à redução de volume de água.

A Vala da Sangria destaca-se por apresentar os valores mais baixos de todos os locais analisados, embora esta esteja ligada ao ponto 5 (Vala das Corda) supondo-se que existe algum tipo de depuração, o que leva a uma melhor qualidade da água a jusante do que a montante.

À saída da Reserva (Ponto 4) regista-se de novo uma carga poluente considerável, de difícil explicação, mas que certamente implica a interferência de origem desconhecida entre estes dois pontos.



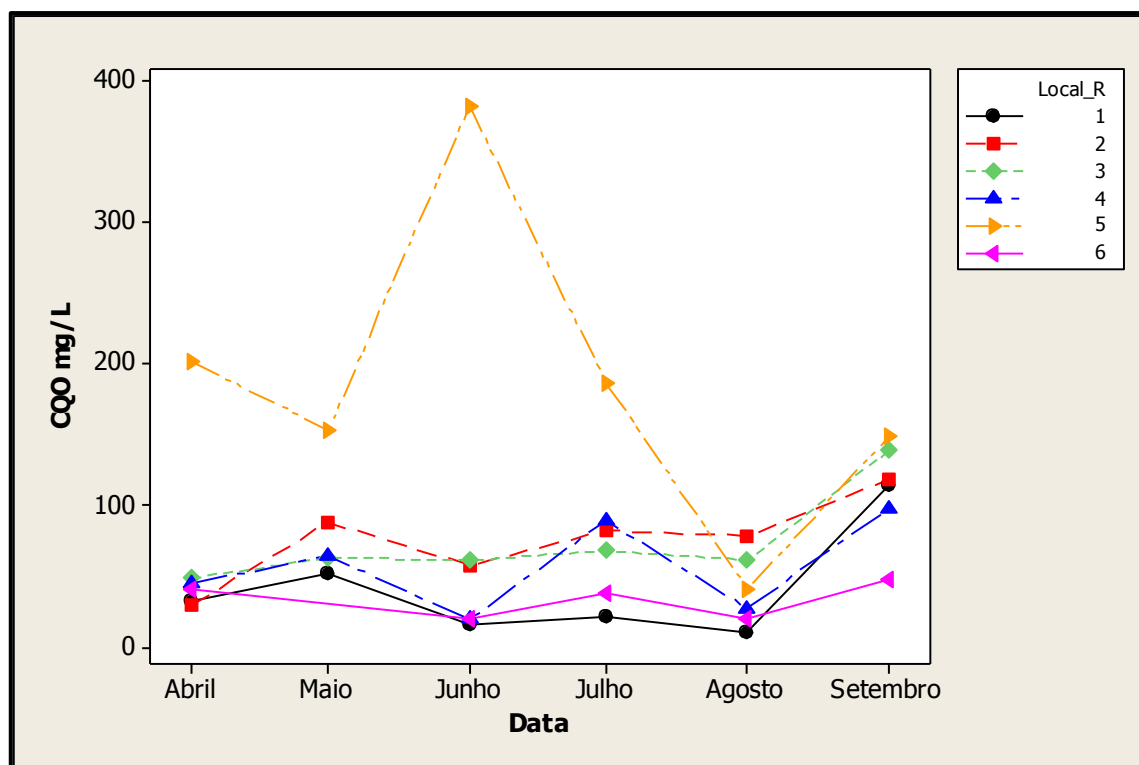


Gráfico 12: Variação da CQO ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

O teste da Carência Química de Oxigénio é utilizado para medir a quantidade de oxigénio necessário para a realização da oxidação total da matéria orgânica. A matéria orgânica é convertida em dióxido de carbono e água, independentemente das substâncias orgânicas presentes. Como resultado final, os valores de CQO serão proporcionais à quantidade de matéria orgânica, ou seja, quanto maior a quantidade de matéria orgânica maior será o valor de CQO da amostra (Sawyer, 1994).

Assim, de acordo com as descargas recebidas pela Vala das Cordas, é normal que este Ponto 5 possua um valor de CQO superior aos restantes pontos, possível de visualizar no gráfico 12, devido ao elevado teor de matéria orgânica, tal como já se referiu de modo semelhante no caso do  $CBO_5$ .

O aumento de matéria orgânica, também se verifica nos restantes pontos nos meses quentes, sobretudo em Setembro. Se compararmos os valores de  $CBO_5$  e CQO, verifica-se que os primeiros são sempre superiores aos segundos, facto que não é muito vulgar, a não ser que os efluentes possuam um teor muito elevado de matéria orgânica biodegradável, o que acontece em todos os pontos do Paul analisados. Esta situação tem-se vindo a manter

nas águas da Reserva, como se pôde apreciar por comparação com análises anteriores existentes nos arquivos do Paul.

O valor de CBO<sub>5</sub> é muitas vezes superior ao limite estabelecido para águas piscícolas (Valor Máximo Recomendado de 6 mg/L O<sub>2</sub>) e aos Valores Limite de Emissão para descarga de águas residuais (40 mg/L O<sub>2</sub>). Relativamente ao CQO, pode dizer-se que na generalidade das águas do Paul este parâmetro é compatível com o Valor Limite de Emissão para descarga de águas residuais (150 mg/L O<sub>2</sub>). Este valor ainda é excedido no caso da Valas das Cordas.

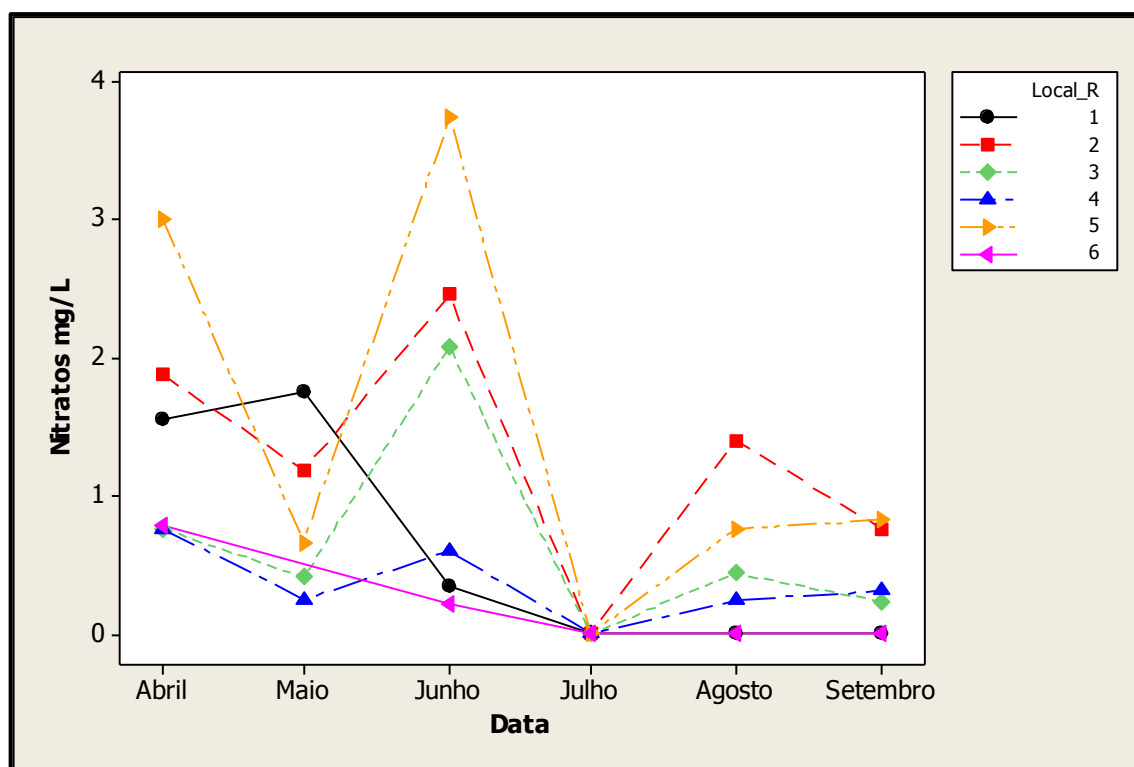


Gráfico 13: Variação do teor de nitratos ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

Tal como referido ao longo deste trabalho, o Paul do Boquilobo possui bastantes áreas de agricultura em redor dos pontos de amostragem.

Os resíduos e/ou os fertilizantes agrícolas podem ser uma fonte de contaminação dos solos e por consequência das águas. Os nutrientes resultantes da fertilização e dos resíduos utilizados nas plantações podem ser transferidos para as águas subterrâneas e para as bacias de águas superficiais. Os nutrientes resultantes desta contaminação pela agricultura

são essencialmente o azoto e o fósforo. Neste trabalho estes elementos foram estudados sob a forma de fosfatos e nitratos.

Os microrganismos existentes nos solos têm tendência a reter o azoto no solo, imobilizando-o, minimizando o seu potencial para a lixiviação, pelo menos a curto prazo. Devido à acumulação dos nitratos no solo, aquando das primeiras chuvas, ocorre uma lixiviação, o que provoca um valor mais elevado que o esperado nas águas superficiais próximas e nos lençóis freáticos (Kiely, 1999). Talvez possa ter ocorrido uma situação destas na Reserva Natural, em que os valores de nitratos aumentam nos meses de Junho e de Agosto. Os valores de nitratos encontrados são de modo geral muito baixos, bastante menores do que o valor máximo recomendado para a água de rega ou para a descarga de águas residuais (50 mg/L).

Como o composto normalmente utilizado nos fertilizantes é a amónia, sugerindo assim a substituição deste parâmetro pelo teor de azoto amoniacal.

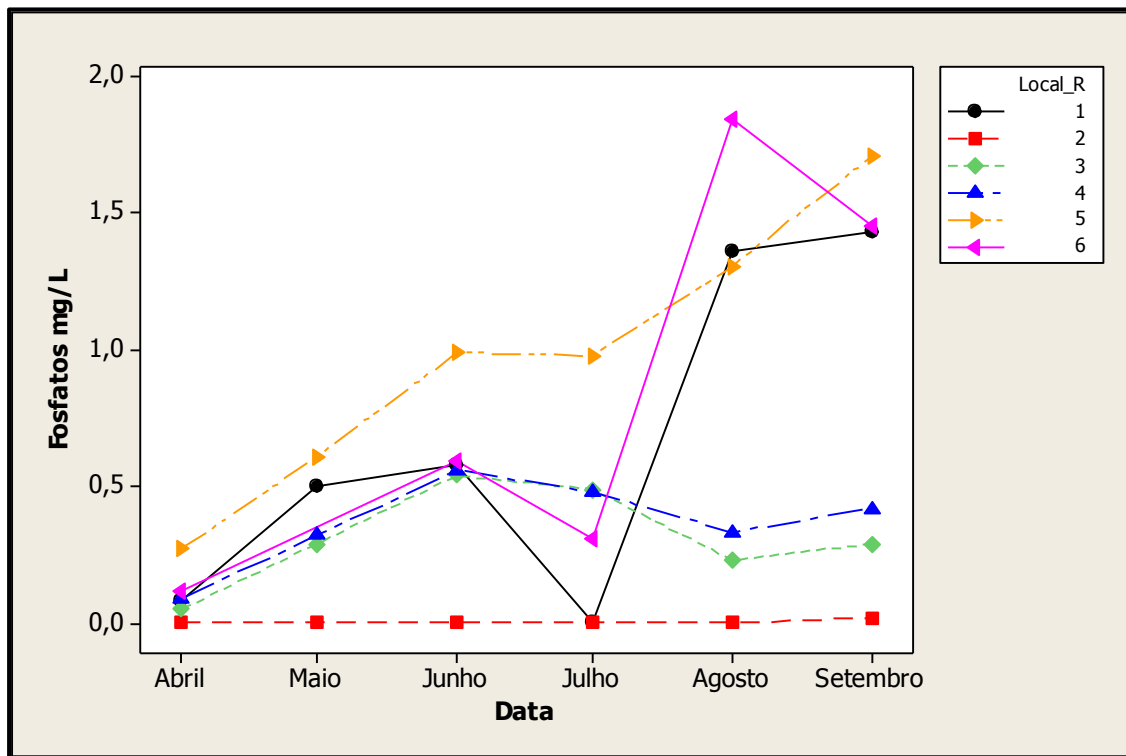


Gráfico 14: Variação do teor de fosfatos ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

Também os valores encontrados para os fosfatos são bastante baixos, embora haja alguns incrementos dos seus teores nos meses quentes, possivelmente derivado do menor factor de diluição

A partir da destruição da matéria orgânica, é possível libertar o fósforo existente sobre a forma de ião fosfato (Kiely, 1999). A partir de Julho começam os meses quentes, que levam a uma decomposição de matéria orgânica e por consequência a uma libertação do ião fosfato, este acontecimento verifica-se com maior intensidade nos Pontos 1, 5 e 6.

No caso dos Pontos 1 e 6, Entrada da Reserva e a sua continuação, verificam-se valores semelhantes entre si. O aumento do teor de fosfatos nestes pontos pode dever-se ao factor da agricultura intensiva nos terrenos envolventes, o que iria provocar, através da lixiviação, a presença de um número anormal de fosfatos na água, potenciada pela diminuição do caudal. Esse teor de fosfatos pode ainda estar relacionado com descargas pontuais a montante, uma vez que “os esgotos domésticos são relativamente ricos em compostos de fósforo” (Sawyer, 1994).

Na Vala das Cordas, apesar de ser notório o seu aumento, apresenta teores mais elevados que os restantes pontos, devido ao facto de receber directamente descargas poluentes e, com a diminuição do caudal, irá ocorrer um aumento da concentração.

No Braço do Cortiço, os valores de fosfatos são praticamente nulos ao longo dos seis meses de análises, embora exista agricultura próxima. A justificação para este acontecimento pode ser o tipo de cultura praticada. Sabe-se que a cultura do milho tem grande afinidade com a absorção de fósforo (Kiely, 1999) e, deste modo, a grande absorção levada a efeito pelo milho não deixa este ião no solo e consequentemente a ausência de lixiviação causa uma concentração muito baixa nas águas.

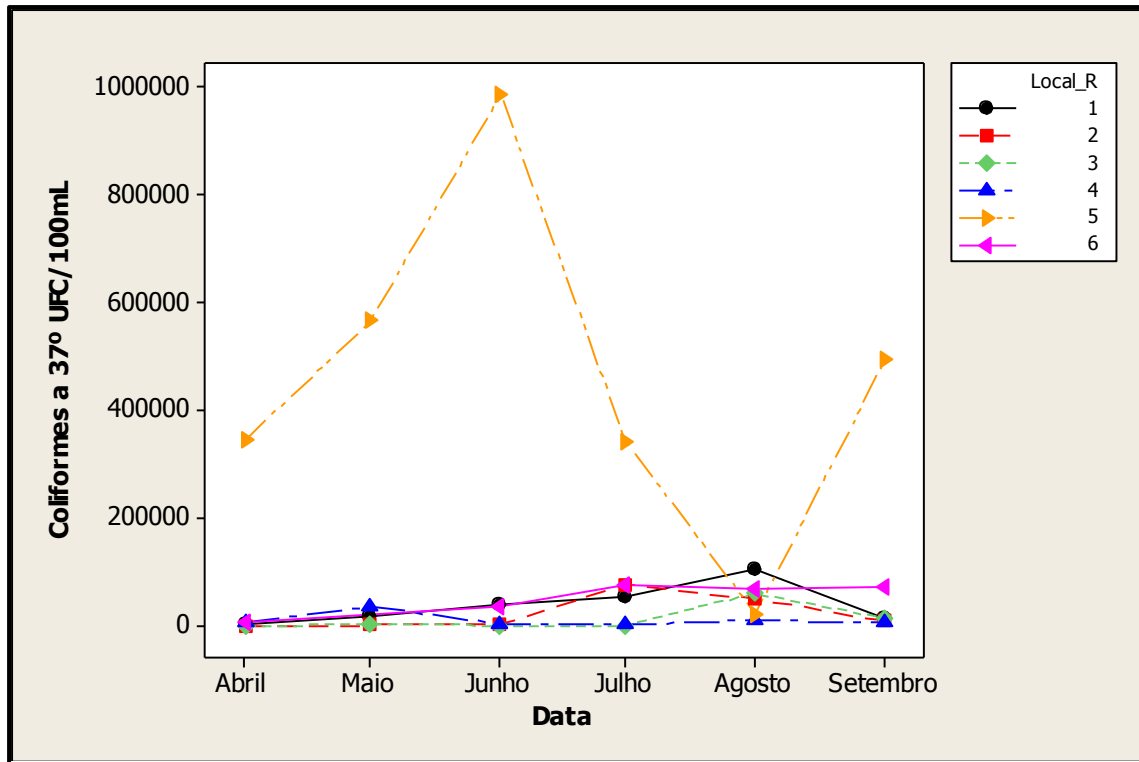


Gráfico 15: Variação do número de coliformes totais ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

Os coliformes totais são microrganismos que podem ser encontrados nos intestinos de mamíferos, tal como nos do ser humano, sendo considerados indicadores de poluição fecal.

Nesta análise verifica-se (gráfico 15) que o número destes microrganismos aumenta ligeiramente com a temperatura, observando-se assim que nos meses de temperaturas mais elevadas o número de coliformes aumentou.

No Ponto 1 (início da Reserva) tal como no Ponto 6 (Ponte do Himalaia) verifica-se um aumento do número de indivíduos, provavelmente causado por um aumento das descargas a montante destes pontos nos meses de Agosto e Setembro.

A Vala das Cordas, por ser um local dos mais poluídos devido às descargas dos esgotos, apresenta o valor mais elevado ao longo do tempo, tendo-se verificado uma descida gradual ao longo dos meses de Julho e Agosto. Este acontecimento pode dever-se a vários factores, um deles pode ser a diminuição de substrato que serve de alimento aos coliformes, uma vez que existiu um aumento exponencial em Junho destes microrganismos.

mos. Com o aumento da vegetação e a diminuição do caudal pode ter diminuído o substrato, o que provocou uma diminuição no número de indivíduos.

Os valores determinados de coliformes totais não são compatíveis com águas piscícolas, nem com as águas de rega (Valor Máximo Recomendado de 100 UFC/100 mL), indicando uma poluição fecal elevada destas águas.

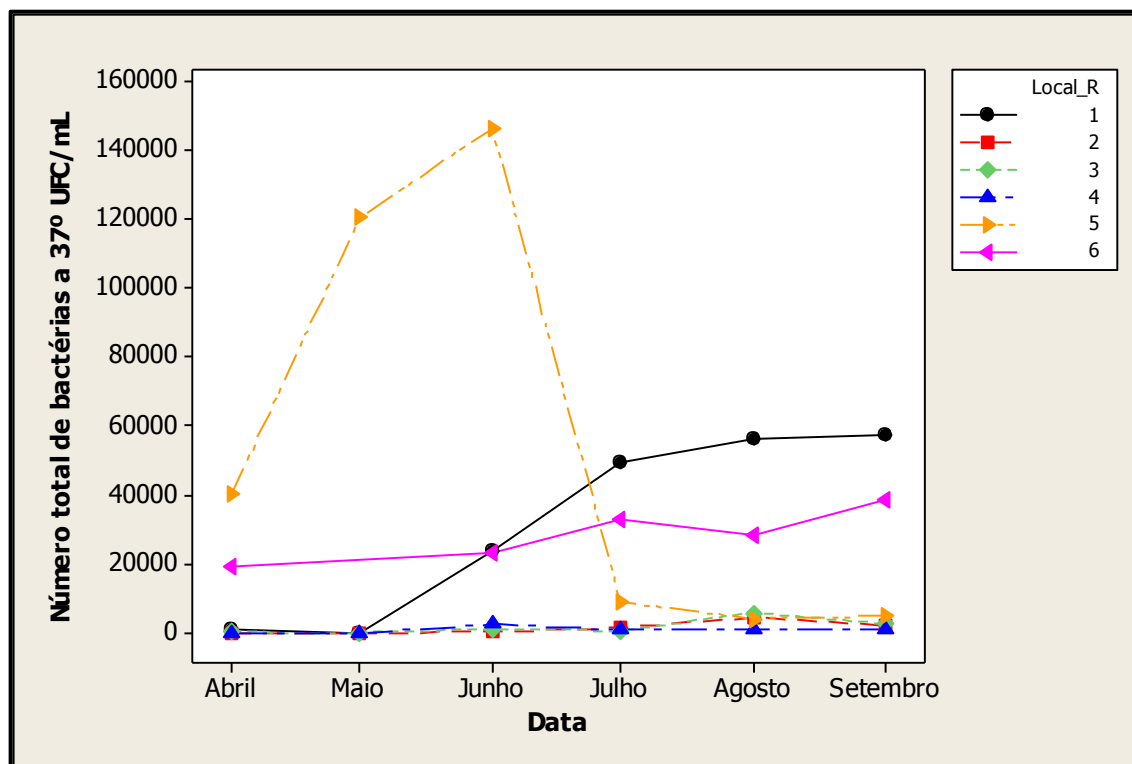


Gráfico 16: Variação do número total de bactérias ao longo do tempo, para todos os locais de recolha.

Bem como o número de coliformes totais, também o número total de bactérias varia com a temperatura.

Observando-se no gráfico 16 uma subida nos meses de Verão, apenas nos Pontos 1,2,3 e 6, valores estes que seriam os esperados. Por sua vez o Ponto 5 apresenta uma descida muito grande a partir do mês de Julho até Setembro, esta pode estar relacionada com o mesmo acontecimento que levou a uma grande diminuição do número de coliformes totais, exposta na justificação do gráfico anterior (gráfico 16).

Perante a dificuldade de análise e interpretação dos vários parâmetros, verificou-se a necessidade de interpretação dos resultados de forma global e com o objectivo de identificar qual ou quais das variáveis analisadas contribui mais para os resultados obtidos, tendo sido considerado mais adequada a realização de uma análise multivariada. Dentro deste tipo de análise estatística, foi decidido efectuar um gráfico de clusters de variáveis (gráfico 17) como primeiro elemento de interpretação do grau de semelhança das variáveis.

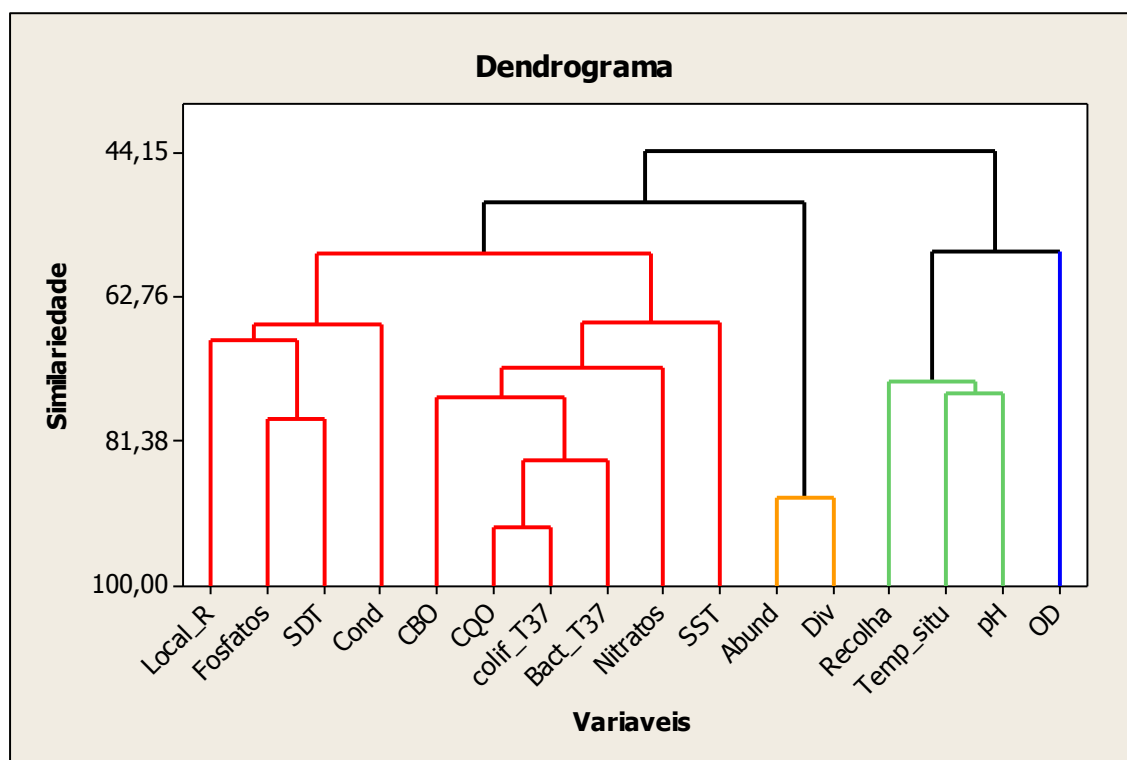


Gráfico 17: Dendrograma.

Este dendrograma foi elaborado através de um método de ligação média, em que a medida de distância é a correlação, e para o qual foram utilizados quatro clusters.

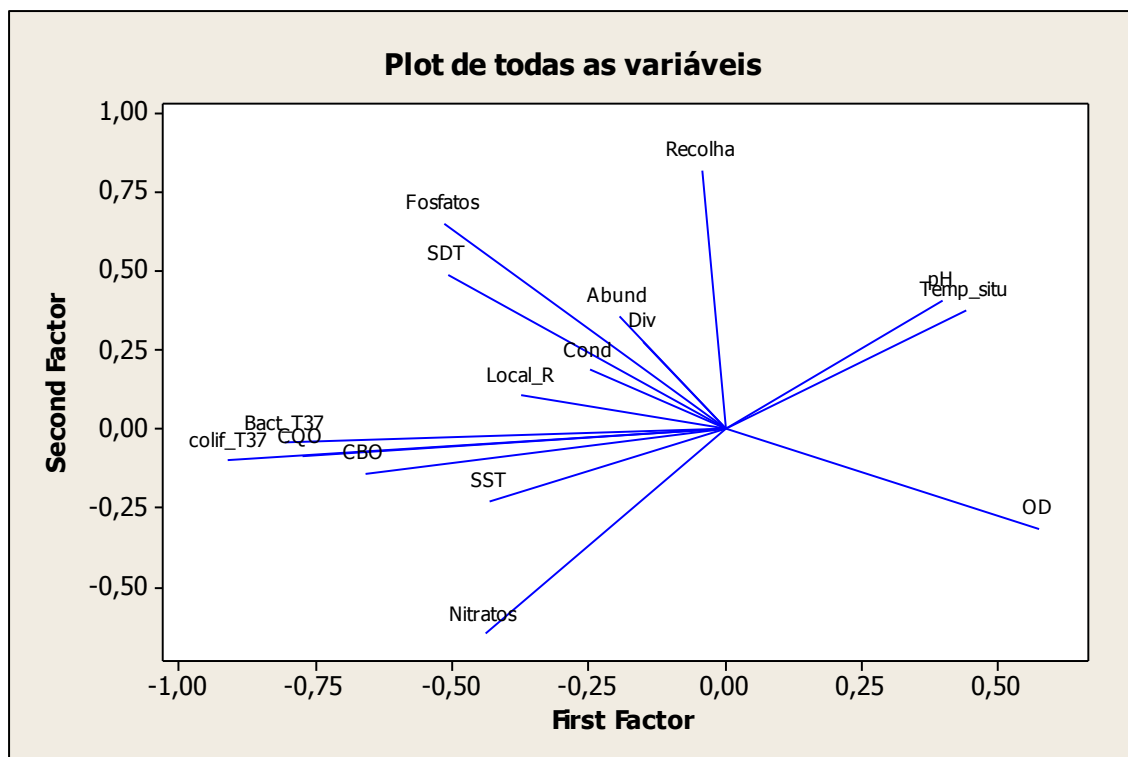
O primeiro cluster relaciona o local de recolha, o teor de fosfatos e o de nitratos, os Sólidos Dissolvidos bem como os Sólidos Suspensos, a condutividade, a Carência Química e Bioquímica de Oxigénio os coliformes totais e o número total de bactérias; o segundo cluster ligado a este primeiro relaciona os parâmetros biológicos a abundância e a diversidade das espécies de macroinvertebrados; o terceiro cluster relaciona a temperatura, o pH e a recolha em si, estando ele ligado ao quarto e ultimo cluster sendo ele o Oxigénio Dissolvido.

Atendendo ao grau de semelhança observa-se que o CQO e o número de coliformes totais apresentam cerca de 95% de semelhança, seguidos pelo número total de bactérias (aprox. 80%). Os parâmetros biológicos do 2º cluster exibem cerca de 90% de similitude. Em seguida, ainda no 1º cluster, o grupo atrás referido de parâmetros químicos e microbiológicos está ligado à Carência Bioquímica de Oxigénio com um valor de quase 70%, o que faz todo o sentido, porque sem matéria orgânica biodegradável não poderiam desenvolver-se nas águas os microrganismos heterotróficos determinados. No 1º cluster estão ainda relacionados os fosfatos e os Sólidos Dissolvidos com uma semelhança de 75%, a condutividade e o local de recolha, relacionados com o grupo anterior, apresentam similaridade de 64% e estes dois parâmetros estão dependentes dos Sólidos Dissolvidos. Os ambientes lênticos e lóticos exercem uma influência determinante na quantidade de iões metálicos dissolvidos, possíveis condutores da corrente eléctrica. As variações encontradas para estes parâmetros reflectem uma multitude de habitats nos locais onde se realizaram as recolhas. Por outro lado, a temperatura e o pH estão muito ligados entre si e também com a data da recolha (75%), indicando uma dependência grande com a sazonalidade. Ainda no primeiro cluster temos o teor de nitratos e os sólidos suspensos relacionados com o grupo dos parâmetros químicos e microbiológicos. Ainda se pode observar que o teor de Oxigénio Dissolvido na água se relaciona com os parâmetros do 3º cluster (cluster verde), porque quanto menor for o caudal maior será a temperatura e haverá um teor mais baixo de Oxigénio Dissolvido nas águas. Ocorrendo estes factos é lógica a próxima similitude encontrada que relaciona estes com os indicadores microbiológicos, na medida em que quanto menor o teor de oxigénio na água, menor será a possibilidade de aí crescerem os microrganismos.

Observa-se que o 3º e o 4º cluster apresentam uma maior semelhança (55%), enquanto o 1º e o 2º apresentam uma similaridade de 50%. Por último podemos relacionar os primeiros dois clusters com os restantes em 44% de semelhança.

Após a verificação dos graus de semelhança das variáveis, e explanação de algumas das possíveis explicações, verificamos que é difícil encontrar um pequeno conjunto de variáveis que respondam pelo comportamento do conjunto. Assim sendo, resolveu-se elaborar uma análise multivariada factorial (gráfico 18).





**Gráfico 18: Plot de todas as variáveis.**

Neste gráfico podemos visualizar a representatividade através do tamanho do vector, quanto maior o vector maior a representatividade, e a correlação através da distância entre os vectores, quanto menor a distância melhor a correlação.

O Oxigénio Dissolvido, o pH e a temperatura vão influenciar o primeiro factor, que provoca alterações nos dados, de forma positiva, já a recolha, a abundância, a diversidade, fosfatos, Sólidos Suspensos e Dissolvidos, condutividade, local da recolha, os nitratos, o CBO, o CQO e os parâmetros microbiológicos influenciam de forma negativa. Em termos de pH e de temperatura possuímos uma boa correlação, o CBO e o CQO são influenciados pelos parâmetros microbiológicos. Existem parâmetros que estão presentes no lado negativo do eixo das abcissas que apresentam uma baixa representatividade, tais como a abundância e diversidade, a condutividade e o local de recolha. Por outro lado com uma grande representação de forma negativa existem os parâmetros microbiológicos e o CQO. O Oxigénio Dissolvido apresenta 50% de semelhança, o que se pode observar na tabela a baixo (tabela 4), o que é invulgar neste caso, uma vez que deveria de apresentar uma maior representatividade em relação aos outros parâmetros, devendo por isso ser realizado um estudo anual, para uma melhor compreensão deste acontecimento.

Em termos de segundo factor, os seguintes parâmetros influenciam de forma positiva: o local da recolha, condutividade, SDT, o teor de fosfatos, os parâmetros biológicos, a recolha, a temperatura e o pH; de forma negativa temos: os parâmetros microbiológicos, o CQO, o CBO, SST, Oxigénio Dissolvido e teor de nitratos.

Existe uma maior correlação positiva, entre os parâmetros SDT e condutividade, abundância e diversidade, pH e temperatura; em questões de representatividade, positiva, temos uma representação de cerca de 80% para a recolha e 75% para o teor de fosfatos. De forma negativa, temos uma correlação entre os parâmetros microbiológicos e o CQO e CBO, e uma elevada representatividade do teor de nitratos.

**Tabela 4: Correlação entre os dois factores.**

Análise Factorial de Componentes principais da Matriz de Correlação			
Factores Sem Rotação			
29 Casos usados, em que 7 casos contêm valores em falta			
Variável	Factor 1	Factor 2	Comunalidade
Local de Recolha	-0,373	0,106	0,150
Recolha	-0,041	0,824	0,680
Temperatura in situ	0,441	0,381	0,340
pH	0,398	0,412	0,328
Condutividade	-0,246	0,188	0,096
CBO	-0,658	-0,140	0,452
OD	0,575	-0,315	0,430
CQO	-0,775	-0,085	0,608
Fosfatos	-0,513	0,656	0,694
Nitratos	-0,440	-0,648	0,614
SDT	-0,508	0,490	0,499
SST	-0,431	-0,227	0,237
N.º de Coliformes 37 °C	-0,909	-0,101	0,837
N.º Bactérias a 37 °C	-0,806	-0,042	0,651
Abundância	-0,195	0,360	0,168
Diversidade	-0,148	0,279	0,100
Variância	4,3559	2,5272	6,8831
% Var	0,272	0,158	0,430
	27,2%	15,8%	43,0%

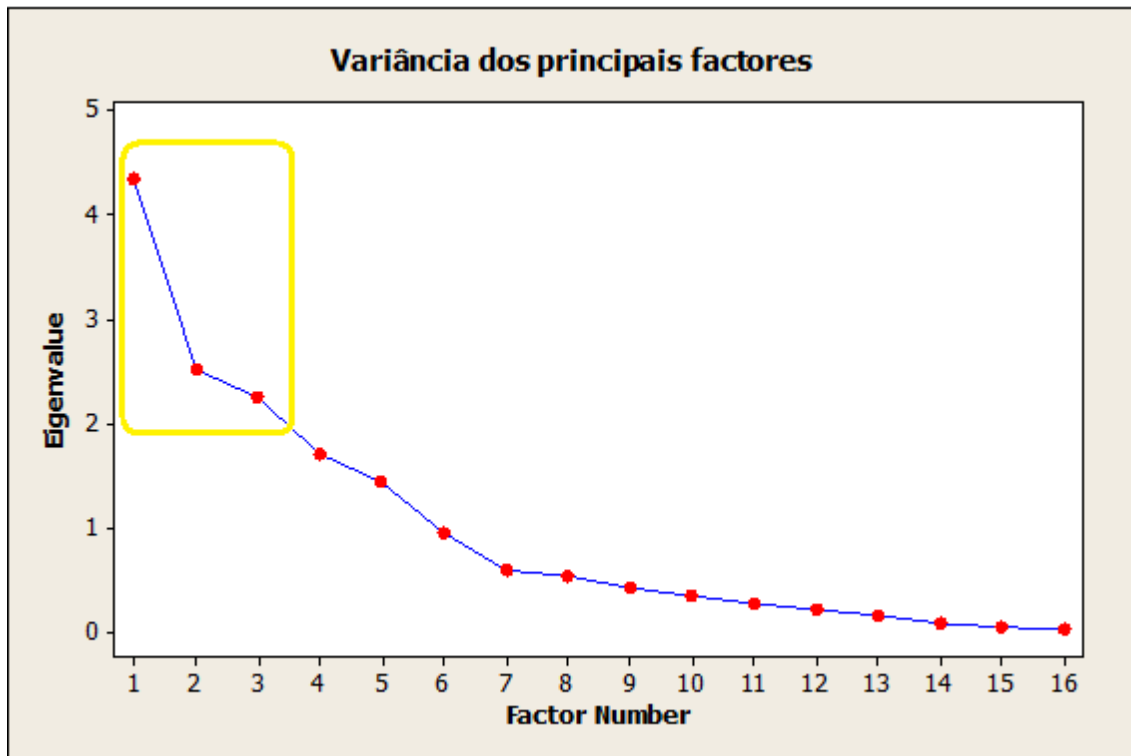


Gráfico 19: Variância dos principais factores.

A partir deste gráfico (gráfico 19) podemos verificar a importância de vários factores que podem influenciar os resultados das análises. Através da visualização deste gráfico, podemos confirmar os valores da tabela acima (tabela 4), em que o primeiro factor responde a 27% da variação observada nos componentes, enquanto o segundo responde a 16% da variabilidade. Os restantes factores são responsáveis por variações subtis, os valores demasiado baixos para serem considerados. O valor acumulado (43%) corresponde à percentagem dos factores em comum, os restantes dizem respeito aos factores menos relevantes e/ou desconhecidos.

O gráfico seguinte (gráfico 20), utilizado pelo programa MINITAB para representação dos valores calculados para elaborar o gráfico 18, será utilizado como base analítica para indicação geral das distribuições por grupo dos dois factores que mais influenciam os valores dos parâmetros analisados.

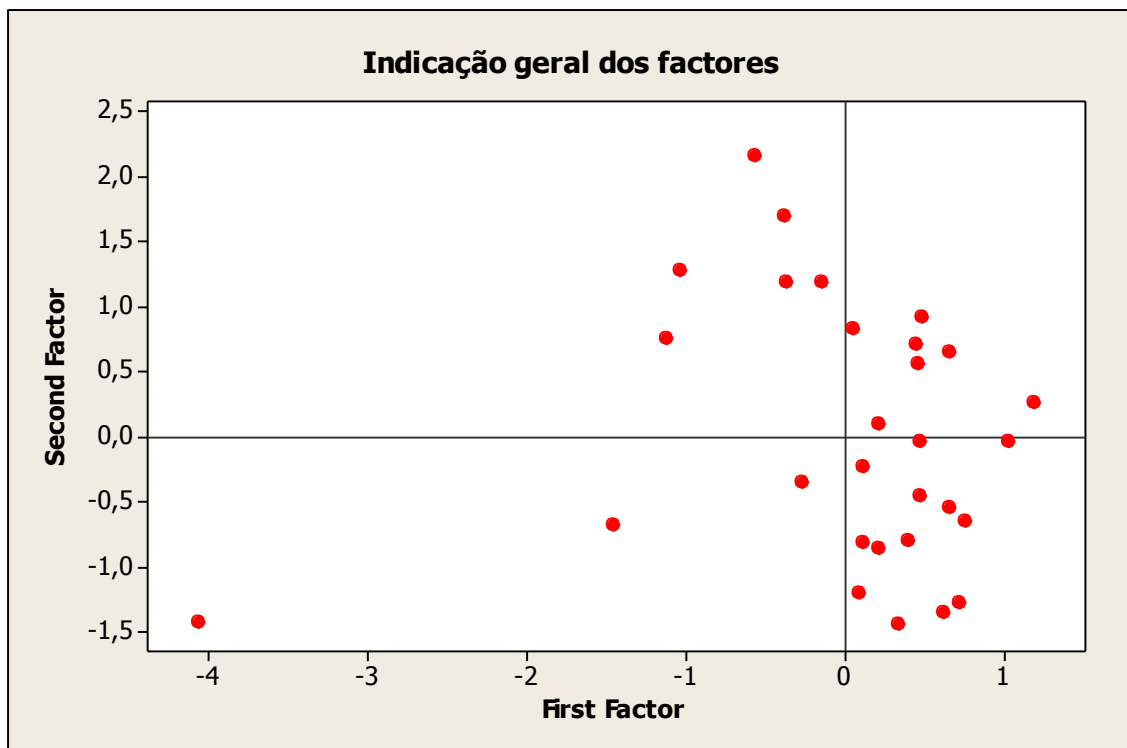


Gráfico 20: Indicação geral dos factores.

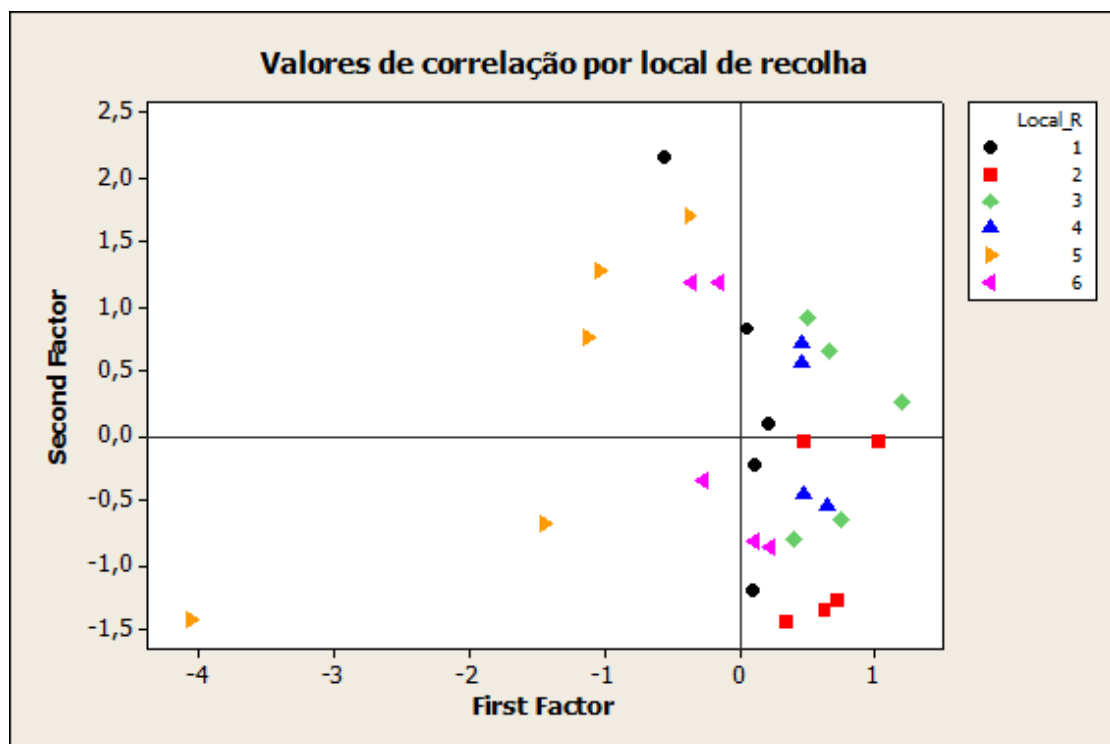


Gráfico 21: Valores de análise do primeiro factor.

A partir do gráfico 21 foi possível separar o primeiro factor do segundo listando os valores por local de recolha, sugerindo o primeiro relacionado com a localização geográfica e o segundo com a sazonalidade.

Discriminando-se os pontos por local de recolha, para o primeiro factor estão representados positivamente os locais 2, 3 e 4 (Braço do Cortiço, Vala da Sangria e Ponte da Broa respectivamente) e negativamente os locais 5 e 6 (Vala das Cordas e Ponte do Himalaia), apresentando-se o local 1 (Entrada da Reserva) como neutro para este factor. Este gráfico 21, corrobora com a tese de que este factor se relaciona com a localização.

De acordo com o gráfico acima, podemos verificar que o primeiro factor, e o mais relevante, com influência nos resultados é a área geográfica dos pontos, ou seja, se o ponto se encontra a montante ou a jusante do rio Almonda. Esta análise é feita a partir da observação dos dados existentes no eixo das abcissas, onde se verifica que os locais de recolha estão agrupados. À direita do eixo encontram-se os Pontos de recolha 2, 3 e 4 (a vermelho, verde e azul, respectivamente), sendo estes os que se encontram a jusante do referido rio, por outro lado os que estão do lado esquerdo (1, 6 e 5, a preto, cor-de-rosa e cor-de-laranja, respectivamente) são os que se situam a montante do mesmo.

Os dados indicam a possibilidade de o Paul funcionar de depurador da qualidade da água, esta suposição poderá ser fundamentada pela mudança de habitat lótico para lântico onde a maioria dos sólidos suspensos irá precipitar, acrescentando a este factor a grande carga de microrganismos observada e quantidade de fosfatos propícias à proliferação de macrófitas. Conjuntamente estes factores puderam contribuir para a fixação de grande percentagem de poluentes melhorando a qualidade da água à saída do Paul.

O segundo factor que nos permite identificar as possíveis causas de variação dos resultados das análises é a sazonalidade, ou seja a data de recolha ao longo do ano. O código numérico e de cores representado na legenda do gráfico 22 corresponde à data de recolha, do seguinte modo: 1-Preto-Abril; 2-Vermelho-Maio; 3-Verde-Junho; 4-Azul-Julho; 5-Laranja-Agosto; 6-Rosa-Setembro.

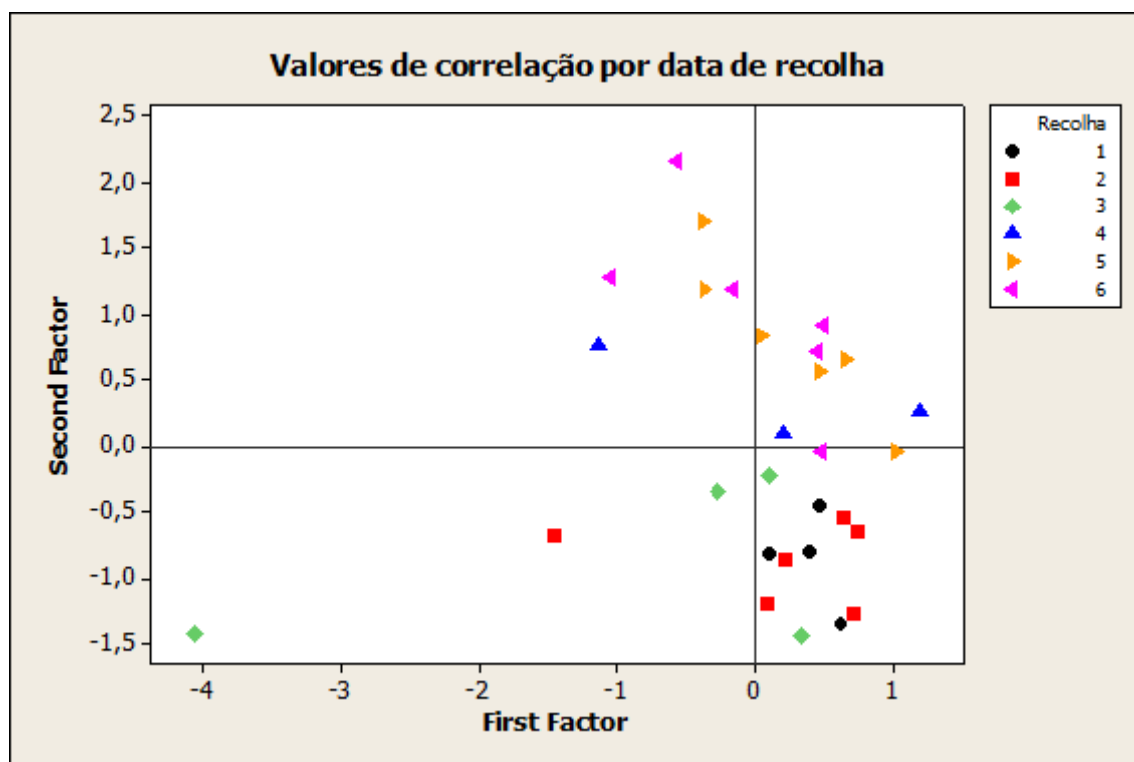


Gráfico 22: Valores de análise do segundo factor.

Tal como para o factor um, podemos verificar, desta vez a partir do eixo das ordenadas, que existe uma aglomeração dos meses de Abril, Maio e Junho nos valores negativos do gráfico, por outro lado a parte positiva do gráfico é preenchida pelos meses de Julho, Agosto e Setembro.

### 4.3.3. Resultados dos pontos extra.

Tal como referido anteriormente, existiu uma recolha de águas em locais extra nos meses de Junho, Julho, Agosto e Setembro, sendo esses locais, respectivamente, o Lago Artificial (1), a Fonte dos Mosqueiros (2), o Furo dos Carpinteiros (3) e a Vala das Hortas (4). Para estes pontos, obtemos os resultados presentes nas tabelas seguintes:

Tabela 5: Valores obtidos através de análises, para os pontos extra.

Ponto	Mês	Temperatura (°C)	pH	Condutividade (µS/cm)	SDT (mg/L)	SST (mg/L)
1	Junho	23,5	8,06	170,8	330	28
2	Julho	19,3	6,59	85,7	206	6
3	Agosto	18,6	7,18	225	341	14
4	Setembro	18,0	7,51	213	388	83

Tabela 6: Valores obtidos através de análises, para os pontos extra (Continuação da tabela 5).

Ponto	Mês	CBO (mg/L)	OD (mg/L)	CQO (mg/L)	Fosfatos (mg/L)	Nitratos (mg/L)
1	Junho	372,14	7,39	52,04	0	1,113
2	Julho	6,09	5,46	10,64	0,307	6,998
3	Agosto	149,6	5,57	313,43	0,065	0
4	Setembro	31,1	5,13	123,4	0,296	0

Tabela 7: Resultados das análises microbiológicas efectuadas no laboratório para os pontos extra.

Ponto	Mês	Análises Microbiológicas		
		N° Coliformes Totais (UFC/100 ml)	N° Total de Bactérias (UFC/ml)	
			25 ° C	37 ° C
1	Junho	167	37	35
2	Julho	123	3795	330
3	Agosto	5	0	6
4	Setembro	1650	550	495

Como não realizamos uma monitorização contínua a estes pontos, não podemos verificar se os resultados obtidos se encontram ou não dentro dos padrões normais dos locais.

É sabido que no Ponto 2, Fonte dos Mosqueiros, a água é utilizada para consumo humano. Ao compararmos estes com os valores disponíveis no decreto-lei n.º 306/2007, podemos verificar que os parâmetros químicos se encontram dentro dos valores normais.

Os valores das análises microbiológicas é que excedem os valores recomendados (0 UFC/100 ml para os coliformes e 20 UFC/ml para as bactérias).

Os restantes pontos possuem os valores aproximadamente idênticos aos restantes locais de recolha analisados, especialmente o Ponto 1 (Lago Artificial), onde se verifica uma elevada contaminação por matéria orgânica.



## 5. Conclusão.

Para classificar a qualidade da água e vida aquática existente em determinado curso de água ou zona húmida, neste caso no rio Almonda e Paul do Boquilobo, analisaram-se parâmetros físico-químicos e biológicos, sendo os biológicos a abundância e diversidade de macroinvertebrados e contagem de microrganismos.

O estudo efectuado com os macroinvertebrados bentónicos, bioindicadores de qualidade da água, permite-nos avaliar que a qualidade da água do Paul passou de “Crítica” para “Muito Crítica” durante o período em análise. Se analisarmos os valores do Índice BMWP, em particular a abundância e diversidade verificamos que estes diminuíram ao longo do estudo.

Em virtude da impossibilidade de comparação dos dados vegetacionais de 2005 com os de 2011, não foi possível estabelecer conclusões relativamente à evolução da vegetação. De uma forma geral, e atendendo às dificuldades observadas, foi possível considerar a evolução do coberto arbustivo para arbóreo na área do Paul do Boquilobo. Verificou-se ainda um possível crescimento da área inundada, o que leva a uma diminuição da área de arbóreas xerófilas para um aumento do número de arbóreas mesófilas. Como não existiu uma variação visível no número de árvores, não nos é possível confirmar se estas alteram ou não a qualidade das águas. A título de proposta, seria interessante estudar a existência desta relação entre o número de árvores e a contaminação das águas.

Os resultados da análise da qualidade da água estão muito aquém do estabelecido por lei para as várias utilizações sendo o reflexo de um rio e Paul bastante poluídos. As possíveis soluções passam essencialmente por um bom funcionamento das ETAR's, uma maior sensibilidade pública geral. Será necessária uma monitorização regular do rio e suas margens, em particular, porque este é a principal origem e manutenção de caudais na área de estudo.

Como propostas de continuidade do estudo aqui desenvolvido, consideramos relacionar as variáveis analisadas neste estudo com a variação de precipitação, temperatura do ar e medição de caudais. Outra das áreas a melhorar será o conjunto de análises químicas onde propomos o estudo de pesticidas e adubos, com o intuito de verificar a influência de actividades agrícolas.

## Bibliografia

Abrantes, Graça; “*Sistemas de informação Geográfica - conceitos*”; Universidade Técnica de Lisboa, Instituto Superior de Agronomia; Lisboa; 1998 ; 1 de Agosto de 2011

Alba-Tercedor, J., Jiménez-Millán, F.; “*Evaluación de las variaciones estacionales de la calidad de las águas del rio guadalfeo, basada en el estudio de las comunidades de macroinvertebrados acuáticos y los factores físico-químicos*”; Madrid; 1987

Alba-Tercedor, J.; “*Macroinvertebrados acuáticos y calidad de las águas de los rios*”; IV Simpósio del água en Andalucía (Siaga), Almeria, vol.II; 1996

Baptista, Cecília; “*Manual práctico das aulas de Bioquímica*”; Instituto Politécnico de Tomar; Tomar; 2010; 4 de Abril de 2011

Greenberg, Arnold E.; Clesceri, Leonore S.; Eaton, Andrew D.; “*Standard Methods for the examination of Water and Wastewater*”; 18ª ed.; Washington 1992 ; 4 de Abril de 2011

Hachet, Henri; Bournaud, Michael; Richoux, Philippe; “*Introduction à l’étude de Macroinvertébrés des eaux douces*”; Ministère de l’Environnement (Comité Eaux); 1980

Kiely, Gerard ; “*Ingenieria Ambiental*”; McGraw-Hill ; Madrid ; 1999

Lampert, Winfried; Sommer, Ulrich; “*Limnoecology*”; Oxford University Press; 2ª Edição; 2007

Lourenço, Sofia I. C. G.; “*Inventariação de Morcegos e Determinação dos Seus Biótopos de Alimentação em Áreas Protegidas*”; Relatório Final/Dezembro 2000 ; 19 de Maio de 2011

MINITAB, software de análise estatística de dados.

NP 4338-1 – Qualidade da água – Determinação de nitritos (1996) ; 3 de Abril de 2011

Odum, Eugene P.; "Fundamentos de ecologia", 6.º edição; fundação Calouste Gulbenkian; Lisboa, 2001

Odum, Eugene P.; “*Fundamentos de Ecologia*”; Fundação Calouste Gulbenkian; 7ª edição; Lisboa; 2011; 4 de Agosto de 2011

Paredes, Evaristo A.; “*Sistemas de informação geográfica – Princípios e aplicações (Geoprocessamento)*” ; 1º Edição; Editora Érica LTDA; São Paulo, 1994; 14 de Setembro de 2011

Peixoto, João ; “*Elementos de Engenharia do Ambiente - Aulas*”; Universidade do Minho; Laboratórios de Tecnologia Ambientais; Minho; 2007/2008; 29 de Abril de 2011

Pereira, M.R.; Saavedra, M.J.; Alves, C.; Martins, F.; Machado, M.; Lopes, S.; “*A Qualidade da Água na Bacia Hidrográfica do Rio Sôrdo (Norte de Portugal)*”; Associação Portuguesa de Geólogos; 2006; 26 de Junho de 2011

Pinheiro, José, P.; “*Química Analítica I*”; Curso de Física e Química/ Química; Universidade do Algarve; Faro 2005; 2 de Abril de 2011

Pinto, Inês; “*Introdução ao sistemas de informação geográfica (SIG)*”; Instituto de investigação científica Tropical; 2009; 1 de Agosto de 2011

Queiroz, Júlio; Silva, Mariana; Trivinho-Strixino, Susana; “*Organismos Bentónicos: Biomonitoramento de Qualidade de Águas*”; Embrapa Meio Ambiente; 2008

Silveira, M.P.; “*Aplicação do biomonitoramento para a avaliação da qualidade da água em rios*. São Paulo; Embrapa; 2004

Torralba Burrial, A., Ocharan, F.J.; “*La calidad de las aguas del rio Ara y sus comunidades de macroinvertebrados bentónicos*”; Revista del Centro de Estudios de Siobrase; 2001

Ziglio, Giuliano; Siligardi, Maurizio; Flaim, Giovanna; “*Biological Monitoring of Rivers*”; John Wiley & Sons, Lda; 2006

## Webgrafia

- Abelho, Manuela, 2010;  
<http://www.esac.pt/abelho/MicroAmbiental/protocolo%203.pdf>, 25 de Junho de 2011
- Ambiente Brasil, 2010;  
[http://ambientes.ambientebrasil.com.br/agua/artigos\\_agua\\_doce/qualidade\\_da\\_agua\\_e\\_os\\_bioindicadores.html](http://ambientes.ambientebrasil.com.br/agua/artigos_agua_doce/qualidade_da_agua_e_os_bioindicadores.html), 31 de Agosto de 2011
- Animais; 2011; <http://animais.culturamix.com/informacoes/aquaticos/enguia>; 16 de Setembro 2011
- Animais; 2008; <http://animais-sandra.blogspot.com/2008/09/toiro-mustela-putorius.html>; 16 de Setembro 2011
- Antunes, Joaquim; 2011;  
<http://www.flickr.com/photos/56541100@N00/5247446204/in/photostream/lightbox/> ; 19 de Setembro de 2011
- Carreira, Paulo; 2001; <http://torresnovas.no.sapo.pt/ReservaPaul.htm> ; 19 de Maio de 2011
- Chaparral; 2008; <http://chaparralblog.wordpress.com/2009/07/08/rato-de-cabrera-vale-69-milhoes-de-euros/>; 19 de Setembro de 2011
- Commons; 2011; <http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Loeffler.jpg?uselang=pt>; 19 de Setembro de 2011
- Cortes, Dinis; 2010 ; <http://fauna-guadianaalive.blogs.sapo.pt/> ; 16 de Setembro de 2011
- Cunha, Rui; 2011; <http://www.arhtejo.pt/web/guest/reserva-natural-do-paul-do-boquilobo> ; 26 de Julho de 2011
- Demanda bioquímica do oxigénio, 1997,  
[http://www.drcalderonlabs.com/Metodos/Analisis\\_De\\_Aguas/Determinacion\\_de\\_DBO5.htm](http://www.drcalderonlabs.com/Metodos/Analisis_De_Aguas/Determinacion_de_DBO5.htm) , 27 de Julho de 2011

Elias, Gonçalo; 2011; <http://www.avesdeportugal.info/sitboquilobo.html>; 26 de Julho de 2011

Explicatorium, 2011, <http://www.explicatorium.com/Escala-de-pH.php> , 29 de Abril de 2011

Ferreiro, 2007; [http://www.fc.up.pt/fcup/contactos/teses/t\\_040370156.pdf](http://www.fc.up.pt/fcup/contactos/teses/t_040370156.pdf); 7 de Setembro de 2011

Gestão Costeira Integrada, 2007; <http://www.aprh.pt/rgci/glossario/DQA.html>, 12 de Setembro de 2011

Picasaweb, 2011;  
<http://picasaweb.google.com/117765287497050349302/ArvoresNativasDeOutrosPaises#> ;  
6 de Outubro de 2011

Hogan, C. Michael; 2011; <http://www.globaltwitcher.com/photo/020434.JPG>; 16 de Setembro de 2011

Infopedia; 2011; [http://www.infopedia.pt/\\$reserva-natural-do-paul-do-boquilobo](http://www.infopedia.pt/$reserva-natural-do-paul-do-boquilobo) ;  
26 de Julho de 2011

Instituto da Água, I.P. ;  
[http://dqa.inag.pt/dqa2002/port/docs\\_apoio/doc\\_nac/Manuais/Macroinvertebrados.pdf](http://dqa.inag.pt/dqa2002/port/docs_apoio/doc_nac/Manuais/Macroinvertebrados.pdf), 13 de Setembro de 2011

Instituto de Conservação da Natureza e Biodiversidade; 2011;  
[http://www.icn.pt/TurismoNatureza\\_anexos/RNPB.pdf](http://www.icn.pt/TurismoNatureza_anexos/RNPB.pdf); 26 de Setembro de 2011

Laboratórios Microbiológicos de Leiria, 2011, ;  
<http://utilizadores.leirianet.pt/~labmicbio/totaisagua.htm> ; 29 de Abril de 2011

Laboratórios Microbiológicos de Leiria, 2011,  
<http://utilizadores.leirianet.pt/~labmicbio/colifagua.htm> ; 29 de Abril de 2011

Lextec, 2011; [http://www.instituto-camoes.pt/lextec/por/domain\\_1/definition/17210.html](http://www.instituto-camoes.pt/lextec/por/domain_1/definition/17210.html), 4 de Abril de 2011

Lopes, L.; 2006 ; <http://www.biorede.pt/page.asp?id=2352> ; 16 de Setembro de 2011

Maia, Victor; 2008;  
[http://www.flickr.com/photos/victor\\_maia/sets/72157607996769925/detail/](http://www.flickr.com/photos/victor_maia/sets/72157607996769925/detail/) ; 16 de Setembro de 2011

Marques, Carlos; 2011;<http://www.flickr.com/photos/c-marques/5887981838/in/photostrea> ; 16 de Setembro de 2011

Martins, Joaquim; 2010; <http://joaquimrmartins.blogspot.com/2010/01/garca-boieira-bubulcus-ibis.html> ; 16 de Setembro de 2011

Martins, Joaquim; 2011; <http://joaquimrmartins.blogspot.com/2011/02/tentilhao-montes-fringilla.html> ; 16 de Setembro de 2011

Melo, 2010; <http://bionarede.blogspot.com/2010/05/importancia-dos-bioindicadores-de.html>, 1 de Setembro de 2011

Ministério do Ambiente, 2010; <http://www.mfe.govt.nz/environmental-reporting/freshwater/river/nutrients/phosphorus/> ; 27 de Julho de 2011

Mundo do químico, 2011,;  
[http://www.mundodoquimico.hpg.ig.com.br/oxigenio\\_dissolvido.htm](http://www.mundodoquimico.hpg.ig.com.br/oxigenio_dissolvido.htm), 15 de Março de 2011

Must know How, 2011, <http://pt.mustknowhow.com/index.php/qualidade-da-agua/beber-agua-e-nitratos>; 5 de Setembro de 2011

Naturlink; 2011;  
<http://naturlink.sapo.pt/article.aspx?menuid=2&cid=33925&bl=1&viewall=true>; 12 de Agosto de 2011

Obotânico; 2010;  
<http://obotanicoaprendiznaterradosespantos.blogspot.com/2010/05/gilbardeira-ruscus-aculeatus.html>; 16 de Setembro de 2011

Olhares, 2009; [http://olhares.uol.com.br/zarro-comum\\_foto3347797.html](http://olhares.uol.com.br/zarro-comum_foto3347797.html) ; 16 de Setembro de 2011

Peixoto, 2008; [http://www.fc.up.pt/fcup/contactos/teses/t\\_040370140.pdf](http://www.fc.up.pt/fcup/contactos/teses/t_040370140.pdf); 10 de Setembro de 2011

Peixoto, Marta; 2008, [http://www.fc.up.pt/fcup/contactos/teses/t\\_040370140.pdf](http://www.fc.up.pt/fcup/contactos/teses/t_040370140.pdf); 26 de Junho de 2011

QuimicaLab, 2011, [www.quimlab.com.br/PDF-LA/Determina%E7%E3o%20de%20nitrate%20em%20%E1gua.doc](http://www.quimlab.com.br/PDF-LA/Determina%E7%E3o%20de%20nitrate%20em%20%E1gua.doc) ; 3 de Abril de 2011

rbma; 2011; [http://www.rbma.org.br/mab/unesco\\_03\\_rb\\_cerrado.asp](http://www.rbma.org.br/mab/unesco_03_rb_cerrado.asp) ; 13 de Setembro de 2011

Rocha, Teresa; 2010; <http://birdsofportugal.blogspot.com/2010/01/ilha-da-murraceira-figueira-da-foz.html> ; 16 de Setembro de 2011

RTP; 2010; <http://ww1.rtp.pt/icmblogs/rtp/biodiversidade/?k=Reserva-Natural-do-Paul-do-Boquilobo.rtp&post=26752>; 13 de Setembro de 2011

Sabermias; 2011; <http://sites.google.com/site/sabermiasciencias/home/catarina9> ; 16 de Setembro de 2011

Samarras, 2010; <http://samarrasantaeufemia.blogspot.com/2008/11/alfobre.html> ; 16 de Setembro de 2011

Schiavetti, Alexandre; 2011; [http://educar.sc.usp.br/biologia/textos/m\\_a\\_txt9.html#temp](http://educar.sc.usp.br/biologia/textos/m_a_txt9.html#temp) ; 20 de Junho de 2011

Sousa, José; 2010; <http://www.flickr.com/photos/jsousa/5227560696/in/photostream> ; 16 de Setembro de 2011

Sousa, José; 2009; <http://www.flickr.com/photos/jsousa/sets/72157603888916378/detail/> ; 16 de Setembro de 2011

Terras de Portugal; 2011; <http://terrasdeportugal.wikidot.com/reserva-natural-do-paul-do-boquilobo> ; 19 de Maio de 2011

umtoque; 2011; <http://umtoque.blogspot.com/2007/12/no-paul-do-boquilobo.html> ; 21 de Setembro de 2011

UNEP, 2008 ; <http://www.unep.org/dewa/vitalwater/article102.html> ; 20 de Junho de 2011

Universidade de Lisboa, Faculdade de ciências, Departamento de Química e Bioquímica, 2011;  
[http://www.old.dqb.fc.ul.pt/cup/44343\\_44413/documentos/Protocolos09\\_10.pdf](http://www.old.dqb.fc.ul.pt/cup/44343_44413/documentos/Protocolos09_10.pdf) , 26 de Junho de 2011

UNL, 2011; [http://campus.fct.unl.pt/afr/ipa\\_9899/grupo0002\\_agua/9.htm](http://campus.fct.unl.pt/afr/ipa_9899/grupo0002_agua/9.htm) ; 20 de Junho de 2011

Veríssimo, Diogo; 2011; <http://www.aguaonline.net/gca/?id=202> ; 16 de Setembro de 2011

Wildchicken, 2006;  
[http://www.wildchicken.com/nature/garden/nature\\_200\\_152.htm](http://www.wildchicken.com/nature/garden/nature_200_152.htm) ; 16 de Setembro de 2011



## Anexo 1

**Tabela 8: Pontuações atribuídas às diferentes famílias de macroinvertebrados aquáticos para o cálculo de BMWP.**

Famílias	Pontuação
Siphonuridae, Heptageniidae, Leptophlebiidae, Potamanthidae, Ephemeridae Taeniopterygidae, Leuctridae, Capniidae, Perlodidae, Perlidae Chloroperlidae Aphelocheiridae Phryganeidae, Molannidae, Beraeidae, Odontoceridae, Leptoceridae, Goeridae Lepidostomatidae, Brachcentridae, Sercostomatidae Athericidae, Biephariceridae	10
Astacidae Lestidae, Calopterygidae, Gomphidae, Cordulegasteridae, Aeshnidae Corduliidae, Libellulidae Psychomyiidae, Philopotamidae, Giossosomatidae	8
EphemereIIidae, Prosopistomatidae Nemouridae Rhyacophilidae, Polycentropodidae, Limnephilidae, Ecnomidae	7
Neritidae, Viviparidae, Ancylidae, Thiaridae Hydroptilidae Unionidae Corophiidae, Gammaridae, Atyidae Platycnemididae, Coenagrionidae	6
Oligoneuriidae, Polymitarcidae Dryopidae, Elmidae, Helophoridae, Hydrochidae, Hydraenidae, Ciambidae Hydrospychidae Tipulidae, Simuliidae Planariidae, Dendrocoelidae, Dugesidae	5
Baetidae, Caenidae Halipidae, Curculionidae, Chrysomelidae Tabanidae, Stratiomyidae, Empididae, Dolichopodidae, Dixidae Ceratopogonidae, Anthomyidae, Limoniidae, Psychodidae, Sciomyzidae Rhagionidae Sialidae Pisciocolidae Hidracarina	4
Mesoveliidae, Hydrometridae, Gerridae, Nepidae, Naucoridae, Pleidae, Veliidae Notonectidae, Corixidae Helodidae, Hydrophilidae, Hygrobiidae, Dytiscidae, Gyrinidae Valvatidae, Hydrobiidae, Lymnareidae, Physidae, Pnanorbidae Bithyniidae, BythineIIidae, Sphaeridae Giossiphoniidae, Hirudidae, Erpobdellidae	3
Chironomidae, Cilicidae, Ephydriidae, Thaumaleide	2
Oligochaeta (todas as Classes), Syrphidae	1

**Tabela 9: Resultados da contagem de macroinvertebrados.**

	Início da Reserva						Vala da Sangria						Ponte da Broa						Entrada da Reserva Integral					
	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R1	R2	R3	R4	R5	R6
F. Atyidae							15						2						1					
F. Neritidae	120						1												19					
F. Viviparidae																			5					
F. Simuliidae	4																		1					
F. Ceratopogonidae	42																		3					
F. Physidae	2												2						10					
F. Nepidae													1						72					
F. Chironomidae	305	25	2	5	1	1					32	6	3	3	1		8	91	124	1	6		2	14
F. Naididae							2						1											
F. Tubificidae	18												1											
F. Haplotaenidae	60		38	5				3	4	3	1	5		3	13	31	20	5		4	13	2		
<b>TOTAL</b>	<b>551</b>	<b>25</b>	<b>40</b>	<b>10</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>18</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>3</b>	<b>33</b>	<b>11</b>	<b>10</b>	<b>6</b>	<b>14</b>	<b>31</b>	<b>28</b>	<b>96</b>	<b>235</b>	<b>5</b>	<b>19</b>	<b>2</b>	<b>2</b>	<b>14</b>

## **Anexo 2**

### **Procedimentos experimentais**

#### **Determinação do oxigénio dissolvido (Método de Winkler)**

Procedimento:

1. Encher totalmente um frasco de Winkler com a água a analisar e tapá-lo.
2. Juntar 1 mL de solução de sulfato de manganês, introduzindo a pipeta quase até ao fundo do frasco.
3. Juntar 1 mL de reagente álcali-iodeto-azida, introduzindo a pipeta quase até ao fundo do frasco.
4. Expulsar as bolhas de ar contidas no frasco.
5. Tapar e inverter o frasco várias vezes para homogeneizar.
6. Deixar sedimentar o precipitado até, pelo menos, este se encontrar na metade inferior do frasco.
7. Juntar 1 mL de ácido sulfúrico concentrado.
8. Tapar e agitar como anteriormente, até dissolução completa do precipitado.
9. Verter todo o conteúdo do frasco de Winkler para dentro de um erlenmeyer de 500mL.
10. Titular com tiosulfato de sódio 0,025 M até coloração amarelo-palha-
11. Juntar algumas gotas de cozimento de amido.
12. Continuar a titulação até desaparecimento da cor azul.

Aferição da solução de tiosulfato de sódio 0,025N

Esta solução é titulada com uma solução padrão de dicromato de potássio 0,025N, do seguinte modo:

1. Dissolver aproximadamente 2g de iodeto de potássio isento de iodato em 100-150 mL de água destilada num erlenmeyer de 500 mL.
2. Adicionar 10 mL de solução de ácido sulfúrico a 10%.
3. Adicionar com uma pipeta 20 mL da solução padrão de dicromato de potássio.

4. Agitar e colocar 5 minutos ao abrigo da luz.
5. Diluir aproximadamente para 400 mL e titular com tiosulfato de sódio 0,025 N até ser de cor amarelo-palha.
6. Juntar 2 a 4 mL de cozimento de amido.
7. Continuar a adição de tiosulfato de sódio até desaparecimento da cor azul.

Nota: O volume de água analisada corresponde ao volume do frasco de Winkler menos 2 mL. (Mundo do químico, 2011)

Cálculos:

$$OD = \frac{[\text{Tiosulfato de sódio}] \times \text{volume gasto na titulação} \times 8000}{\text{Volume de amostra}}$$

(Equação 8)

#### Exemplo de cálculo:

(Para a Recolha número 3, ponto 3)

[Tiosulfato de sódio] = 0,0213 N

Volume gasto na titulação = 8,64 ml

Volume da amostra = 293,3 ml

$$OD = \frac{0,0213 \times 8,64 \times 8000}{293,3} = 5,01 \text{ mg/L}$$

#### Determinação da carência química de oxigénio (CQO)

Digestão:

1. Num Tubo do reactor/digestor adicionar os reagentes pela seguinte ordem:

	Nome do reagente	Quantidade
1º	Sulfato de mercúrio	0,400 g
2º	Dicromato de potássio 0,25N	10 mL
3º	Reagente de ácido sulfúrico	30 mL
4º	Amostra a estudar	20 mL

2. Quando todos os reagentes estiverem no tubo adicionar cerca de 6 pérolas de vidro.
3. Depois de todo estar adicionado, deve colocar-se o condensador no tubo.
4. Colocar o tubo no termo-reactor/digestor, liga-lo e programa-lo para 150 °C durante 120 minutos, tempo que demora a ocorrer a digestão.
5. No fim da digestão estar completa deixar arrefecer a solução nos tubos durante 3 ou 4 minutos.

Notas:

1°. Pode haver a formação de um precipitado após a adição dos reagentes, o que não irá interferir com os resultados.

2°. Preparar um ensaio em branco, substituindo a amostra por água destilada na mesma quantidade, preparar tudo como se trata-se da amostra. Este tubo pode apresentar uma ebulição mais violenta que os restantes.

Titulação

1. Transferir o conteúdo do tubo para um erlenmeyer.
2. Lavar o tubo 3 a 4 vezes com cerca de 15 ml de água destilada adicionando ao erlenmeyer as águas da lavagem do tubo.
3. Deixar arrefecer a solução.
4. Depois de esta já se encontrar morna ou fria, preferencialmente, adicionar cerca de 6 gotas de ferroína.
5. Titular a solução com a solução aferida de sulfato ferroso amoniacal 0,125N. O ponto de viragem é quando passa de verde para castanho.

Aferição da solução de sulfato ferroso amoniacal 0,125N

1. Diluir 10 mL de solução padrão de dicromato de potássio a 0,25N até cerca 100 ml com água destilada.
2. Adicionar 30 mL de ácido sulfúrico concentrado.
3. Deixar arrefecer a solução.
4. Depois de esta já se encontrar morna ou fria, preferencialmente, adicionar cerca de 3 gotas de ferroína.

5. Titular a solução com a solução de sulfato ferroso amoniacal a aferir. O ponto de viragem é quando passa de verde para castanho.

Cálculos:

Para calcular a normalidade da aferição da solução de sulfato ferroso amoniacal, usa-se a seguinte expressão:

$$N = \frac{2,5}{V_1} \quad \text{(Equação 9)}$$

Onde V1 é o volume gasto de sulfato ferroso amoniacal (mL) no fim da titulação.

Já o valor de CQO é determinado da seguinte forma:

$$CQO = \frac{(V. \text{gasto na titulação do branco} - V. \text{gasto na titulação da amostra}) \times [\text{sulfato ferroso}] \times 8000}{\text{Volume da amostra}}$$

**(Equação 10)**

O valor do CQO é expresso em mg O<sub>2</sub>/L. (MIEB, 2007/2008; Lextec, 2011)

**Exemplo de cálculo:**

(Recolha 1, ponto 4)

Volume gasto de sulfato ferroso amoniacal gasto na aferição = 21,35 ml

Volume gasto na titulação do branco = 21 ml

Volume gasto na titulação da amostra = 20 ml

Volume da amostra = 20 ml

$$N = \frac{2,5}{21,35} = 0,1171 N$$

$$C_{QO} = \frac{(21 - 20) \times 0,1171 \times 8000}{20} = 46,84 \text{ mg/L}$$

## Determinação dos Nitratos

Procedimento:

### a) Curva de calibração

Concentração (mg/L)	Absorvância (nm)
0,1	0,001
1	0,011
2	0,018
3	0,031
4	0,046
5	0,127
20	0,340
40	0,653
50	0,747

### b) Desenvolvimento da cor

1. Para uma série de 7 erlenmeyers de 100 ml, mede-se 35 ml da mistura ácida.
2. Adiciona-se a cada um dos erlenmeyers 5 ml das soluções padrão e 5 ml da solução de 2,6-dimetilfenol.
3. Mistura-se cuidadosamente, por agitação, e lê-se a absorvância após 10 minutos de repouso (a cor deverá ser estável por um tempo de repouso máximo de 60 min.)

### c) Leitura espectrométrica

1. Medir as absorvâncias, através do aparelho Spektralphotometer CADAS 100, DR LANGE, usando o branco como referência, de cada solução padrão, preparada em a), a 324 nm, em células de 1 cm de percurso óptico.
2. O branco é preparado como se fosse uma amostra.

#### d) Traçado da curva

Traça-se a curva em função das absorvâncias e das respectivas concentrações, expressas em miligramas de nitratos por litro.

Esta curva deve ser linear.

Cálculos:

Calcula-se, a partir da curva de referência, a concentração de nitratos, expressa em miligramas por litro, correspondente ao valor de absorvância.

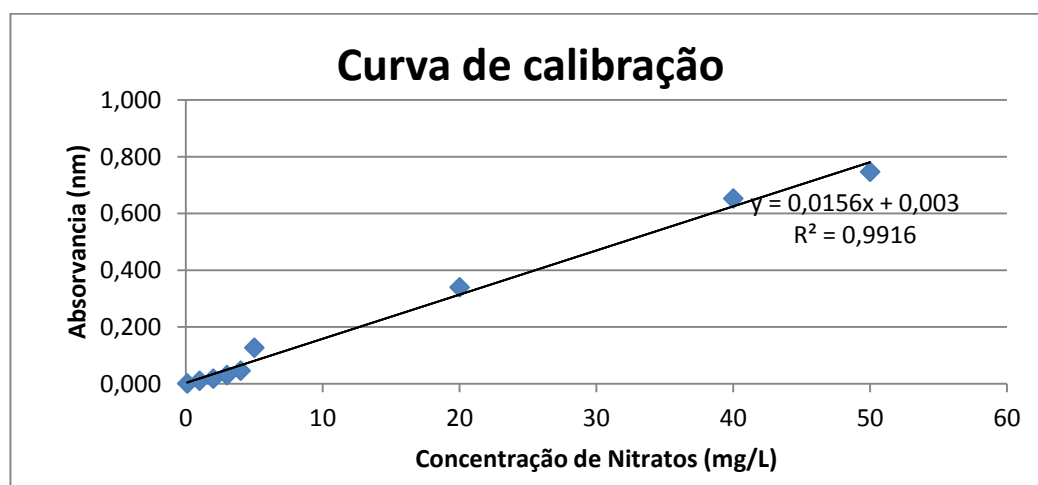


Gráfico 23: Curva de referência da concentração de nitratos

A concentração de nitratos  $[\text{NO}_3^-]$ , expressa em miligramas por litro de amostra é dada pela equação:

$$\text{Nitratos} = \frac{\text{Absorvancia} - 0,003}{0,0156}$$

(Equação 11)

#### Exemplo de cálculo

(Recolha 6, ponto 2):



Absorvância lida = 0,015

$$\text{Nitratos} = \frac{0,015 - 0,003}{0,0156} = 0,76$$

### **Determinação do pH**

O aparelho de pH deve ser calibrado de acordo com o manual de instruções pois estas podem variar ligeiramente, dependendo do aparelho.

1. Lavar o eléctrodo com água destilada, com auxílio de um esguicho e secá-lo suavemente com papel absorvente.
2. Mergulhar o eléctrodo na solução tampão de referência com valor de pH 4,0. Aguardar e verificar o resultado. Caso o valor registado pelo aparelho seja diferente do esperado para solução tampão referência, fazer o ajuste no botão de calibração.
3. Retirar a solução tampão e lavar o eléctrodo novamente com água destilada e secá-lo com papel absorvente.
4. Voltar a mergulhar o eléctrodo numa segunda solução tampão de referência de pH 7,0 e aguardar a verificação do valor de pH registado. Se necessário, ajustar no botão de calibração.
5. Depois de validado o valor, voltar a lavar o eléctrodo com água destilada e secá-lo com papel absorvente.
6. A medição do pH da solução deve ser realizada logo depois da última lavagem do eléctrodo após a calibração, mergulhando o eléctrodo na amostra e carregando na tecla do aparelho correspondente ao início da leitura. (Explicatorium, 2011; MIEB,2077/2008)

### **Determinação dos sólidos dissolvidos e sólidos suspensos**

Preparação do filtro de filtração

1. Incinerar o filtro numa mufla a 500 +/- 50°C durante 1h.
2. Pesas o filtro na balança analítica.

### Preparação da cápsula, do vidro de relógio e do cadinho

1. Calcinar uma cápsula e um cadinho na mufla a 500+/- 50°C durante 1h.
2. Secar um vidro de relógio numa estufa a 103-105°C durante 1h.
3. Arrefecer os recipientes num excicador e pesá-los na balança analítica imediatamente antes de usar.

### Análise da amostra

1. Colocar o filtro no funil com a face rugosa para cima.
2. Pipetar 100 mL de amostra homogeneizada para dentro do funil, aplicando vácuo.
3. Lavar sucessivamente com 3 porções de 10 mL de água destilada, deixando drenar a água completamente entre cada lavagem e continuar a sucção durante 3 minutos após completar a filtração.
4. Transferir todo o volume filtrado (incluindo as águas de lavagem) para a cápsula e evaporar até à secura num banho termostatizado. Se o volume do filtrado exceder a capacidade da cápsula devem fazer-se adições sucessivas.
5. Secar, pelo menos, durante 1h numa estufa a 180+/- 2°C.
6. Arrefecer num excicador e pesar.
7. Repetir o ciclo de secagem, arrefecimento e pesagem da cápsula até se atingir massa constante.
8. Transferir o filtro de fibra de vidro para um vidro de relógio e secar na estufa a 103-105 °C durante 1h.
9. Arrefecer o filtro no excicador e pesar.
10. Repetir o ciclo de pesagem, arrefecimento e pesagem do filtro até se atingir massa constante.

Cálculos:

Calcula-se, os sólidos dissolvidos totais a partir da seguinte equação:

$$SDT = \frac{((capsula\ seca + sólidos) - cápsula\ vazia) \times 1000 \times 1000}{Volume\ da\ amostra}$$

(Equação 12)

SDT → Sólidos dissolvidos totais (mg/L)

**Exemplo de cálculo:**

(Recolha 2, ponto 5)

Massa da cápsula vazia = 58,1199 g

Massa da cápsula seca + sólidos = 58,1773 g

Volume da amostra = 100 ml

$$SDT = \frac{(58,1773 - 58,1199) \times 1000 \times 1000}{100} = 574\ mg/L$$

Já para calcular, os sólidos suspensos totais utiliza-se a seguinte equação:

$$SST = \frac{((papel\ de\ filtro + sólidos) - papel\ de\ filtro) \times 1000 \times 1000}{Volume\ da\ amostra}$$

(Equação 13)

**Exemplo de cálculo:**

(Recolha 2, ponto 5)

Massa do papel de filtro = 0,1195 g

Massa do papel de filtro + sólidos secos = 0,1243 g

Volume da amostra = 100 ml

$$SST = \frac{(0,1243 - 0,1195) \times 1000 \times 1000}{100} = 48 \text{ mg/L}$$

### **Determinação da carência bioquímica de oxigénio (CBO)**

#### Procedimento

1. Preparar a água de diluição.
2. Preparar as amostras diluídas.
3. Determinar o ODi, através do mesmo procedimento para a determinação do oxigénio dissolvido.
4. Incubar os restantes frascos para posterior determinação do ODf, também determinado pelo mesmo método do oxigénio dissolvido.
5. Controlo da água de diluição.

#### Preparação da água de diluição

1. Medir cerca de 10 L de água destilada para dois recipientes, de volume ligeiramente superiores, e de seguida arejá-la utilizando um compressor até esta se encontrar quase saturada.
2. Para cada litro de água adicionar 1 mL das seguintes soluções:
  - a. Tampão fosfato
  - b. Sulfato de magnésio
  - c. Cloreto de cálcio
  - d. Cloreto de ferro
3. Saturar com oxigénio por incorporação de ar sob pressão.
4. Por fim, acerta o pH da água de diluição com tampão fosfato.

#### Preparação das amostras diluídas

As diluições prepararam-se em provetas graduadas transferindo posteriormente as águas para 2 frascos de Winkler.

1. Transferir, evitando a entrada de ar, a água de diluição até aproximadamente metade da capacidade da proveta.
2. Juntar a quantidade de água calculada a analisar.
3. Diluir até ao nível apropriado com a água de diluição arejada.
4. Tapara a proveta e agitar bem.
5. Transferir a mistura obtida para os 2 frascos de Winkler.
6. Determinar o ODi num dos frascos.
7. Incubar os restantes frascos de Winkler durante 5 dias a 20°C para posteriormente se calcular o ODf.

A determinação do ODi e do ODf é feita através do método de Winkler, tal como oxigénio dissolvido.

#### Método de Winkler

1. Encher totalmente um frasco de Winkler com a água a analisar e tapá-lo.
2. Juntar 1 mL de solução de sulfato de manganês, introduzindo a pipeta quase até ao fundo do frasco.
3. Juntar 1 mL de reagente alcali-iodeto-azida, introduzindo a pipeta quase até ao fundo do frasco.
4. Expulsar as bolhas de ar contidas no frasco.
5. Tapar e inverter o frasco várias vezes para homogeneizar.
6. Deixar sedimentar o precipitado até, pelo menos, este se encontrar na metade inferior do frasco.
7. Juntar 1 mL de ácido sulfúrico concentrado.
8. Tapar e agitar como anteriormente, até dissolução completa do precipitado.
9. Verter todo o conteúdo do frasco de Winkler para dentro de um erlenmeyer de 500mL.
10. Titular com tiosulfato de sódio 0,025 M até coloração amarelo-palha-
11. Juntar algumas gotas de cozimento de amido.
12. Continuar a titulação até desaparecimento da cor azul.

#### Controlo da água de diluição

É necessário fazer-se um branco da água de diluição para testar a sua qualidade e a limpeza dos frascos utilizados, sendo o ensaio feito da seguinte forma:

1. Preparar 2 frascos de Winkler com água de diluição.
2. Determinar o  $OD_i$  de um deles e levar o outro a incubar, da mesma forma que os restantes ensaios.
3. Após o período de incubação, determinar o  $OD_f$ .
4. O diferencial de OD não deve ultrapassar 0,2 mg/L.

Cálculos:

$$OD_i = \frac{[\text{Tiossulfato de sódio}]_{\text{inicial}} \times \text{volume gasto na titulação} \times 8000}{\text{Volume de amostra}}$$

$$OD_f = \frac{[\text{Tiossulfato de sódio}]_{\text{final}} \times \text{volume gasto na titulação} \times 8000}{\text{Volume de amostra}}$$

$$CBO5 = \frac{OD_i - OD_f}{\text{Diluição}}$$

(Equação 14)

**Exemplo de cálculo:**

(Para a Recolha número 1, ponto 6)

[Tiossulfato de sódio] inicial = 0,0239 N

(Volume gasto na titulação) inicial = 12,09 ml

Volume da amostra = 293,8 ml

$$OD_i = \frac{0,0239 \times 12,09 \times 8000}{293,8} = 7,86 \text{ mg/L}$$

[Tiosulfato de sódio] final = 0,0241 N

(Volume gasto na titulação) final = 10,39 ml

Volume da amostra = 294,5 ml

$$ODf = \frac{0,0241 \times 10,39 \times 8000}{294,5} = 7,54 \text{ mg/L}$$

$CBO_5$

Diluição = 10/600

$$CBO_5 = \frac{7,86 - 7,54}{\left(\frac{10}{600}\right)} = 19,20 \text{ mg/L}$$

### Determinação dos Fosfatos

#### a) Curva de calibração

Concentração (mg/L)	Absorvância (nm)
0,001	0
0,01	0,014
0,1	0,024
0,5	0,040
2	0,115
4	0,199
6	0,264

#### b) Desenvolvimento da cor

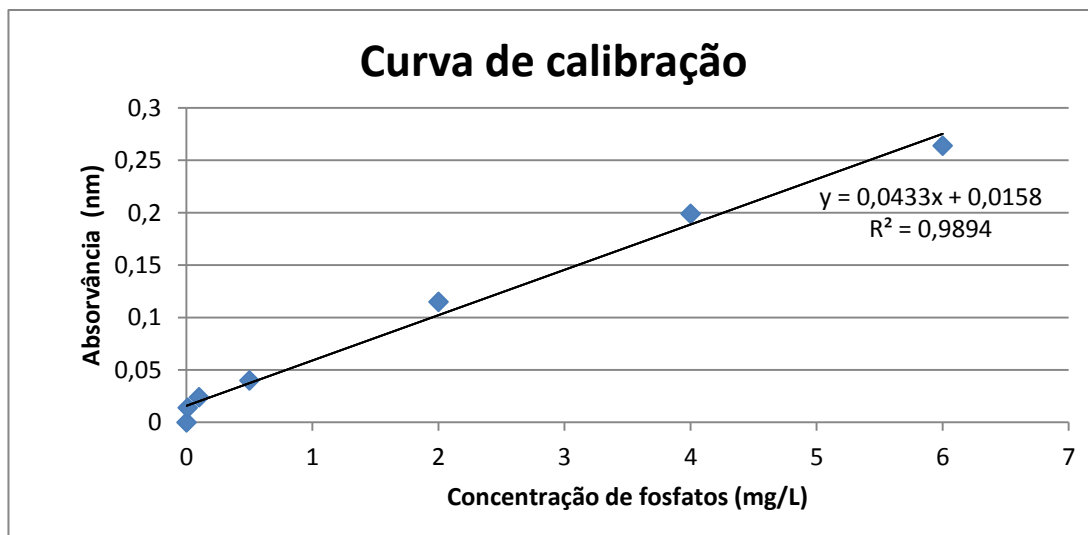
1. Para uma série de 7 balões volumétricos, pipetar 10 mL de água e acertar o volume com água destilada.

2. Dos balões pipetar 50 mL para os determinados erlenmeyers.
3. Adicionar à volta de 1 a 2 gotas do indicador de fenolftaleína.
4. Caso apareça uma cor rósea, adicionar ácido sulfúrico 5N gota a gota, até a cor desaparecer.
5. Adicionar 8 mL de reagente combinado, e homogeneizar.

**c) Leitura espectrométrica**

1. Medir as absorvâncias através do aparelho Spektralphotometer CADAS 100, DR LANGE, usando o branco como referência, de cada solução padrão, preparada em b), a 880 nm, em células de 1 cm de percurso óptico, entre 10 a 30 minutos.
2. O branco é preparado como se fosse uma amostra.

Cálculos:



**Gráfico 24: Gráfico de referência dos Fosfatos**

$$Fosfatos = \frac{Absorvancia - 0,0158}{0,0433} \times \frac{1}{10}$$

(Equação 15)



### **Exemplo de cálculo:**

(Recolha 4, ponto 3)

Absorvância = 0,227

$$Fosfatos = \frac{0,227 - 0,0158}{0,0433} \times \frac{1}{10} = 4,878 \text{ mg/L}$$

### **Condutividade**

Procedimento:

1. Calibrar o aparelho, Micro CM 2200, Crison, com a solução standard de cloreto de potássio (KCl) à temperatura ambiente.
2. Colocar a amostra da água à temperatura ambiente num copo e em seguida mergulhar o eléctrodo no recipiente.
3. Fazer a medição e registar o valor obtido.

### **Contagem do número total de bactérias**

Devido à elevada contaminação presente nestas águas, teve que ser feita uma diluição para as amostras, para haver uma melhor contagem final.

Após a diluição de cada amostra, seguem-se os seguintes passos:

1. Voltar a diluir 1 ml da amostra em 20 ml de água esterilizada.
2. Filtrar a mostra de água numa membrana de Watman, sob vácuo.
3. Colocar o filtro sobre o meio sólido, evitando a formação de bolhas de ar entre a membrana e o meio.
4. Incubar, cada amostra, a 25° e 37°, durante 24 horas, para poder verificara a que temperatura há maior crescimento de colónias.

Cálculos:

$$N.º \text{ de Bact total } \left( \frac{UFC}{mL} \right) = N.º \text{ de colonias contadas} \times \frac{1}{\text{Diluição da amostra}}$$

(Equação 16)

**Exemplo de cálculo:**

(Recolha 1, ponto 4; 25 °C):

N.º de colónias contadas = 5

Diluição da amostra = 0,001

$$N.º \text{ de Bact total } \left( \frac{UFC}{mL} \right) = 5 \times \frac{1}{0,001} = 5000 \text{ UFC/ml}$$

**Contagem dos coliformes totais**

Bem como para a contagem do número total de bactérias, também para os coliformes totais foi necessária uma diluição, sendo esta a mesma que a anterior.

Sendo assim, depois da diluição de cada amostra, seguem-se os seguintes passos:

1. Impregnar uma almofada adsorvente com 2 ml de meio MF-ENDO e colocar numa placa de petri esterilizada.
2. Filtrar 100 ml da mostra de água numa membrana de Watman, sob vácuo.
3. Colocar o filtro sobre o meio, evitando a formação de bolhas de ar entre a membrana e o meio.
4. Incubar, cada amostra, a 37° durante 24 horas. Para confirmação da presença de E.coli é obtida mediante a incubação a 42,5° durante 24 horas.

Cálculos:

$$N.º \text{ de coliformes total } \left( \frac{UFC}{100ml} \right) = \frac{N.º \text{ de colonias contadas} \times 100}{\text{Volume}} \times \frac{1}{\text{Diluição da amostra}}$$

(Equação 17)

**Exemplo de cálculo:**

(Recolha 1, ponto 4; 37 °C):

N.º de colónias contadas = 2

Volume = 100 ml

Diluição da amostra = 0,1

$$N.º \text{ de coliformes total } \left( \frac{UFC}{100ml} \right) = \frac{2 \times 100}{100} \times \frac{1}{0,1} = 20 \text{ UFC/100ml}$$

### Anexo 3

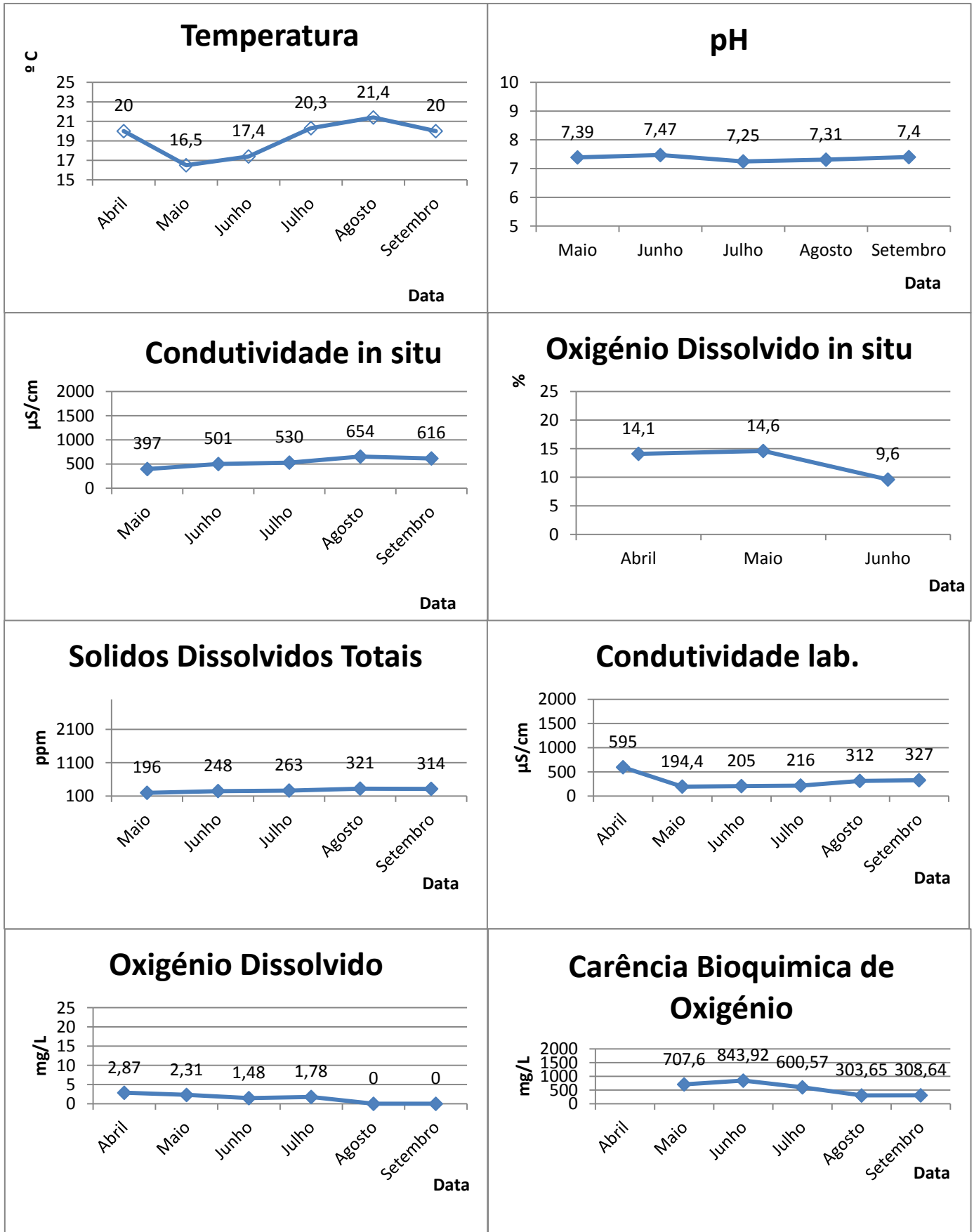
Ponto/ Data	Temp. In situ (°C)	pH	Cond In situ (µS/cm)	OD In Situ (mg/L)	SDT In Situ (mg/L)	Cond. Lab. (µS/cm)	CBO <sub>5</sub> (mg/L)	OD (mg/L)	CQO (mg/L)	Fosfatos (mg/L)	Nitratos (mg/L)	SDT Lab. (mg/L)	SST (mg/L)	N.º de coli. (UFC/100 ml)	N.º de Bac. 25°C (UFC/ml)	N.º de Bac. 37°C (UFC/ml)
1/Abril	20			14,1		595	37,46	2,87	32,23	0,08	1,56	439,5	41,5	2000	2000	1000
1/Maio	16,5	7,39	397	14,6	196	194,4	707,6	2,31	52,3	0,5	1,76	424,5	13	18000	3000	0
1/ Junho	17,4	7,47	501	9,6	248	205	843,92	1,48	15,84	0,58	0,34	393	3,5	37900	94700	23700
1/ Julho	20,3	7,25	530		263	216	600,57	1,78	21,28	0	0	447	10	54600	49500	49500
1/ Agosto	21,4	7,31	654		321	312	303,65	0	10,24	1,358	0	520	4	104000	30000	56000
1/Setembro	20	7,4	616		314	327	308,64	0	113,64	1,435	0	478	9	14000	40000	57000
2/Abril	21,2	6,94	416	60,2	206	442	6,18	5,87	29,83	0	1,88	307,5	31,5	96	54	34
2/Maio	19,6	7,37	347	60,7	172	146,2	140,99	6,95	87,99	0	1,18	302,5	34	1000	1000	0
2/ Junho	20,9	7,52	434	46	218	176,7	928,68	8,47	57,69	0	2,46	334,5	78,5	2500	16400	100
2/ Julho	24,3	7,81	496		248	191,8		7,43	82,13	0	0	501,5	46	77000	1100	1400
2/ Agosto	24,2	8,48	485		232	210	252,51	6,62	78,5	0	1,403	281	29	49500	1800	4300
2 /Setembro	22,2	7,32	535		269	252	148,35	3,42	118,18	0,019	0,76	307	84	9100	0	2200
3/Abril	21,3	6,82		72,1		604	23,9	5,43	48,42	0,05	0,76	406,9	75,5	1	90	72
3/Maio	20,3	8,01	370	77,4	181	188,2	325,23	8	63,16	0,29	0,41	363	93	2000	0	0
3/ Junho	20,1		518	39,9	260	225	349,57	5,63	61,09	0,54	2,08	427,5	78,5	673	930	1005
3/ Julho	23,9	7,86	654		330	223	133,22	17,97	68,09	0,49	0	593,5	40	378	440	495
3/ Agosto	24	8,37	687		339	332	271,61	4,36	61,43	0,231	0,438	598	79	60500	3100	5700
3/Setembro	23,3	8,28	627		315	305	56,57	3,65	138,64	0,289	0,232	514	119	13300	1600	2600
4/Abril	22,1	7,59		46,2		594	96,69	2,41	45,12	0,09	0,76	352	78,5	7000	5000	0
4/ Maio	19,5	7,85	410	73	206	189,8	330,53	6,95	64,27	0,32	0,25	382,5	36,5	35000	0	0
4/ Junho	19,4		522	20,1	260	216	949,2	6,71	19,23	0,56	0,6	455	43	3570	9300	2370

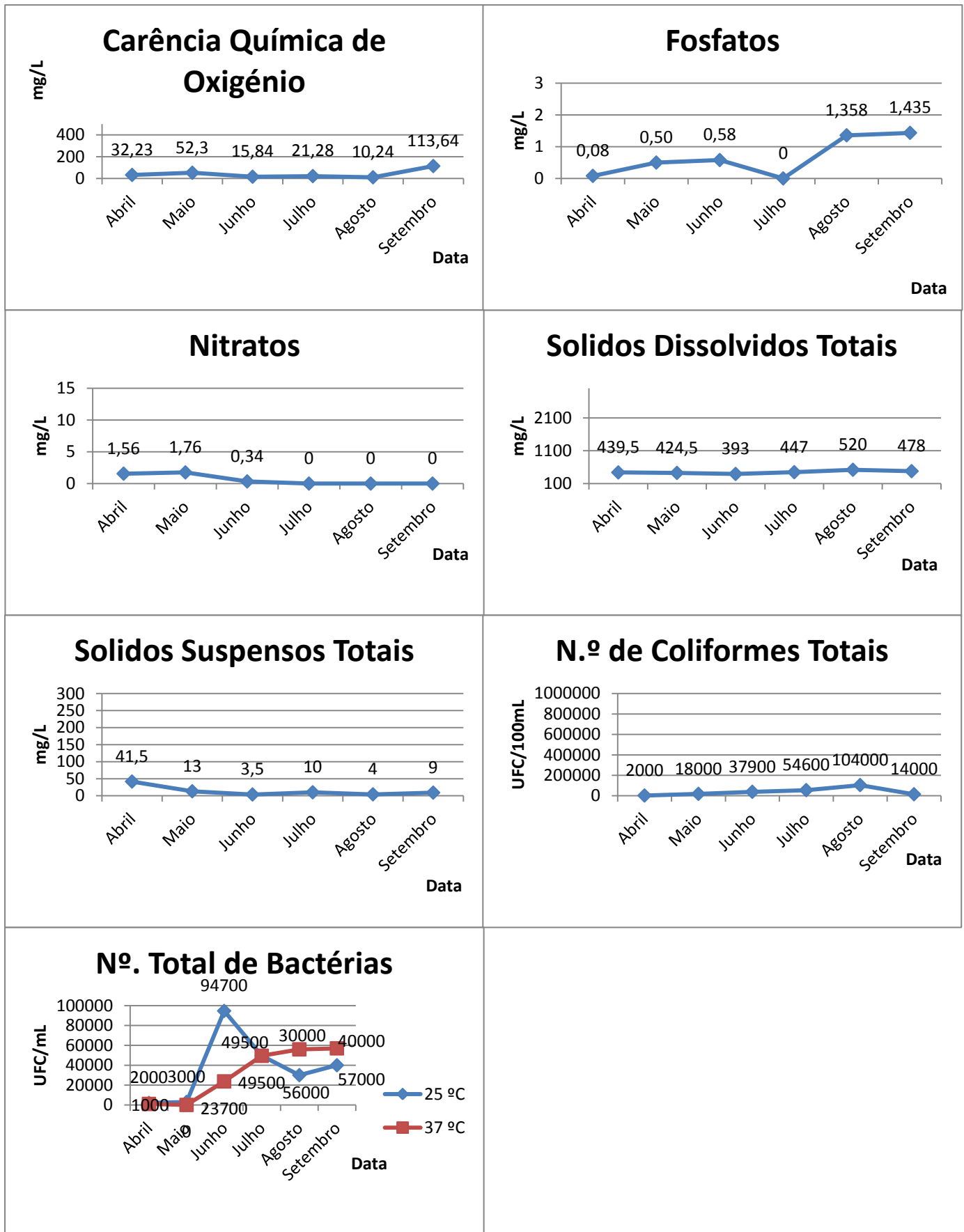
4/ Julho	23,8	7,69	648				322	215		13,97	89,36	0,48	0	575,5	31,5	1520	490	710
4/ Agosto	22,8	7,99	680				342	334	744,06	3	27,3	0,333	0,245	557	46	10450	310	1010
4/Setembro	22,4	7,88	627				312	307	32,64	2,23	97,73	0,418	0,309	470	91	4950	860	1110
5/Abril	25,3	6,65		5,1				1742		0	201,41	0,27	3,01	938,5	143	345000	92000	40000
5/ Maio	17,4	7,29	623	5			312	322	382,7	0	153,59	0,61	0,66	532	44	567000	149000	120000
5/ Junho	17,9	7,04	847	7,6			423	393	1649,66	0	382,35	0,99	3,75	833	221	987000	3000	146000
5/ Julho	21,4	7,2	925				464	458	352,5	0	187,23	0,98	0	907	186	342000	88000	8900
5/ Agosto	20,1	8	852				406	676	362,52	2,51	40,96	1,305	0,76	1379	8	22000	5000	4000
5/Setembro	20,3	7,78	600				301	478	594,43	1,11	148,48	1,709	0,824	778	27	495000	129000	4800
6/Abril	17,6	7,34	528	15,7			269	621	23,27	3,91	40,98	0,12	0,79	439,5	55,5	5000	7000	19000
6/ Maio	16,4	7,43	425	33			212	187,1	234,77	3,25	42,55	0,55	1,02	340,5	18	17000	1000	1000
6/ Junho	17,4	7,51	495	20			249	207	323,93	1,11	20,36	0,59	0,21	415	235	36700	27200	23000
6/ Julho	20	7,24	540				269	209		2,86	38,3	0,31	0	380,5	14	75100	60500	33000
6/ Agosto	21,2	7,61	656				333	225	923,33	0	20,48	1,846	0	587	16	70000	7000	28000
6/Setembro	19,2	7,62	613				304	297	163,83	0	47,73	1,451	0	437	5	71500	20200	38500

<b>Ponto - Data</b>	<b>Abundância</b>	<b>Diversidade</b>
01-Abr	551	7
01-Mai	25	1
01-Jun	40	2
01-Jul	10	2
01-Ago	1	1
01-Set	1	1
02-Abr	0	0
02-Mai	0	0
02-Jun	0	0
02-Jul	0	0
02-Ago	0	0
02-Set	0	0
03-Abr	18	3
03-Mai	3	1
03-Jun	4	1
03-Jul	3	1
03-Ago	33	2
03-Set	11	2
04-Abr	10	6
04-Mai	6	2
04-Jun	14	2
04-Jul	31	1
04-Ago	28	2
04-Set	96	2
05-Abr	0	0
05-Mai	0	0
05-Jun	0	0
05-Jul	0	0
05-Ago	0	0
05-Set	0	0
06-Abr	235	8
06-Mai	5	2
06-Jun	19	2
06-Jul	2	1
06-Ago	2	1
06-Set	14	1

De seguida apresentamos todos os gráficos dos parâmetros analisados, isolados por pontos.

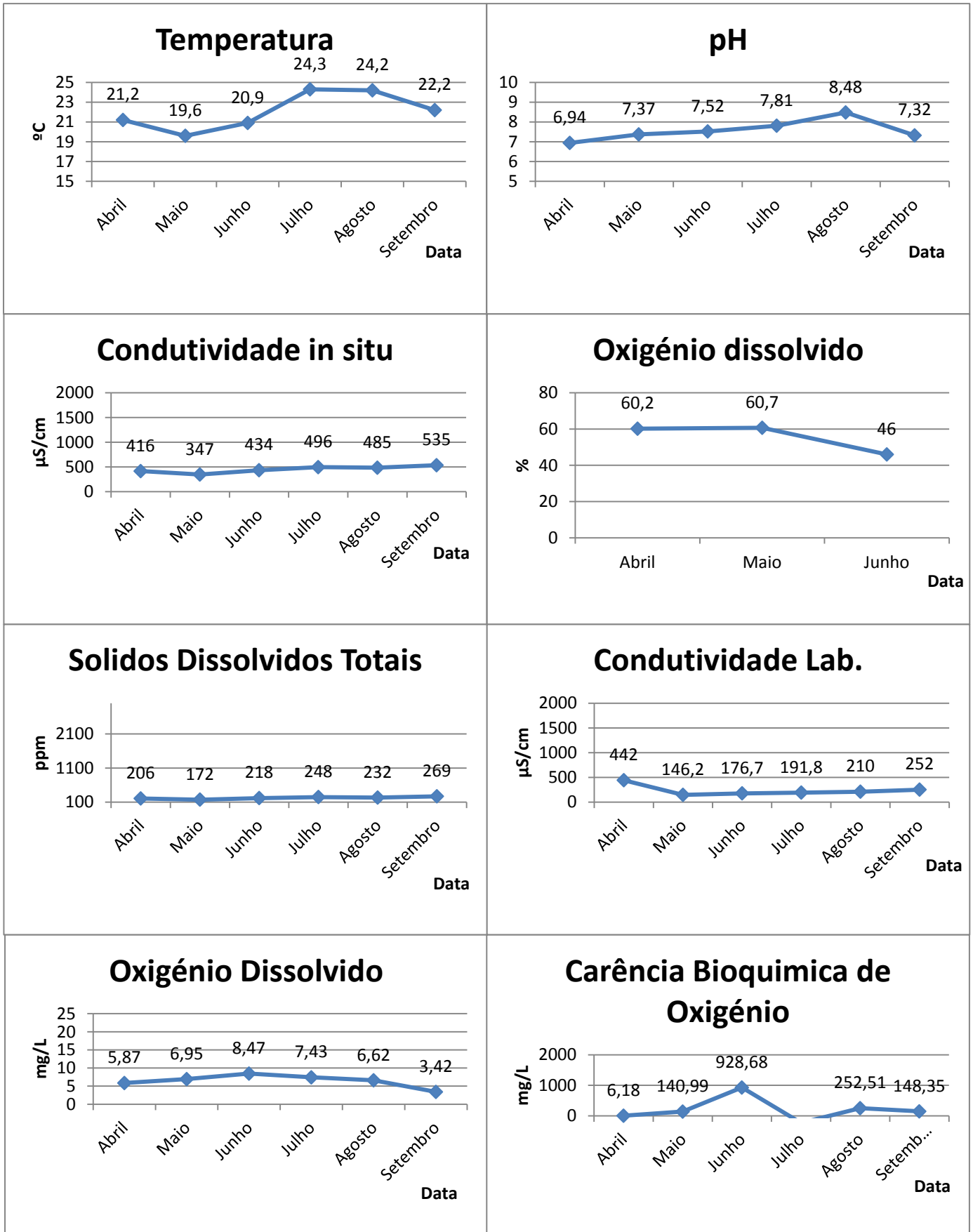
Ponto 1 – Início da reserva integral



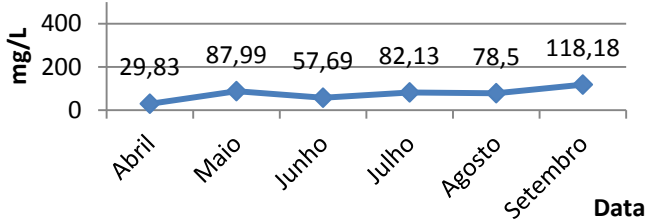




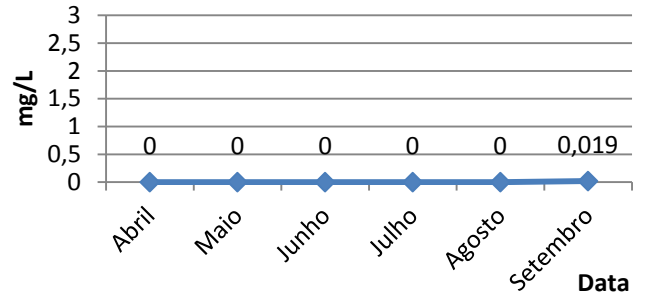
Ponto 2 – Braço do Cortiço



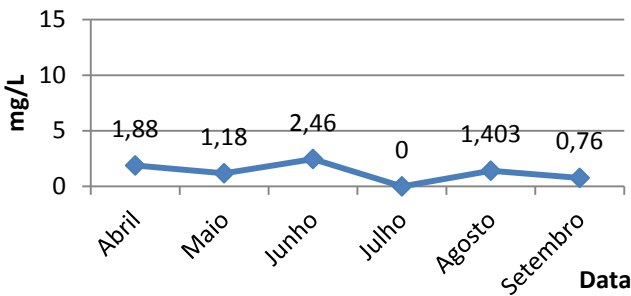
### Carência Química de Oxigênio



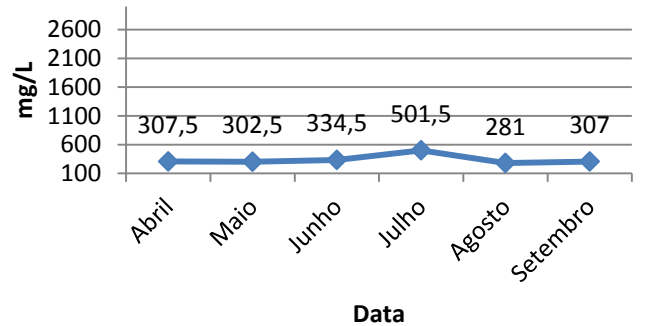
### Fosfatos



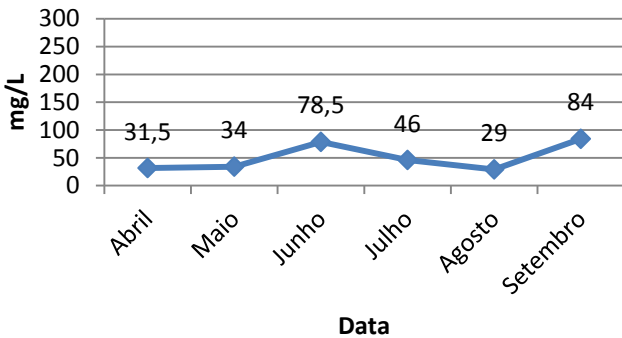
### Nitratos



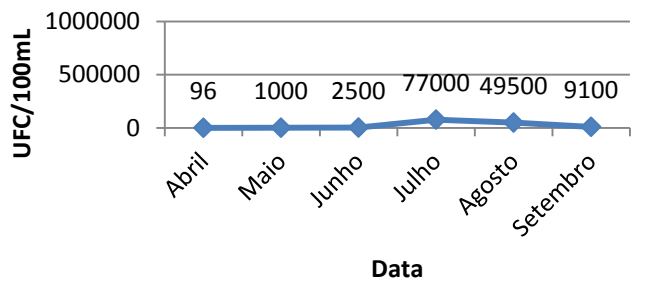
### Sólidos Dissolvidos Totais



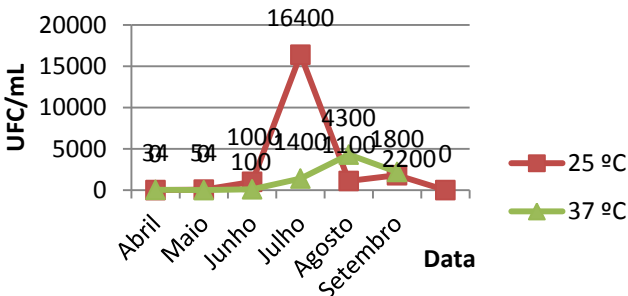
### Sólidos Suspensos Totais



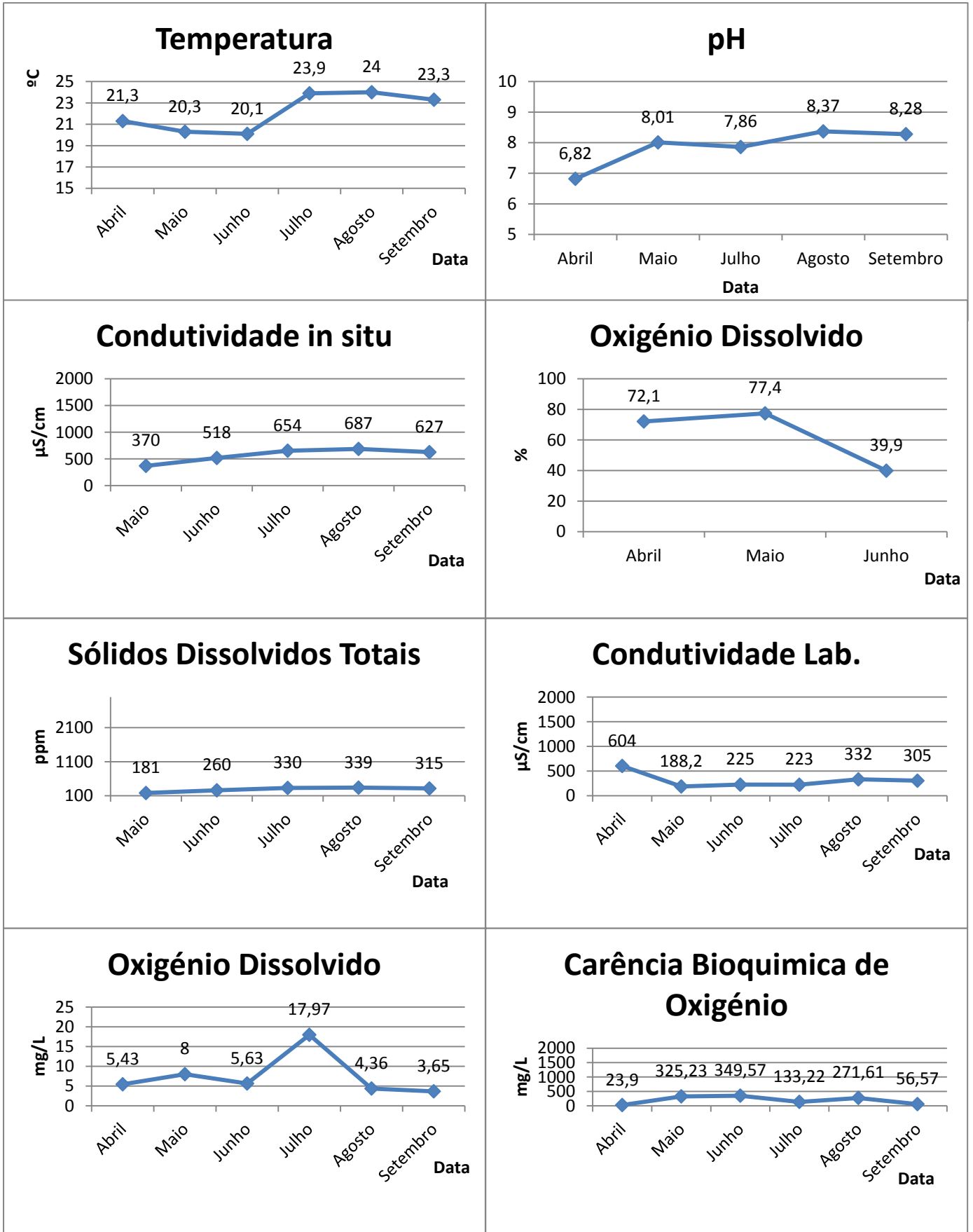
### Número de Coliformes Totais



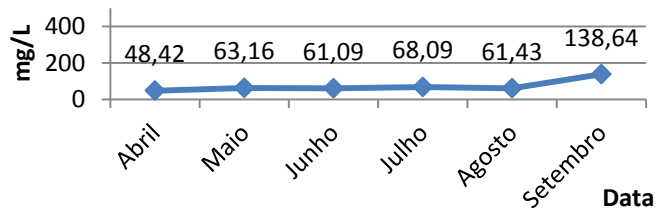
### Nº Total de Bactérias



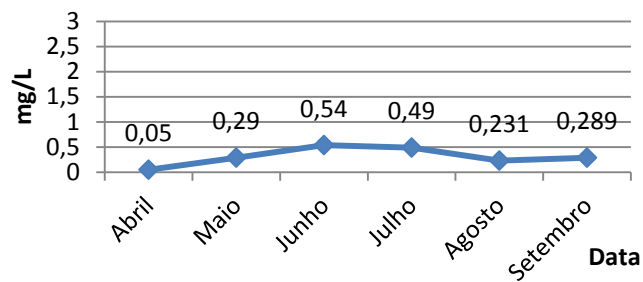
Ponto 3 – Vala da Sangria



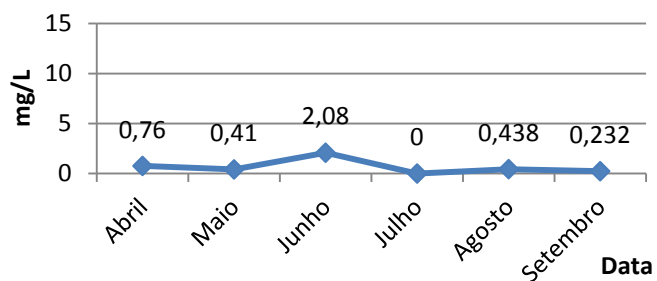
### Carência Química de Oxigênio



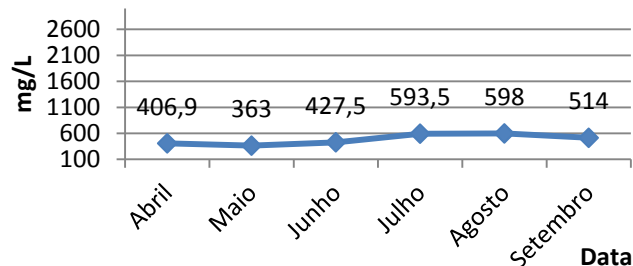
### Fosfatos



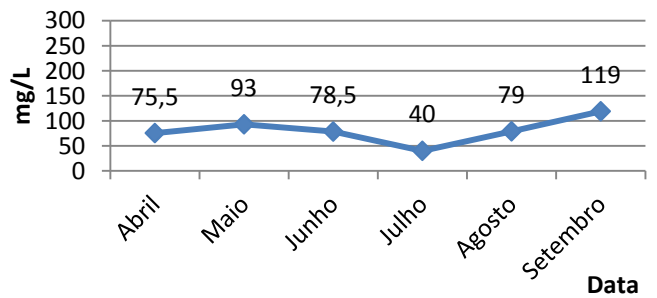
### Nitratos



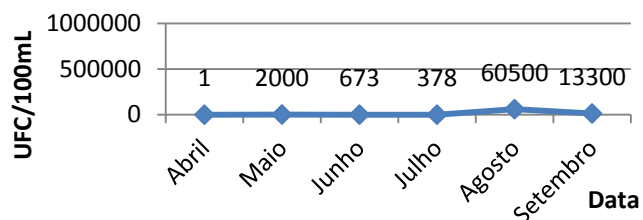
### Sólidos Dissolvidos Totais



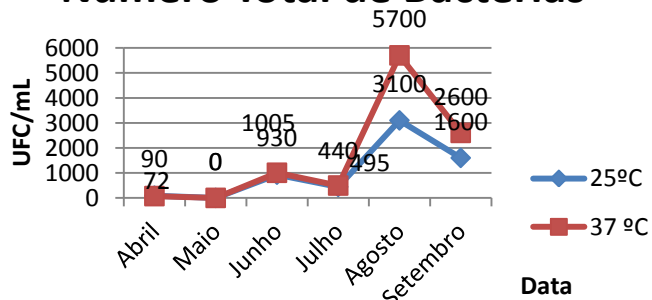
### Sólidos Suspensos Totais



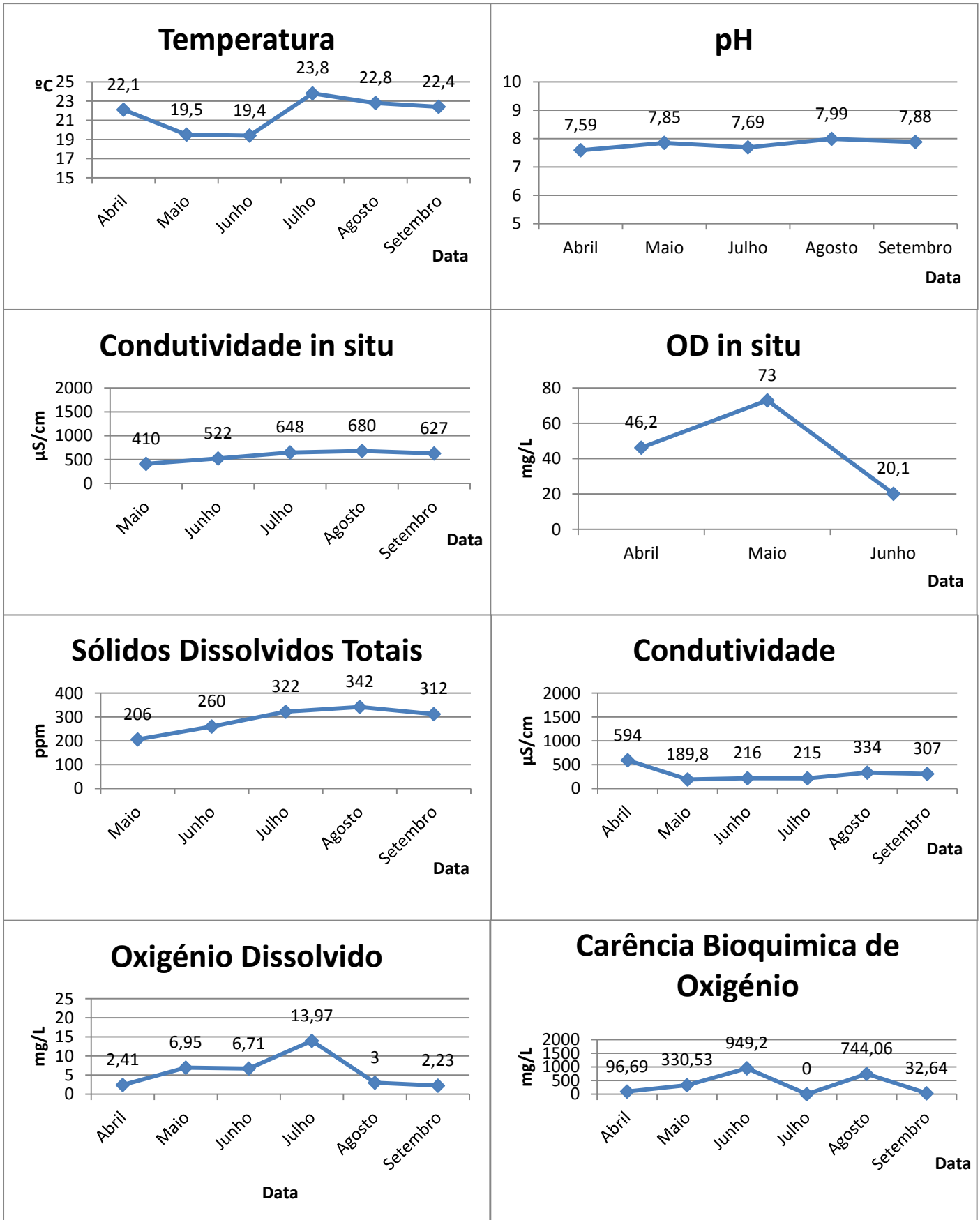
### Número de Coliformes Totais

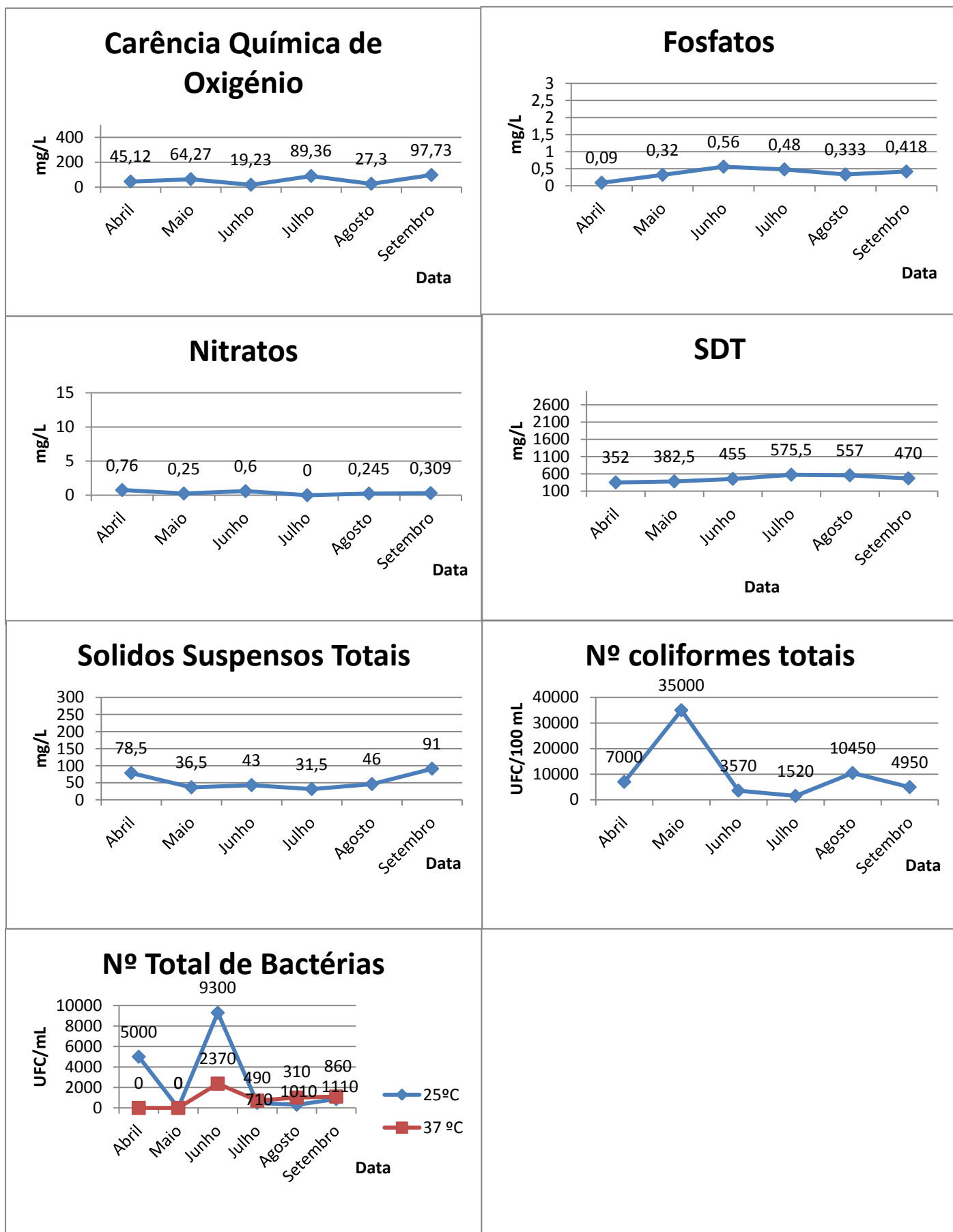


### Número Total de Bactérias

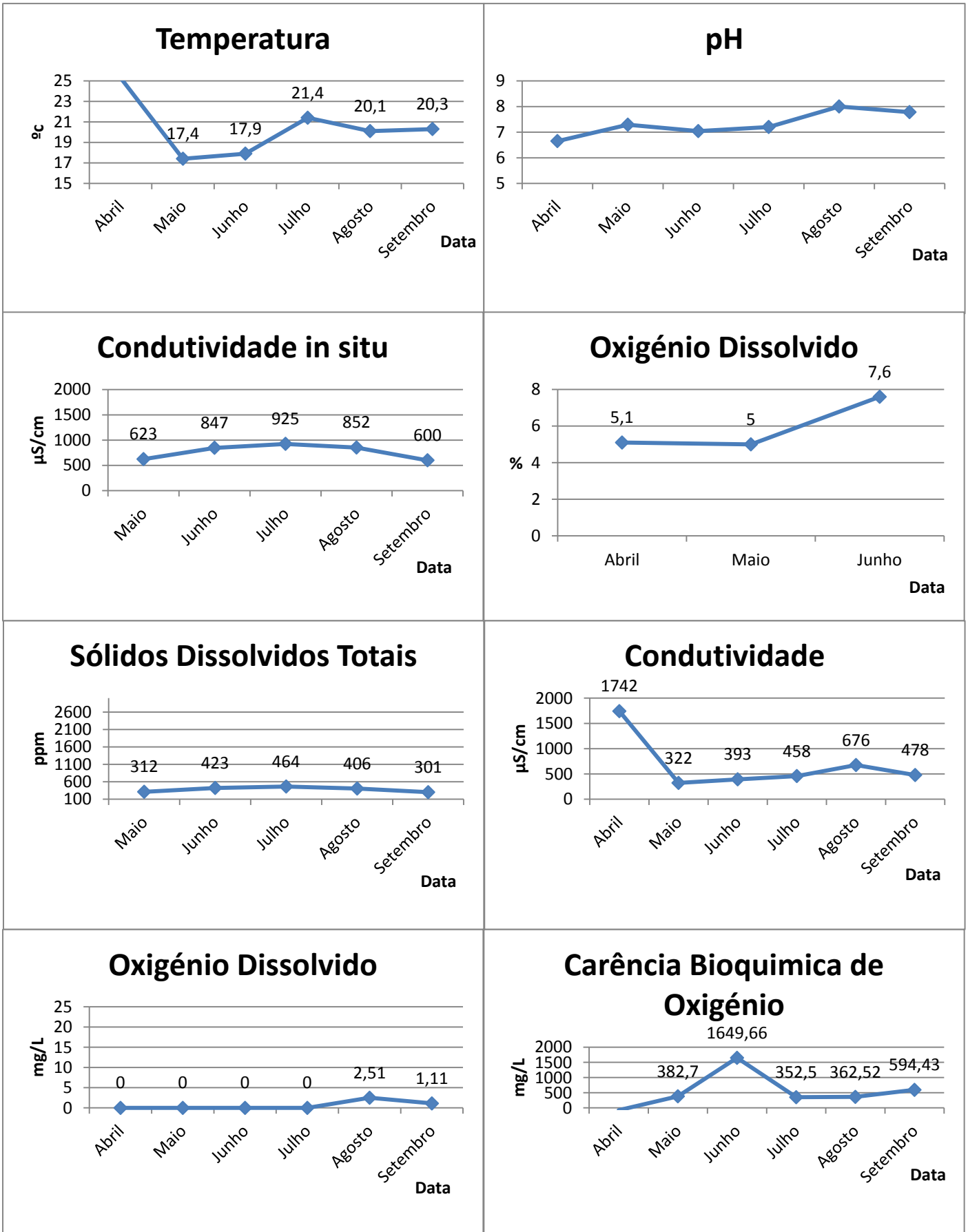


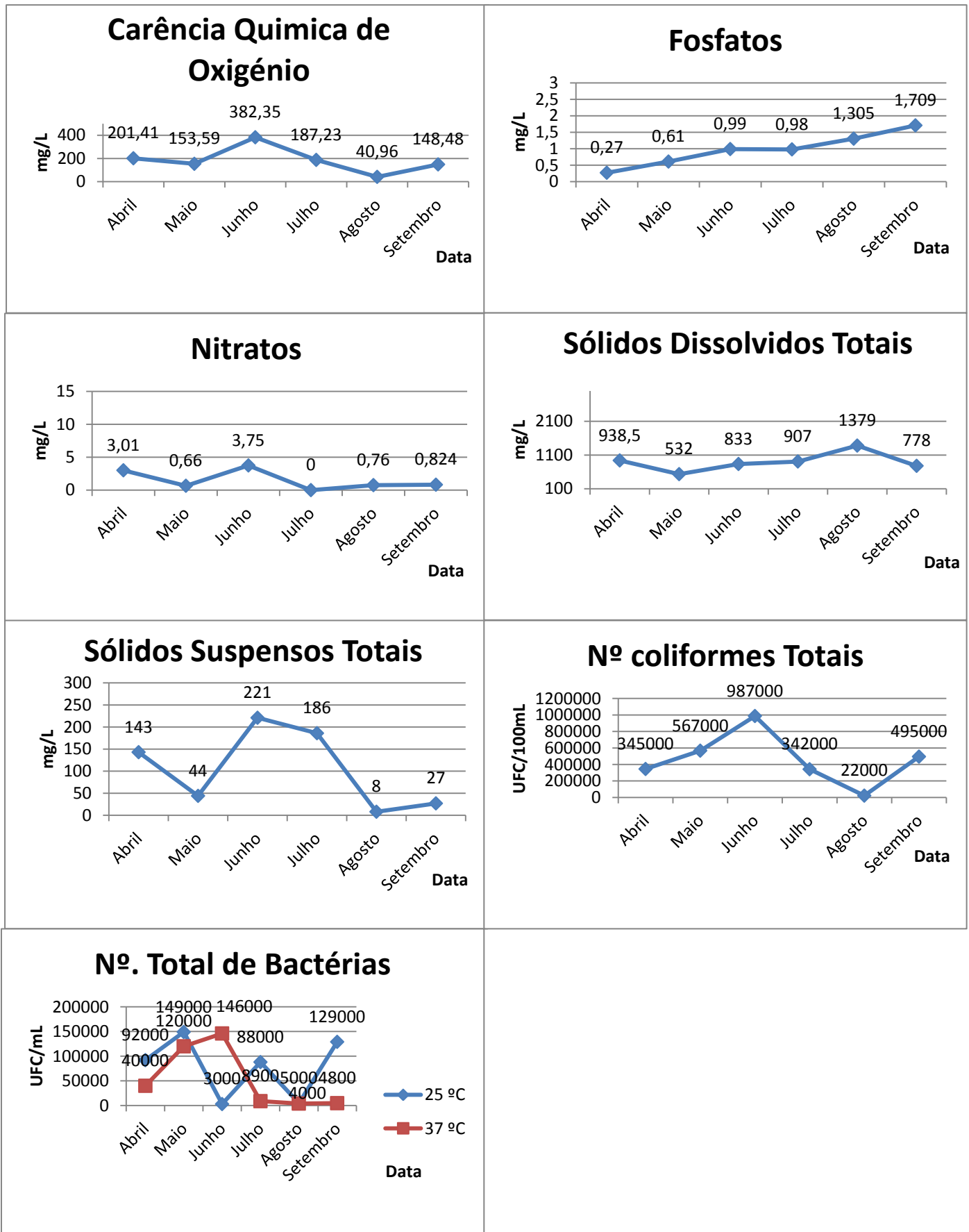
Ponto 4 – Ponte da Broa





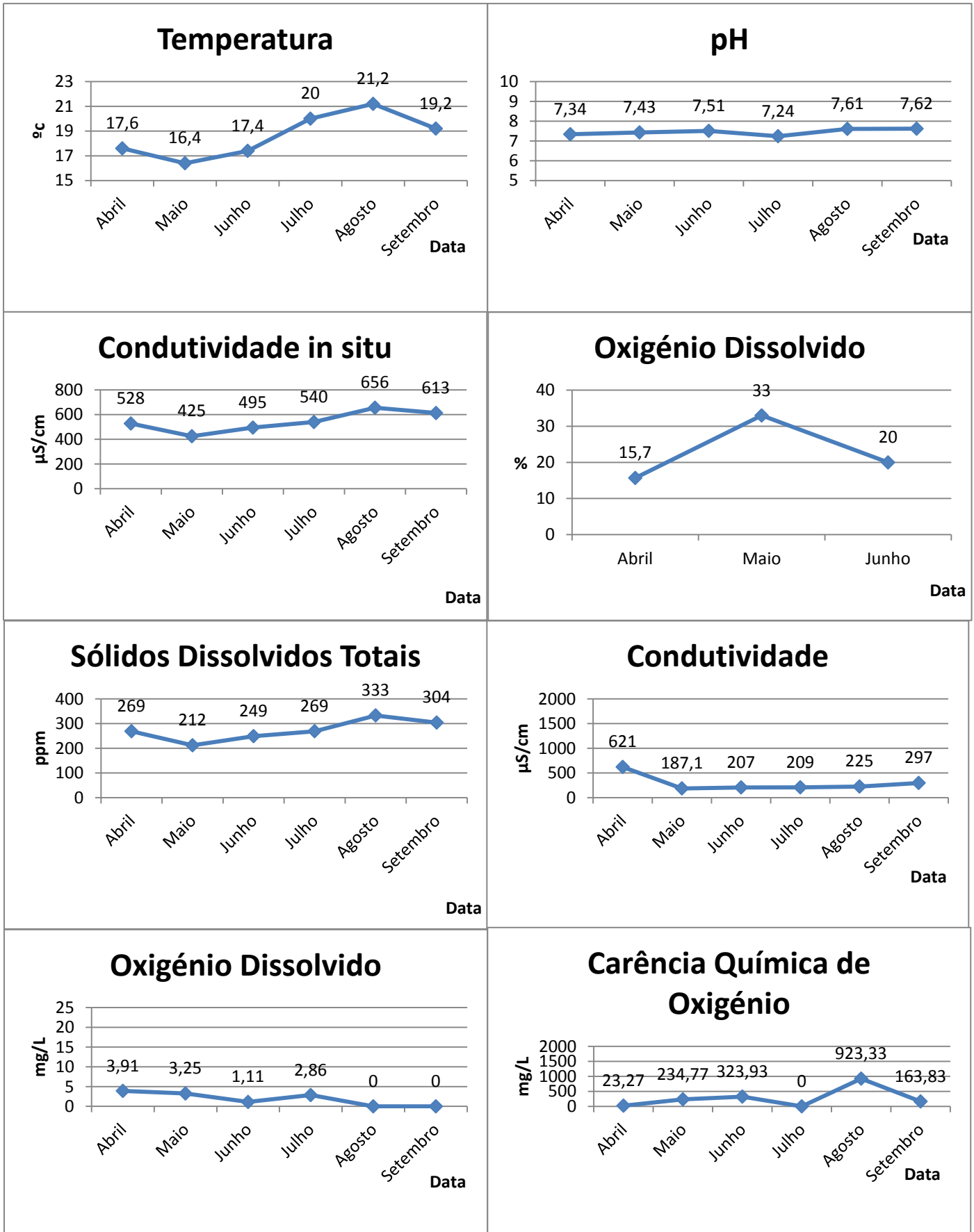
Ponto 5 - Vala das Cordas

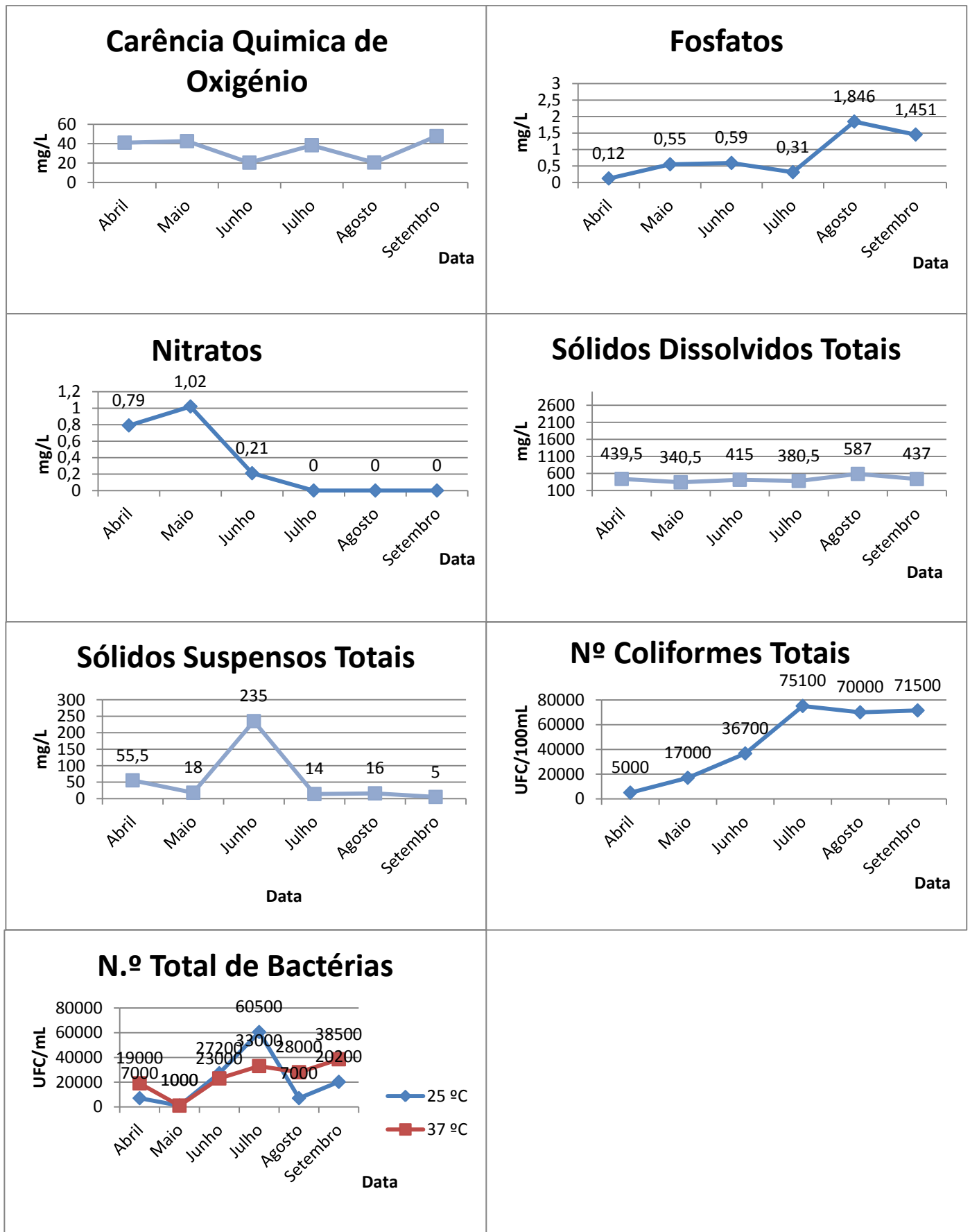






Ponto 6 – Ponte do Himalaia





## Anexo 4

### Anexos do decreto-lei nº 236/98 de 1 de Agosto

#### ANEXO X

#### Qualidade das águas doces para fins aquícolas — águas piscícolas

Parâmetros	Águas de salmonídeos		Águas de ciprinídeos		Expressão dos resultados	Métodos analíticos de referência	Observações
	VMR	VMA	VMR	VMA			
Temperatura . . . .	<p>A temperatura medida a jusante de um ponto de descarga térmica (no limite da zona de mistura) não deve ultrapassar a temperatura natural em mais de:</p> <p style="text-align: center;">-   1,5   -   3</p> <p>A descarga térmica não deve levar a que a temperatura, na zona situada a jusante do ponto de descarga (no limite da zona de mistura), ultrapasse os seguintes valores:</p> <p style="text-align: center;">-   21,5 (O)   -   28 (O)</p> <p>O limite de temperatura de 10°C só se aplica nos períodos de reprodução das espécies que necessitam de água fria para se reproduzirem e apenas nas águas susceptíveis de conter tais espécies. Os limites de temperatura podem, no entanto, ser ultrapassados em 2% do tempo.</p>				°C	Termometria . . . . .	Devem ser evitadas variações de temperatura demasiado bruscas.
Oxigénio dissolvido.	50% ≥ 9 100% > 7	50% ≥ 9	50% ≥ 8 100% ≥ 5	50% ≥ 7	mg/l O <sub>2</sub>	Método de Winkler ou electrodos específicos (método electroquímico).	
pH . . . . .		6-9 (O) (1)		6-9 (O) (1)	Escala de Sorensen	Electrometria: avaliação por meio de duas soluções tampão de pH conhecidos vizinhos e de preferência situados acima e abaixo do valor de pH a medir.	
Sólidos suspensos totais.	25 (O)		25 (O)		mg/l	Por filtração através de membrana filtrante de 0,45 µm, ou por centrifugação (tempo mínimo de cinco minutos, aceleração média de 2 800, a 3 200 g), secagem a 105°C e pesagem.	Os valores indicados referem-se a concentrações e não se aplicam às matérias em suspensão que tenham propriedades químicas nocivas. As inundações são susceptíveis de provocar concentrações muito elevadas.
CBO <sub>5</sub> (20) . . . . .	3		6		mg/l O <sub>2</sub>	Determinação de O <sub>2</sub> pelo método de Winkler antes e após cinco dias de incubação na obscuridade total, a 20°C ± 1°C (sem impedir a nitrificação).	
Fósforo total . . . .					mg/l P	Espectrometria de absorção molecular.	<p>No que respeita aos lagos cuja profundidade média se situa entre 18 m a 150 m pode aplicar-se a seguinte fórmula:</p> $L \leq 10 \frac{Z}{T_w} (1 + \sqrt{T_w})$ <p>onde:</p> <p>L = carga, expressa em mg P por metro quadrado de superfícies do lago durante um ano;</p> <p>Z = profundidade média do lago, expressa em metros;</p> <p>T<sub>w</sub> = tempo teórico de renovação da água do lago, expresso em anos.</p> <p>Nos outros casos, os valores limite de 0,2 mg/l para as águas de salmonídeos e de 0,4 mg/l para as águas de ciprinídeos, expressos em PO<sub>4</sub>, podem ser considerados como valores indicativos que permitam reduzir a eutrofização.</p>

Parâmetros	Águas de salmonídeos		Águas de ciprinídeos		Expressão dos resultados	Métodos analíticos de referência	Observações
	VMR	VMA	VMR	VMA			
Nitritos . . . . .	0,01		0,03		mg/NO <sub>2</sub>	Espectrometria da absorção molecular.	
Compostos fenólicos.		( <sup>2</sup> )		( <sup>2</sup> )	mg/l C <sub>6</sub> H <sub>5</sub> OH	Exame gustativo . . . . .	O exame gustativo só é efectuado se presumir a presença de compostos fenólicos.
Hidrocarbonetos		( <sup>3</sup> )		( <sup>3</sup> )		Exame visual; exame gustativo	É feito mensalmente um exame visual; o exame gustativo só se efectua se se presumir a presença de hidrocarbonetos.
Amoníaco não ionizado.	0,005	0,025	0,005	0,025	mg/l NH <sub>3</sub>	Espectrometria de absorção molecular com azul de indofenol ou segundo o método de Nessler associado à determinação do pH e temperatura.	Os valores para o amoníaco não ionizado podem ser ultrapassados desde que se trate de doses de pouca importância que apareçam durante o dia.
Azoto amoniacal	0,04	( <sup>4</sup> ) 1	0,2	( <sup>4</sup> ) 1	mg/l NH <sub>4</sub>		
Cloro residual disponível total.		0,005		0,005	mg/l HOCl	Método DPD (N, N-dietil-p-fenilenodiamina).	Os valores VMA correspondem a um pH=6. Podem admitir-se concentrações superiores de cloro total se o pH for superior.
Zinco total . . . . .		0,3		1,0	mg/l Zn	Espectrometria atómica . . . . .	Os valores VMA correspondem a uma dureza da água de 100 mg/l em CaCO <sub>3</sub> . Para durezas compreendidas entre 10 mg/l e 500 mg/l, os valores limites correspondentes podem ser encontrados no anexo XI.
Cobre solúvel . . . . .	0,4		0,04		mg/l Cu	Espectrometria atómica . . . . .	Os valores VMR correspondem a uma dureza da água de 100 mg/l em CaCO <sub>3</sub> . Para durezas compreendidas entre 10 mg/l e 300 mg/l, os valores limites correspondentes podem ser encontrados no anexo XI.

(<sup>1</sup>) As variações artificiais do pH em relação aos valores constantes não devem ultrapassar ±0,5 unidades de pH nos limites compreendidos entre 6 e 9, desde que essas variações não aumentem a nocividade de outras substâncias presentes na água.

(<sup>2</sup>) Os compostos fenólicos não devem estar presentes em concentrações que alterem o sabor do peixe.

(<sup>3</sup>) Os produtos de origem petrolífera não devem estar presentes nas águas em quantidades tais que:

Formem um filme visível na superfície da água ou que se depositem em camadas no leito dos cursos de água e dos lagos e provoquem efeitos nocivos nos peixes, dando aos mesmos um sabor de hidrocarbonetos, perceptível pelo homem.

(<sup>4</sup>) Podem fixar-se valores superiores a 1 mg/l em condições geográficas ou climatológicas particulares e especialmente em caso de baixas temperaturas da água e de reduzida nitrificação ou quando a autoridade competente puder provar que não há consequências prejudiciais para o desenvolvimento equilibrado dos povoamentos de peixes.

VMR — valor máximo recomendado.

VMA — valor máximo admissível.

(O) — derrogações possíveis.

Nota. — Os valores destes parâmetros foram fixados considerando que não há sinergia pela presença de outras substâncias nocivas (não enumeradas).

## Anexo do decreto-lei nº 236/98 de 1 de Agosto

## ANEXO XVI

## Qualidade das águas destinadas a rega

Parâmetro S	Expressão dos resultados	VMR	VMA	Observações
Alumínio ( <i>Al</i> )	mg/l	5,0	20	Risco de improdutividade em solos com $pH < 5,5$ . Em solos com $pH > 7$ o risco de toxicidade é eliminado por precipitar o alumínio.
Arsénio ( <i>As</i> )	mg/l	0,10	10	Toxicidade variável consoante as culturas, oscilando entre 12 mg/l para a erva-do-sudão e 0,05 mg/l para o arroz.
Bário ( <i>Ba</i> )	mg/l	1,0		
Berílio ( <i>Be</i> )	mg/l	0,5	1,0	
Boro ( <i>B</i> )	mg/l	0,3	3,75	Para solos de textura fina e em curtos períodos recomenda-se como concentração máxima 2 mg/l.
Cádmio ( <i>Cd</i> )	mg/l	0,01	0,05	Tóxico para o feijoeiro, beterraba e nabo em concentrações da ordem dos 0,1 mg/l em soluções nutritivas. Recomenda-se limites mais restritivos, dado este ião se acumular nas plantas e no solo, podendo prejudicar o ser humano.
Chumbo ( <i>Pb</i> )	mg/l	5,0	20	As concentrações muito elevadas podem inibir o desenvolvimento celular das culturas.
Cloretos ( <i>Cl</i> )	mg/l	70	-	Para a cultura do tabaco recomenda-se uma concentração inferior a 20 mg/l, não devendo exceder os 70 mg/l.
Cobalto ( <i>Co</i> )	mg/l	0,05	10	Tóxico em soluções nutritivas para a cultura do tomate na ordem dos 0,1 mg/l. Tende a ser inactivo em solos neutros ou alcalinos.
Cobre ( <i>Cu</i> )	mg/l	0,20	5,0	Tóxico em soluções nutritivas com concentrações entre 0,1 mg/l e 1 mg/l para diversas culturas.
Crómio total ( <i>Cr</i> )	mg/l	0,10	20	Por se desconhecer o seu efeito tóxico, recomendam-se limites mais restritivos.
Estanho ( <i>Sn</i> )	mg/l	2,0		
Ferro ( <i>Fe</i> )	mg/l	5,0		Não tóxico em solos bem arejados, mas pode contribuir para a acidificação do solo, tornando indisponível o fósforo e o molibdénio.
Flúor ( <i>F</i> )	mg/l	1,0	15	Inactivado em solos neutros e alcalinos.
Lítio ( <i>Li</i> )	mg/l	2,5	5,8	Tolerado pela maioria das culturas em concentrações superiores a 5 mg/l; móvel no solo. Tóxico para os citrinos a baixas concentrações (<0,075 mg/l).
Manganés ( <i>Mn</i> )	mg/l	0,20	10	Tóxico para um certo número de culturas desde algumas décimas até poucos mg/l, mas normalmente só em solos ácidos.
Molibdénio ( <i>Mo</i> )	mg/l	0,005	0,05	Não é tóxico em concentrações normais. Em solos ricos em molibdénio livre as forragens podem no entanto ocasionar toxicidade nos animais.
Níquel ( <i>Ni</i> )	mg/l	0,5	2,0	Tóxico para um certo número de culturas entre 0,5 mg/l e 1 mg/l; reduzida toxicidade para $pH$ neutro ou alcalino.
Nitratos ( <i>NO<sub>3</sub></i> )	mg/l	50		Concentrações elevadas podem afectar a produção e qualidade das culturas sensíveis. No plano de fertilização da parcela convirá contabilizar o azoto veiculado pela água de rega.
Salinidade: CE SDT	dS/m mg/l	1 640		Depende muito da resistência das culturas à salinidade, bem como do clima, do método de rega e da textura do solo.
SAR <sup>(1)</sup>		8		Depende da salinidade da água, características do solo e do tipo de cultura a ser irrigada.

Parâmetro S	Expressão dos resultados	VMR	VMA	Observações
Selénio ( <i>Se</i> )	mg/l	0,02	0,05	Tóxico para culturas em concentrações da ordem dos 0,025 mg/l. Em solos com um teor relativamente elevado em selénio absorvido as forragens podem ocasionar toxicidade nos animais.
Sólidos suspensos totais (SST).	mg/l	60		Concentrações elevadas poderão ocasionar colmatagem em solos e assoreamento nas redes de rega, bem como entupimentos nos sistemas de rega gota-a-gota e aspersão, bem como neste último sistema a água poderá provocar depósitos sobre as folhas e frutos.
Sulfatos ( <i>SO<sub>4</sub></i> )	mg/l	575		
Vanádio ( <i>V</i> )	mg/l	0,10	1,0	Tóxico para diversas culturas em concentrações relativamente baixas.
Zinco ( <i>Zn</i> )	mg/l	2,0	10,0	Tóxico para diversas culturas numa gama ampla, toxicidade reduzida a <i>pH</i> >6 e solos de textura fina ou de solos orgânicos.
<i>pH</i>	Escala de Sorensen	6,5-8,4	4,5-9,0	
Coliformes fecais	/100 ml	100		
Ovos de parasitas intestinais	N/l		1	

(<sup>1</sup>) A relação de adsorção de sódio (SAR) é traduzida pela seguinte equação, onde as concentrações devem estar expressas em meq/l:  $SAR = Na / [(Ca + Mg) / 2]^{1/2}$ .

## Anexo do decreto-lei n.º 236/98 de 1 de Agosto

### ANEXO XVIII

#### Valores limite de emissão (VLE) na descarga de águas residuais

Parâmetros	Expressão dos resultados	VLE ( <sup>1</sup> )
<i>pH</i> (0)	Escala de Sorensen	6,0-9,0 ( <sup>2</sup> )
Temperatura (0)	°C	Aumento de 3°C ( <sup>3</sup> )
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
Ferro total	mg/l Fe	2,0
Manganés total	mg/l Mn	2,0
Cheiro	—	Não detectável na diluição 1:20
Cor (0)	—	Não visível na diluição 1:20
Cloro residual disponível:		
Livre	mg/l Cl <sub>2</sub>	0,5
Total	mg/l Cl <sub>2</sub>	1,0
Fenóis	mg/l C <sub>6</sub> H <sub>5</sub> OH	0,5

Parâmetros	Expressão dos resultados	VLE <sup>(1)</sup>
Óleos e gorduras .....	mg/l	15
Sulfuretos .....	mg/l S	1,0
Sulfitos .....	mg/l SO <sub>3</sub>	1,0
Sulfatos .....	mg/l SO <sub>4</sub>	2000
Fósforo total .....	mg/l P	10 3 (em águas que alimentem lagoas ou albufeiras) 0,5 (em lagoas ou albufeiras)
Azoto amoniacal .....	mg/l NH <sub>4</sub>	10
Azoto total .....	mg/l N	15
Nitratos .....	mg/l NO <sub>3</sub>	50
Aldeidos .....	mg/l	1,0
Arsénio total .....	mg/l As	1,0
Chumbo total .....	mg/l Pb	1,0
Cádmio total .....	mg/l Cd	0,2
Crómio total .....	mg/l Cr	2,0
Nitratos .....	mg/l NO <sub>3</sub>	50
Aldeidos .....	mg/l	1,0
Arsénio total .....	mg/l As	1,0
Chumbo total .....	mg/l Pb	1,0
Cádmio total .....	mg/l Cd	0,2
Crómio hexavalente .....	mg/l Cr (VI)	0,1
Cobre total .....	mg/l Cu	1,0
Níquel total .....	mg/l Ni	2,0
Mercúrio total .....	mg/l Hg	0,05
Cianetos totais .....	mg/l CN	0,5
Sulfuretos .....	mg/l S	1,0
Óleos minerais .....	mg/l	15
Detergentes (sulfato de lauril e sódio) .....	mg/l	2,0 <sup>(4)</sup> <sup>(5)</sup>

<sup>(1)</sup> VLE—valor limite de emissão, entendido como média mensal, definida como média aritmética das médias diárias referentes aos dias de laboração de um mês, que não deve ser excedido. O valor diário, determinado com base numa amostra representativa da água residual descarregada durante um período de vinte e quatro horas, não poderá exceder o dobro do valor médio mensal (a amostra num período de vinte e quatro horas deverá ser composta tendo em atenção o regime de descarga das águas residuais produzidas).

<sup>(2)</sup> O valor médio diário poderá, no máximo, estar compreendido no intervalo 5,0-10,0.

<sup>(3)</sup> Temperatura do meio receptor após a descarga de água residual, medida a 30 m a jusante do ponto de descarga, podendo o valor médio exceder o valor médio mensal do 2.º

<sup>(4)</sup> O valor médio diário não poderá exceder o dobro do valor médio mensal.

<sup>(5)</sup> Valor relativo à descarga da unidade industrial para a produção de HCH extração de lindano ou, simultaneamente, produção de HCH e extração de lindano.