



INSTITUTO
DA ÁGUA, I.P.

MANUAL PARA A AVALIAÇÃO BIOLÓGICA DA QUALIDADE DA ÁGUA EM SISTEMAS FLUVIAIS SEGUNDO A DIRECTIVA QUADRO DA ÁGUA

Protocolo de amostragem e análise para os MACROINVERTEBRADOS BENTÓNICOS



JANEIRO DE 2008

MINISTÉRIO DO AMBIENTE, DO ORDENAMENTO DO TERRITÓRIO
E DO DESENVOLVIMENTO REGIONAL

MANUAL PARA A AVALIAÇÃO BIOLÓGICA DA QUALIDADE DA ÁGUA EM SISTEMAS FLUVIAIS SEGUNDO A DIRECTIVA QUADRO DA ÁGUA

Protocolo de amostragem e análise para os macroinvertebrados bentónicos

Grupo de Trabalho:

Paulo Pinto (coordenação)	Laboratório da Água, Universidade de Évora
Manuel Graça	Instituto do Mar - CIC e Departamento de Zoologia da Universidade de Coimbra
Manuela Morais	Laboratório da Água, Universidade de Évora
Maria João Feio	Instituto do Mar - CIC, Universidade de Coimbra
Nuno Formigo	Departamento de Zoologia e Antropologia da Faculdade de Ciências da Universidade do Porto
Rui Cortes	Departamento Florestal da Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro
Samantha Hughes	Laboratório Regional de Engenharia Civil, Região Autónoma da Madeira; Centro de Estudos da Macaroneisa, Universidade da Madeira
Teresa Rafael	Bolseira FCT/UNL - Instituto da Água, I.P.
João Pádua	

Este documento deve ser citado do seguinte modo:

INAG, I.P.2008. *Manual para a avaliação biológica da qualidade da água em sistemas fluviais segundo a Directiva Quadro da Água Protocolo de amostragem e análise para os macroinvertebrados bentónicos*. Ministério do Ambiente, Ordenamento do Território e do Desenvolvimento Regional. Instituto da Água, I.P.

Janeiro de 2008

**MINISTÉRIO DO AMBIENTE, DO ORDENAMENTO DO TERRITÓRIO
E DO DESENVOLVIMENTO REGIONAL**

Edição
Instituto da Água, I.P.

Coordenação
Maria Helena Alves

Produção gráfica
Carla Santos

Impressão e acabamento
Núcleo de Documentação
Divisão de Informação e Tecnologias
Departamento de Serviços Gerais
Instituto da Água, I.P.

Janeiro, 2008

ÍNDICE

1.	Introdução	1
2.	Amostragem	2
2.1.	Época de amostragem	2
2.2.	Material e equipamento	3
2.3.	Seleccção de locais de amostragem	4
2.4.	Procedimento de amostragem	5
2.4.1.	Seleccção do troço de amostragem	5
2.4.2.	Quantificação dos habitats	6
2.4.3.	Esforço de amostragem	7
2.4.4.	Método	7
2.4.5.	Variáveis Ambientais	9
2.4.6.	Acondicionamento do Material Colhido	11
2.4.7.	Fixação	12
3.	Processamento Laboratorial	13
3.1.	Material e equipamento	13
3.2.	Método	14
3.2.1.	Triagem	14
3.2.2.	Sub-amostragem	16
3.2.3.	Sub-amostragem de alguns <i>taxa</i> após a triagem (facultativa)	18
3.3.	Identificação	19
4.	Controlo de qualidade	20
4.1.	Garantia de qualidade durante a amostragem	20
4.2.	Garantia de qualidade em laboratório	20
4.3.	Garantia de qualidade dos resultados	21
5.	Referências bibliográficas	22
6.	Glossário	23

Anexo I – Ficha de campo

Anexo II – Aparelho de sub-amostragem

Anexo III – Lista de *taxa*

1. Introdução

As comunidades de macroinvertebrados bentónicos têm sido largamente utilizadas para avaliar a qualidade biológica de ecossistemas lóticos. Tal decorre da sua grande diversidade taxonómica, à qual se associa uma acentuada sensibilidade a factores ecológicos, nomeadamente no que se refere a especificidade para certos habitats e às suas sensibilidades diferenciais a vários tipos de pressões humanas (contaminação orgânica, acidificação, degradação morfológica, etc.). Ao longo de quase um século de investigação, vários autores têm desenvolvido métricas de macroinvertebrados específicas para determinado tipo de impactes, as quais podem ter diferentes escalas de aplicação geográfica. No entanto, tais métricas têm, na generalidade das situações, sido desenvolvidas apenas para avaliar o estado de degradação independentemente da qualidade ecológica dos ecossistemas.

Com a aprovação da Directiva nº2000/60/CE do Parlamento Europeu e do Conselho, de 23 de Outubro de 2000 (Directiva Quadro da Água), 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, a monitorização dos ecossistemas aquáticos passou a reger-se por um novo paradigma, que abandona a abordagem clássica da água como recurso (perspectiva antropocêntrica), centrando-se agora na água como suporte de ecossistemas (perspectiva ecocêntrica). Neste contexto, reverte-se de particular importância o conhecimento das comunidades existentes em locais de referência onde as pressões antrópicas são ausentes ou pouco significativas. Estas situações de referência dependem dos tipos de rios, os quais correspondem a características ecológicas regionalizadas, nomeadamente no que se refere à presença e representatividade dos habitats. Por este motivo, torna-se imperioso que os procedimentos de campo e de laboratório sejam devidamente padronizados para minorar erros associados a diferentes operadores que constituem as diferentes equipas de campo.

É neste contexto, que surge o presente protocolo, estabelecendo-se, assim, normas e procedimentos para tornar fiáveis os resultados da monitorização biológica efectuada por diferentes equipas técnicas. Este protocolo teve em conta os requisitos da norma internacional EN ISO 27828 (1994) *Water quality – Methods of biological sampling – Guidance on handnet sampling of aquatic benthic macro-*

invertebrates que actualmente se encontra em revisão. As normas gerais de amostragem, nomeadamente a norma portuguesa, NP EN ISO 5667-2 (1996) *Qualidade da Água – Amostragem. Parte 2: Guia geral das técnicas de amostragem* e a norma EN 14996 (2006): *Water quality- Guidance on assuring the quality of biological and ecological assessments in the aquatic environment*, também foram tidas em consideração. No entanto, este esforço de padronização não invalida que os procedimentos estabelecidos não devam ser feitos por pessoal técnico com conhecimentos e formação específica nos domínios da ecologia aquática, da hidrologia e das normas de segurança. Só com estes requisitos formativos se pode garantir uma efectiva qualidade dos resultados da monitorização baseada nas comunidades de macroinvertebrados aquáticos.

A elaboração deste protocolo obedeceu, na sua componente de campo, a dois requisitos fundamentais: (i) amostragem proporcional à presença e representatividade dos habitats aquáticos; (ii) padronização espacial do esforço de amostragem.

No que se refere à componente laboratorial, o principal objectivo foi a diminuição do tempo de processamento laboratorial, sem que tal pudesse vir a comprometer a qualidade final dos resultados. Para atingir esse objectivo, estabeleceram-se rotinas precisas de sub-amostragem em várias fases do processo.

Associado a este protocolo de amostragem existe uma folha de campo que será preenchida com informação, não só referente aos aspectos mais directamente relacionados com os habitats mais relevantes para as comunidades de macroinvertebrados, como também com parâmetros de carácter mais geral que permitam descrever as características do local de amostragem.

2. Amostragem

2.1 Época de amostragem

As amostragens devem ser efectuadas na mesma época do ano, de forma a minimizar a influência da variabilidade sazonal na composição e abundância da comunidade de macroinvertebrados. Deste modo, recomenda-se que as colheitas sejam efectuadas durante a Primavera. No entanto, no caso concreto dos rios do

Sul, onde a temporalidade é mais acentuada, situações de final de Primavera devem ser evitadas.

Por outro lado, considera-se que as colheitas não podem ser efectuadas sob a influência de enxurradas. Por este motivo, sempre que ocorrer uma enxurrada espera-se o tempo necessário, até que a transparência da água permita ver o fundo.

2.2 Material e equipamento

- Ficha de campo (Anexo I);
- Botas de borracha;
- Rede de mão de arrasto com 25 cm de largura e malha de 0,5 mm;
- Luvas de borracha;
- Tabuleiros plásticos;
- Pinças;
- Pincel duro;
- Frascos de plástico com boca larga;
- Etiquetas (papel vegetal e papel autocolante);
- Lápis;
- Álcool etílico;
- Fixador (álcool a 90º ou uma solução de formaldeído a 37%);
- Contentores grandes para transportar as amostras.

Normas de segurança

Dada a natureza tóxica solução de formaldeído a (37%), em caso de utilização deve tomar-se algumas precauções, nomeadamente trabalhar em ambientes bem ventilados e usar luvas.

A rede de amostragem terá uma malha de 0,5 mm (500 µm), sendo suportada por uma armação metálica com largura de 25 cm. A forma da abertura da rede pode ser variável desde que o bordo inferior tenha 25 cm e que os bordos laterais façam com o bordo inferior ângulos rectos (Figuras 1 e 2). Na parte superior será inserido um cabo que permite o manuseamento da rede por um operador.



Figura 1. Rede de Amostragem

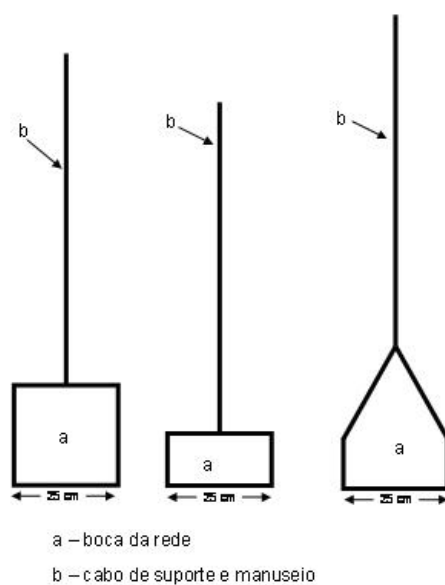


Figura 2. Possíveis formas da boca da rede de amostragem

2.3 Selecção de locais de amostragem

A selecção de locais de amostragem decorre dos objectivos subjacentes, ou seja, à avaliação da qualidade ecológica com vista à realização de uma monitorização de vigilância, operacional ou de investigação.

Deste modo, devem ser seleccionados troços representativos do tipo de curso de água a amostrar, que devem incluir os diferentes tipos de habitats presentes.

Os troços de amostragem devem ser fotografados e georeferenciados com recurso a GPS, de modo a que possam a ser facilmente reconhecidos.

2.4 Procedimento de amostragem

O método de amostragem é iniciado com a selecção de um troço de amostragem e preenchimento do cabeçalho da ficha de campo (Anexo I), encontrando-se a seguir descrita a sequência de procedimentos a efectuar no campo. O final da amostragem corresponde ao refinamento da informação colocada na ficha de campo e preenchimento das caixas de controlo de qualidade.

2.4.1 Selecção do troço de amostragem

O troço, com 50 metros de comprimento, deve ser representativo da diversidade de habitats presentes no curso de água, devendo incluir no centro a unidade de transporte (fluxo turbulento) (Figura 3). Uma vez estabelecida a unidade de transporte, o troço a amostrar estende-se metade para montante e metade para jusante, abrangendo as unidades de sedimentação (fluxo laminar ou sem fluxo) adjacentes (Figura 4).

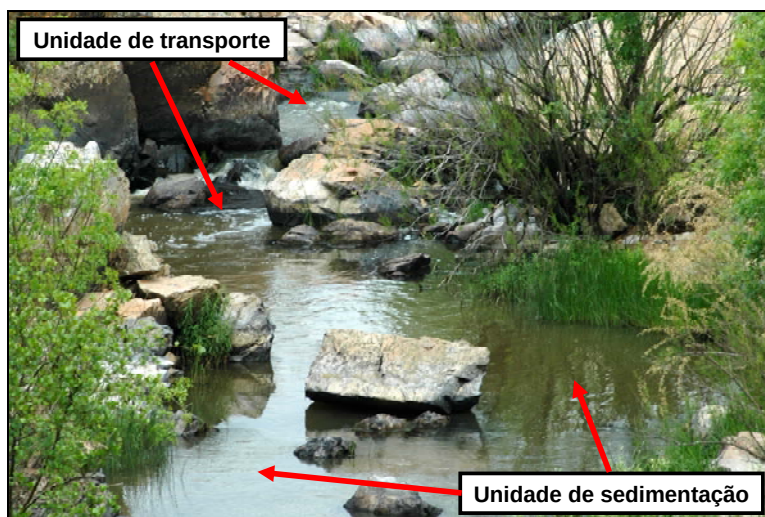


Figura 3. Unidades de Transporte e Sedimentação

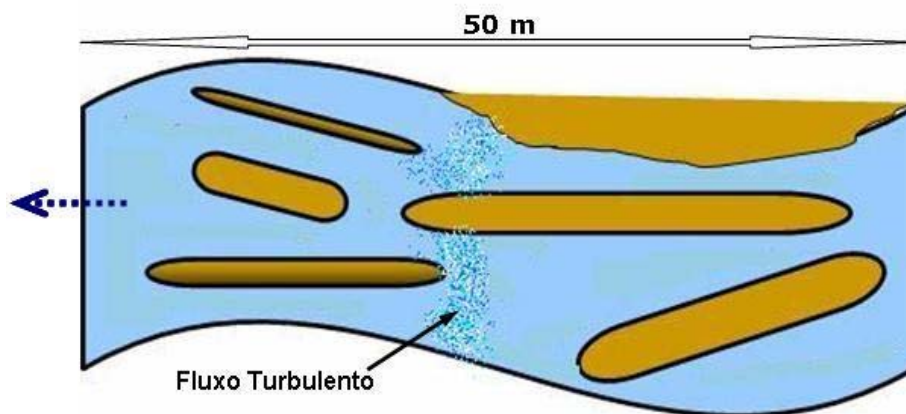


Figura 4. Delimitação do troço de amostragem.

2.4.2 Quantificação dos Habitats

Antes de se proceder à colheita, procede-se à estimativa dos habitats presentes bem como das suas respectivas representatividades. Esta informação será complementada com um esquema (vista de cima) do troço, que constará da ficha de campo. Neste esquema deverão ser assinalados todas as características do troço a amostrar: unidades de transporte e de sedimentação; estruturas importantes (árvores caídas, ilhas, etc.); macrófitos (bancos com vegetação, algas, etc.); características das margens (raízes de árvores, muros, etc.). Usar uma seta para indicar a direcção da corrente. A ficha de campo contempla uma área quadriculada para desenhar o troço e facilitar a quantificação dos habitats.

Para efeitos de colheita de macroinvertebrados bentónicos consideram-se 6 habitats distintos em função dos substratos inorgânicos (4 habitats) e orgânicos (2 habitats) que cobrem o fundo do rio. No Quadro I encontram-se especificados estes habitats, bem como uma escala empírica para rápida identificação das classes granulométricas dos substratos inorgânicos.

Quadro 1. Tipos de habitat mais relevantes para as comunidade de macroinvertebrados bentónicos (habitats inorgânicos e orgânicos) e escala empírica para a identificação dos habitats inorgânicos.

	Habitats	Dimensão	Escala empírica
Habitats Inorgânicos	Blocos	> 256 mm	> Folha A4
	Pedras	64 – 256 mm	Ovo < Pedras < folha A4
	Cascalho	2 – 64 mm	Grão café < cascalho < ovo
	Areias, siltes e argilas	< 2 mm	
Habitats Orgânicos	Macrófitos e algas		
	Matéria orgânica particulada grosseira (CPOM)		

2.4.3 Esforço de Amostragem

Serão efectuados 6 arrastos de 1 metro de comprimento por 0,25 metros de largura (largura da rede), com rede de mão, os quais serão distribuídos de forma proporcional pelos habitats existentes. Dentro de cada habitat deverão ser amostradas as diferentes situações de hidrodinamismo (unidades de transporte e de sedimentação).

Todos os habitats considerados relevantes para as comunidades de macroinvertebrados bentónicos deverão ser amostrados. Alguns destes habitats podem apresentar áreas reduzidas dentro do troço, surgindo, quer como enclaves dentro dos habitats mais extensos, quer como pequenas áreas adjacentes a outros habitats. Sempre que tal acontecer, os arrastos referentes aos habitats com maior representatividade deverão ser posicionados de forma a incluir também os habitats menos representados. Esta informação terá de constar no espaço “observações” que se encontra na ficha de campo.

2.4.4 Método

A amostragem será sempre efectuada de jusante para montante.

No caso de substrato pedregoso e arenoso, o operador coloca a abertura da rede contra o sentido da corrente e remove com os pés o sedimento imediatamente antes da boca da rede (Figura 5). Os organismos desalojados serão arrastados pela corrente do rio para o interior da rede. O operador deverá deslocar-se gradualmente para montante 1 metro (o comprimento de cada arrasto). Sempre que a intensidade da corrente não for suficiente para arrastar os organismos para o interior da rede, a velocidade do arrasto deve ser mais elevada, sendo também

aconselhável a recolha de parte da camada superficial de sedimento. No caso de existir substrato com grandes dimensões granulométricas é aconselhável que se proceda à remoção dos organismos com maior capacidade de fixação ao substrato (Gasteropoda, Simuliidae, alguns Heptageniidae, etc.). Esta remoção poderá ser efectuada com um pincel de pelo duro ou com pinças. Em alternativa podem lavar-se as pedras para dentro da rede. A fim de evitar a colmatção da rede aconselha-se que esta seja despejada quando a acumulação de sedimento o justificar.

Na presença do habitat macrófitos, a amostragem será efectuada por varrimento activo, ou seja, o operador raspa os macrófitos com a abertura da rede numa área proporcional à sua representatividade no troço de amostragem.

Normas de Segurança

Em rios com água aparentemente deteriorada a amostragem deverá ser efectuada com luvas de borracha. Esta norma visa proteger as mãos de eventuais ferimentos, para além de prevenir problemas de saúde que possam ocorrer nos locais mais contaminados. É aconselhável no final proceder à desinfecção das mãos com álcool etílico. Sempre que a amostragem se efectuar em rios com corrente forte é obrigatório o uso de coletes de salva vidas.



Figura 5. Processo de colheita de macroinvertebrados bentónicos. (A) – amostragem em habitats inorgânicos e (B) - amostragem em macrófitos.

2.4.5 Variáveis Ambientais

Em cada arrasto mede-se a profundidade da água com o auxílio de uma haste graduada, que pode estar acoplada ao cabo da rede de amostragem, e anota-se o tipo de corrente tal como especificado no Quadro 2 e documentado nas Figuras 6 a 10.

Quadro 2. Tipos de corrente e respectivas características

Tipo de corrente	Definição
Sem corrente	Ausência de fluxo de água
Reduzida	O fluxo de água não é suficiente para provocar ondulações superficiais (fluxo laminar)
Moderada	Ondulação superficial pequena, simétrica e com altura de aproximadamente 1cm
Rápida	Ondulação superficial (ondas estacionárias a ondas quebradas)
Muito rápida	Rápidos, em que o fluxo superficial é caótico com formação de espuma

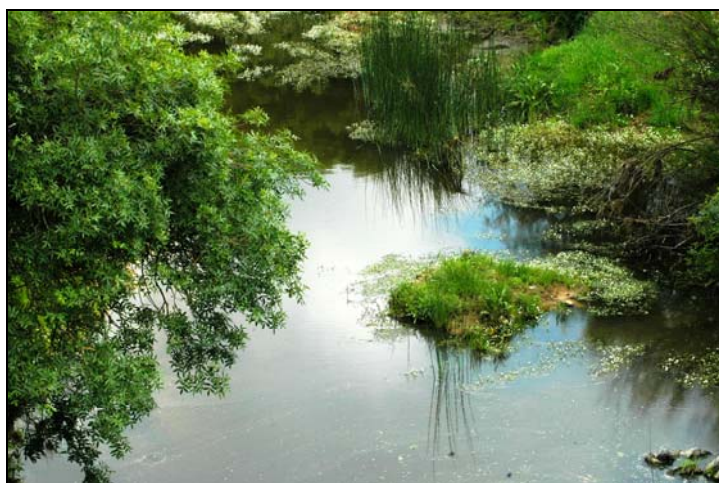


Figura 6. Ausência de corrente.



Figura 7. Corrente reduzida.



Figura 8. Corrente moderada.



Figura 9. Corrente rápida.



Figura 10. Corrente muito rápida.

Complementarmente, anotam-se algumas outras características que permitam ter um melhor conhecimento do local, tais como estimativa da largura da água no momento da amostragem, presença de espuma, cor, cheiro, etc.

2.4.6 Acondicionamento do Material Colhido

Depois de efectuada a amostragem, sempre que possível mergulhar a parte exterior da rede em água corrente para permitir o escoamento de sedimento fino ($< 0,5 \text{ mm}$).

O material amostrado pelos seis arrastos á guardado em conjunto e acondicionado em frascos plásticos de boca larga com sistema de fecho estanque. No caso do sistema de fecho dos frascos não ser perfeitamente estanque, aconselha-se que a boca seja tapada com parafilme antes de se enroscar a tampa (Figura 11). O material colhido poderá ser directamente introduzido nos frascos ou ser previamente armazenado em tabuleiros plásticos (Figura 12) para a remoção de pedras, troncos e outros materiais, após completa triagem dos macroinvertebrados bentónicos aderentes.

Após o esvaziamento da rede convém examiná-la minuciosamente a fim de verificar se ainda ficaram no seu interior alguns organismos retidos. A recolha destes organismos poderá ser efectuada com o auxílio de pinças, ou virando a rede do avesso, lavando-a para dentro de tabuleiros plásticos.

Os frascos deverão ser devidamente etiquetados, utilizando-se simultaneamente etiquetas externas (papel autocolante ou fita-cola) e internas (papel vegetal). Em

cada etiqueta deverá constar: Instituição (designação da Instituição responsável pela amostragem), local de amostragem (código, designação, curso de água (designação), coordenadas geográficas (GPS), data de amostragem (aa-mm-dd) e equipa de amostragem (identificação do operador). No caso da amostra se encontrar dividida por diferentes frascos, deverá estar referido o número do frasco relativamente ao número total de frascos.

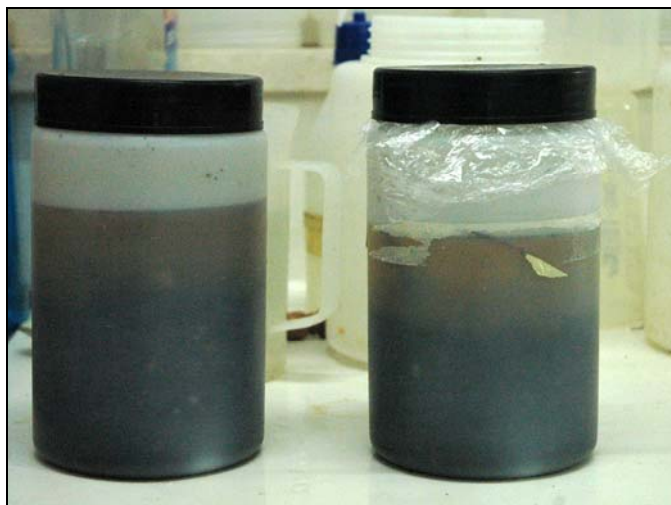


Figura 11. Exemplo de frasco para acondicionar as amostras colhidas no campo. No frasco à direita, mostra-se o procedimento a seguir sempre que as tampas não vedem o suficiente (colocação de parafilme).



Figura 12. Tabuleiro plástico para armazenar o material colhido no campo antes de o mesmo ser acondicionado nos respectivos frascos.

2.4.7 Fixação

Se a triagem dos organismos for efectuada até 48 horas após a colheita, admite-se a possibilidade de a mesma poder ser feita *in vivo* (de preferência em laboratório).

Caso contrário, as amostras deverão ser fixadas no campo com uma solução de formaldeído a 37% (fixador bastante eficaz) ou álcool a 90° (fixador pouco eficaz, mas bom conservante). No caso de se usar a solução de formaldeído como fixador, as amostras deverão ficar totalmente mergulhadas numa solução aquosa de formaldeído a 4%. Esta solução resulta da diluição de uma solução de formadeído a 37% em água do rio no recipiente onde a amostra é acondicionada (aproximadamente 40ml de solução de formaldeído em 960ml de água do rio). Caso se opte pela utilização do álcool como fixador, dever-se-á retirar toda a água da amostra e só depois adicionar o álcool até cobrir a totalidade do material colhido.

Normas de Segurança

O formol, quando inalado é lesivo das vias respiratórias, provocando os seus vapores irritabilidade das mucosas oculares. Por este motivo o manuseio deste produto deverá ser feito em locais com bom arejamento, evitando a concentração excessiva dos seus respectivos vapores. O contacto com a pele é de evitar, pelo que é obrigatório o uso de luvas de borracha. O uso de máscara protectora das vias respiratórias é aconselhável.

O álcool é um produto altamente inflamável, pelo que o seu transporte e acondicionamento deverão respeitar as normas de segurança vigentes em Portugal respeitantes a substâncias inflamáveis.

3 Processamento Laboratorial

3.1 Material e equipamento

- Laboratório equipado com pia de triagens (diâmetro de escoamento suficiente para evitar o entupimento com sedimento fino)
- Laboratório equipado com sistemas de arejamento e escoamento de ar
- Aparelho de sub-amostragem (ver Anexo II)
- Crivos de malha calibrada (0,5 mm, e 2 mm)
- Pinças de bicos grossos
- Pinças de bicos finos
- Pinças de pontas maleáveis
- Tabuleiros plásticos rectangulares de fundo liso (de preferência de cor branca)

- Esguichos de bancada
- Frascos pequenos para guardar os organismos triados
- Caixas de Petri
- Etiquetas
- Álcool a 70º
- Lupa binocular e microscópio
- Chaves de Identificação

3.2 Método

3.2.1 Triagem

Admite-se a possibilidade das amostras serem triadas *in vivo* caso este processo ocorra num período até 48 horas após a colheita.

No caso do material fixado, dever-se-á proceder à lavagem em laboratório, com água corrente de modo a remover a totalidade do fixador e o sedimento fino. Na lavagem do material é utilizado obrigatoriamente um crivo de malha calibrada com 0,5 mm de diâmetro (fracção com dimensões inferiores a 0,5 mm não será objecto de análise biológica). Complementarmente, para facilitar o processo de lavagem do material colhido, podem utilizar-se crivos com malhas de dimensão superior (2 mm se se prevê uma futura sub-amostragem). A existência destes crivos permite reter mais facilmente sedimento e/ou fragmentos vegetais de dimensões superiores, os quais depois de bem lavados podem ser removidos. Este procedimento complementar tem a vantagem de poder vir a facilitar o subsequente processo de triagem, bem como tornar mais rigorosas eventuais sub-amostragens necessárias.

A lavagem deve ser efectuada de forma suave para evitar a deterioração dos organismos presentes (Figura 13). Será necessário um maior cuidado na lavagem sempre que as amostras estejam fixadas em álcool. A menor eficiência de fixação deste reagente torna os organismos mais frágeis à manipulação.

Após a lavagem, todo o material de dimensões superiores a 0,5 mm deve ser colocado em tabuleiros de plástico com uma pequena porção de água, fazendo-se uma análise minuciosa do mesmo de forma a serem retirados os organismos presentes com o auxílio de uma pinça. Todo o processo de triagem é efectuado a olho nu (Figura 14).

Os organismos retirados do material colhido são conservados em álcool a 70º, dentro de frascos devidamente etiquetados. As etiquetas devem conter a seguinte informação: Instituição (designação da Instituição que realizou a triagem), local de amostragem (código, designação), curso de água (designação), data da amostragem (aa-mm-dd), nome do técnico que efectuou a triagem, data de triagem (aa-mm-dd) e a unidade sistemática.



Figura 13. Lavagem do material colhido através de crivos de malha calibrada



Figura 14. Triagem e remoção dos organismos presentes

3.2.2 Sub-amostragem

Sempre que a quantidade de material resultante do processo de lavagem o justificar, pode proceder-se a uma sub-amostragem, reduzindo desta forma o volume de material a triar, com evidentes ganhos no tempo de processamento posterior da amostra (triagem e identificação). Este processo de sub-amostragem, efectuado com o auxílio de um sub-amostrador (Anexo II), só é permitido quando o sedimento for homogéneo e de dimensões compreendidas entre 0,5 mm e 2 mm. O processo é sequencial (Figura 15) e compreende os seguintes passos:

- Lavar o material com água corrente num crivo de malha calibrada de 0,5 mm, com o auxílio de um jacto de água suave de modo a evitar a deterioração dos organismos; o material lavado é colocado e espalhado de forma homogénea no interior do tabuleiro/grelha. Seguidamente é adicionada água em quantidade suficiente para facilitar a homogeneização da amostra por toda a área da grelha;
- Levantar o tabuleiro/grelha para permitir que a maior parte da água contida na amostra possa escorrer;
- Utilizar um programa de geração de números aleatórios, para seleccionar a primeira quadrícula a ser triada;
- Remover todo o material da quadrícula seleccionada com o auxílio de uma colher, colocando de seguida o material num tabuleiro branco para ser totalmente triado (ver Figura 14). Este procedimento é repetido até que 5 quadriculas se encontrem totalmente triadas, o que corresponde a 20 % do material a sub-amostar;
- No caso de nas 5 primeiras quadrículas, o número de organismos igualar ou exceder 700, conclui-se o processo de sub-amostragem. Caso contrário, deverá ser aleatoriamente seleccionada e processada uma nova quadrícula, a qual também será triada na sua totalidade. Este processo deverá ser repetido até que na totalidade das quadrículas triadas sejam contados pelo menos 700 organismos;
- Os organismos triados deverão ser separados por unidades sistemáticas;
- Com base na proporção de quadrículas triadas, fazer a extrapolação do número de indivíduos para a totalidade das 30 quadrículas;

- Enquanto as quadrículas seleccionadas se encontrarem a ser triadas, qualquer agitação do sub-amostrador deverá ser evitada, sendo ao mesmo tempo, aconselhável humedecer o material que se encontra no interior do tabuleiro/grelha;
- Exúvias, conchas vazias e fragmentos como pernas, antenas ou asas não são contabilizadas como 1 organismo.

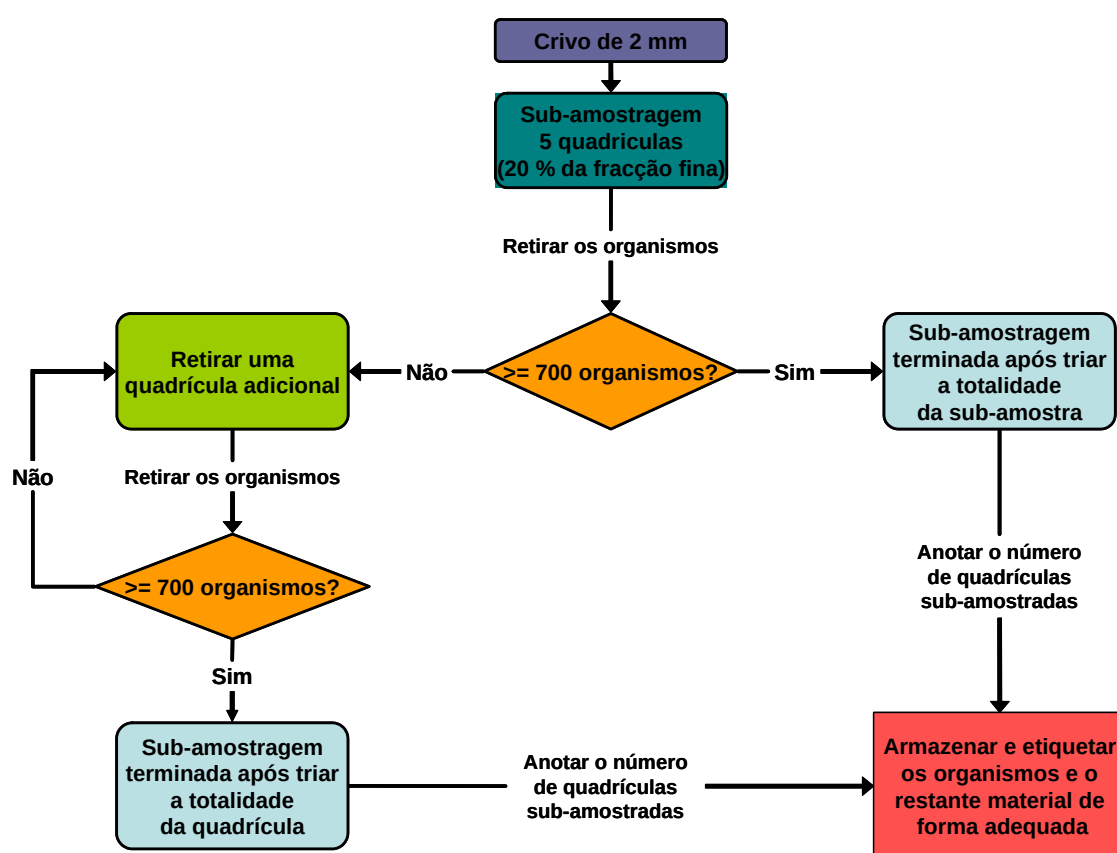


Figura 15. Esquema sequencial do processo de sub-amostragem

Os organismos triados deverão ser armazenados por unidades sistemáticas. As etiquetas deverão conter a seguinte informação: Instituição (designação da Instituição que realizou a triagem), local de amostragem (código, designação), curso de água (designação), data da amostragem (aa-mm-dd), nome do técnico que efectuou a triagem, data de triagem (aa-mm-dd), o número de quadrículas triadas e a unidade sistemática.

A fracção não triada deverá ser armazenada. A etiqueta deverá conter a seguinte informação: Instituição (designação da Instituição que realizou a triagem), local de amostragem (código, designação), curso de água (designação), data da amostragem (aa-mm-dd), nome do técnico que efectuou a triagem, data de triagem (aa-mm-dd) e o número de quadrículas triadas.

Normas de Segurança

O formol deverá ser removido do material fixado, tanto quanto possível, na sua totalidade, a fim de se prevenirem riscos crónicos de inalação prolongada dos seus vapores; no seu manuseio será obrigatório o uso de luvas de borracha, bem como de máscaras protectoras das vias respiratórias; o local deverá ter condições de arejamento que impeçam a concentração e permanência de vapores de formol na atmosfera de trabalho.

O manuseio do álcool deverá ser feito longe de qualquer fonte de calor; o local deverá ter condições de arejamento que impeçam a concentração e permanência de vapores de álcool na atmosfera de trabalho com efectivos riscos de incêndio e/ou explosão.

3.2.3 Sub-amostragem de alguns taxa após a triagem (facultativa)

Quando a abundância de algum *taxon* for muito elevada poderá proceder-se à sub-amostragem do seguinte modo:

1. Distribuir os organismos de forma homogénea sobre o fundo de uma caixa de Petri;
2. Dividir o campo da caixa de Petri em 4 quadrantes tanto quanto possível iguais;
3. Retirar os organismos de 2 quadrantes em diagonal;
4. Contar os organismos contidos nos 2 quadrantes restantes;
5. Sempre que, por estimativa, o número de organismos for muito superior a 400, deve-se realizar uma nova sub-amostragem redistribuindo os organismos dos dois quadrantes restantes no fundo da caixa de Petri (repetir os passos 1, 2 e 3);
6. Terminar a sub-amostragem quando o número de organismos for superior a 200;
7. Proceder à identificação dos organismos presentes;
8. Calcular para cada *taxa* o número de indivíduos presentes recorrendo à seguinte expressão:

$$NT = 2^n NS$$

NT – número total de organismos estimados

NS – número de organismos da última sub-amostra (organismos restantes)

n – número de sub-amostragens

Este tipo de sub-amostragem só se efectua quando os organismos presentes tiverem dimensões semelhantes. Esta sub-amostragem só é permitida ao nível da família, excepto Annelida (ordem).

3.3 Identificação

A identificação deverá ser efectuada com auxílio de uma lupa binocular (Figura 16) e microscópio (ampliação mínima de 100 x). O nível taxonómico aconselhado para a identificação da totalidade dos organismos triados depende do nível de identificação exigido pelas métricas de avaliação de qualidade biológica: Classe para os Oligochaeta e Família para os restantes grupos.

Para a identificação dos macroinvertebrados bentónicos pode-se recorrer aos trabalhos de Tachet *et al.* (1996) e de Puig (1999). A nomenclatura e a lista de taxa são apresentadas no Anexo III.



Figura 16. Identificação à lupa binocular.

4. Controlo de qualidade

4.1 Garantia de qualidade durante a amostragem

As equipas de campo devem integrar obrigatoriamente um elemento que tenha recebido formação específica para este tipo de colheitas ou que, devido à sua prática profissional se possa considerar certificado para coordenar as equipas de campo. Em ambos os casos, devem ter competências para identificação dos tipos de substrato e dos tipos de corrente. Para que todos os procedimentos de campo sejam cumpridos integralmente é necessário no final preencher a ficha de controlo de qualidade anexa à ficha de campo.

4.2 Garantia de qualidade em laboratório

Para evitar erros de identificação resultantes da deterioração do material biológico, é necessário ter cuidado com o processo de lavagem, que deve ser suave, evitando-se ao mesmo tempo que as amostras sequem.

Para uma correcta identificação dos organismos é necessária a existência de um técnico superior com formação específica em identificação de macroinvertebrados. Esta formação terá necessariamente de ser ministrada por instituições Universitárias ou de Investigação com pessoal docente, investigador ou técnico com reconhecida experiência na identificação de invertebrados.

Para que a eficiência da identificação seja maior aconselha-se que cada laboratório tenha uma colecção de referência devidamente certificada por pessoal docente, técnico ou investigador, com reconhecida experiência na identificação de invertebrados e pertencente a instituições Universitárias ou de Investigação. Paralelamente é obrigatória a existência em cada laboratório local de material bibliográfico actualizado para a identificação de invertebrados aquáticos, sendo também aconselhável a existência do respectivo material gráfico e/ou fotográfico

O material depois de identificado tem de ser sujeito a um processo de auditoria, motivo pelo qual, não só os organismos identificados, como o sedimento depois de triado devem ser conservados por um período nunca inferior a 6 anos. Durante este período técnicos devidamente credenciados para o efeito procederão à confirmação da triagem e da identificação de uma fracção das amostras, sendo os resultados desta auditoria apenas comunicados à equipa ou laboratório que processou as referidas amostras. A compilação global dos resultados da auditoria ficará a cargo

de um organismo central que tratará esta informação, afim de avaliar a eficiência do processo de monitorização. Na sequência desta avaliação serão implementadas as medidas correctivas necessárias para melhorar a eficiência. Os resultados globais compilados a nível central serão divulgados periodicamente sob a forma de relatórios; nesses relatórios as equipas responsáveis localmente pela monitorização serão identificadas por um código confidencial.

Nas bases de dados nacionais as amostras devem ser identificadas de forma individualizada por códigos, onde se indica a data de colheita, os técnicos que procederam à colheita e à identificação e, no caso de ter sido auditada, os resultados da auditoria. A ortografia dos *taxa* por vezes é complexa, originando frequentes erros ortográficos. A fim de se evitarem estes erros ortográficos de digitação sugere-se que os resultados da identificação sejam introduzidos numa base de dados que os detecte.

Toda a informação complementar das amostras, como fotografias, fichas de campo e outras informações relevantes devem ser guardados por um período nunca inferior a 6 anos.

4.3 Garantia de qualidade dos resultados

O presente protocolo prevê que o procedimento de triagem possa ser feito com os organismos vivos ou após a respectiva fixação, podendo eventualmente estes dois tipos de procedimento virem a introduzir diferenças nos resultados finais. A identificação destas diferenças torna-se assim importante para estimar o nível de confiança dos resultados, pelo que se torna necessário proceder periodicamente a ensaios de intercalibração entre diferentes equipas.

Por outro lado, é igualmente necessária a realização de ensaios de intercalibração para o mesmo procedimento de amostragem, quer entre diferentes técnicos do mesmo laboratório quer entre laboratórios diferentes, de modo a identificar os possíveis erros associados às contagens e identificação.

5. Referências Bibliográficas

- AQEM.1999. *The Development and Testing of an Integrated Assessment System for the Ecological Quality of Streams and Rivers throughout Europe using Benthic Macroinvertebrates*. Project: EVK1-CT-1999-00027.
- Comissão Europeia. 2000 - Directiva 2000/60/CE do Parlamento Europeu e do Conselho de 23 de Outubro de 2000, que estabelece um Quadro de Acção Comunitária no Domínio da Política da Água. Jornal Oficial das Comunidades Europeias de 22 Dezembro de 2000. L 327, p.1-72.
- EN 14996.2006. Water quality- Guidance on assuring the quality of biological and ecological assessments in the aquatic environment. Comité Européen de Normalisation (CEN).
- EN ISO 27828. 1994. Water quality – Methods of biological sampling – Guidance on handnet sampling of aquatic benthic macro-invertebrates. Comité Européen de Normalisation (CEN).
- NP EN ISO 5667-2. 1996. Qualidade da Água – Amostragem. Parte 2: Guia geral das técnicas de amostragem. Instituto Português de Qualidade.
- Puig, M.A. 1999. *Els macroinvertebrats dels rius Catalans*. Guia il. lustrada. Generalitat de Catalunya, Departament de Medi Ambient.
- STAR. 2002. *Standardisation of Biological River Classifications: Framework Method for Calibrating Ecological Quality Classification Systems. Sampling protocol and audit benthic diatoms*. Project: EVK1-CT-2001-00089.
- Tachet H., Richoux P., Bournaud M. e Usseglio-Polaterra P. 1996. *Invertébrés d'eau douce: systématique, biologie, écologie*. CNRS Editions, Paris.

6. Glossário

Arrasto – trajecto seguido pela rede de amostragem durante o processo de colheita;

Canal – parte submersa do leito, mas que poderá estar temporariamente exposta devido ao regime torrencial típico de cursos de água mediterrânicos, ou por períodos mais longos devido a determinadas condições naturais (geológicas, climáticas).

Fixador – solução que permite a preservação das amostras sem as danificar;

Hidrodinamismo - velocidade e/ou agitação da água;

Local de amostragem – área geográfica onde é seleccionado o troço de amostragem;

Macroinvertebrado bentónico - invertebrado com dimensões superiores a 1mm e que vive preferencialmente no fundo do rio;

Operador - pessoa que se encontra a manusear o instrumento de colheita;

Profundidade - distância entre a superfície da água e o fundo;

Sub-amostragem - processo padronizado que retira uma determinada fracção da totalidade da amostra;

Substratos inorgânicos – material sedimentar do fundo do rio não coberto por plantas ou detritos vegetais;

Substratos orgânicos – material sedimentar do fundo do rio coberto por plantas vivas e/ou detritos vegetais mortos;

Tipo de corrente - classificação visual do hidrodinamismo dominante;

Tipo de rio – grupos de massas de água de rios com características geográficas e hidrológicas relativamente homogéneas, consideradas relevantes para a determinação das condições ecológicas.

Triagem – separação de organismos presentes numa amostra;

Troço de amostragem – extensão de rio onde é realizada a amostragem do elemento biológico considerado o qual é referenciado com recurso a GPS. Este troço pode ter um comprimento diferente consoante o elemento biológico a amostrar.

Unidade de sedimentação – zonas com fluxo laminar ou sem fluxo, onde a intensidade da corrente é reduzida ou nula permitindo a deposição de partículas no leito;

Unidade de transporte - zonas com fluxo turbulento, onde a intensidade da corrente permite a remoção e deslocação de partículas do sedimento.

ANEXOS

Anexo I — Ficha de Campo (Macroinvertebrados bentónicos)

C. Distribuição dos arrastos pelos Habitats

	1. %	2. Nº arrastos	3. Arrasto	4.Unidade de transporte	5. Unidade de sedimentação
Blocos					
Pedras					
Cascalho					
Areia, limo e argila					
Macrófitos e algas					
Matéria orgânica particulada					
	100%	6			

Anexo I – Ficha de Campo (Macroinvertebrados bentónicos)
D. Variáveis ambientais

Arrasto	1. Profundidade	2. Tipo de corrente	3. Obs
1			
2			
3			
4			
5			
6			

4. Largura média do troço (m):
5. Cor da água:
6. Cheiro:
7. Presença de espuma:

E. Controlo de qualidade (assinalar com ✓):

1. Todo o material colhido se encontra armazenado: ☐
2. Todos os frascos foram fixados: ☐
3. Número de frascos usados para armazenar a totalidade da colheita: ☐
4. Todos os frascos têm etiqueta interior de papel vegetal: ☐
5. Todos os frascos têm etiqueta exterior: ☐
6. Todos os frascos estão fechados de forma estanque: ☐
7. Os instrumentos de colheita encontram-se todos lavados: ☐

Instruções para o preenchimento da ficha de campo dos macroinvertebrados bentónicos

A. Identificação do local de amostragem

- 1. Código:** indicar o código para a designação do local de amostragem.
- 2. Designação do local:** indicar a designação do local de amostragem (ex. Moinho das Barcas).
- 3. Curso de água:** indicar a designação do curso de água onde se situa o local de amostragem (ex. rio Guadiana).
- 4. Bacia Hidrográfica:** indicar a designação da Bacia Hidrográfica à qual pertence o curso de água (ex. Bacia Hidrográfica do Guadiana).
- 5. Localização:** indicar a localização do local de amostragem em relação a um referencial seleccionado (ex. distância a ponte).
- 6. Coordenadas (GPS):** retirar as coordenadas do local de amostragem (ponto jusante do troço).
- 7. Data da amostragem:** indicar a data da amostragem (aa-mm-dd).
- 8. Hora:** indicar as horas do início e do fim da amostragem (início - fim).
- 9. Equipa de amostragem:** identificar as pessoas que fazem parte da equipa de amostragem (Nota: por questões de segurança a amostragem deverá ser feita por equipas com um mínimo de duas pessoas). Deve ser indicado o nome do operador.
- 10. Condições atmosféricas:** indicar as condições de precipitação e de nebulosidade.
- 11. Outras informações:** registar informações que se considerem importantes para a identificação do local de amostragem.

B. Caracterização do troço de amostragem

- 1. Esboço do troço:** esquema (vista de cima) do troço. Neste esquema deverão ser assinalados todos os habitats identificados bem como a sua percentagem de ocupação. Esta informação deve ser complementada com informação relativa às características do troço a amostrar: unidades de transporte e de sedimentação; estruturas importantes (árvores caídas, ilhas, etc.); macrófitos (bancos com vegetação, algas, etc.); características das margens (raízes de árvores, muros, etc.). Usar uma seta para indicar a direcção da corrente.

C. Distribuição dos arrastos pelos Habitats:

1. %: quantificar a percentagem de ocupação de cada habitat identificado de acordo com a seguinte tabela:

	Habitats	Dimensão	Escala empírica
Habitats Inorgânicos	Blocos	> 256 mm	> Folha A4
	Pedras	64 – 256 mm	Ovo < Pedras < folha A4
	Cascalho	2 – 64 mm	Grão café < cascalho < ovo
	Areias, siltes e argilas	< 2 mm	
Habitats Orgânicos	Macrófitos e algas		
	Matéria orgânica particulada grosseira (CPOM)		

2. **Nº de arrastos:** assinalar o número total de arrastos por habitat;

3. **Arrasto:** assinalar e numerar o número de arrastos por habitat;

4. **Unidade de transporte:** assinalar para cada arrasto identificado a presença de unidades de transporte (corrente moderada, rápida ou muito rápida);

5. **Unidade de sedimentação:** assinalar para cada arrasto identificado a presença de unidades de sedimentação (sem corrente ou corrente moderada).

D. Variáveis ambientais

1. **Profundidade:** profundidade da água no ponto central do trajecto do arrasto;

2. **Tipo de corrente:** Assinalar o tipo de corrente no ponto central do trajecto do arrasto de acordo com a tabela seguinte:

Tipo de corrente	Definição
Sem corrente	Situação que corresponde a total ausência de corrente
Reduzida	Situação em que o fluxo de água não é suficiente para provocar ondulações superficiais (fluxo laminar)
Moderada	Situação em que se observa ondulação superficial pequena, simétrica e com altura de 1cm.
Rápida	Situação em que se observa ondulação superficial (ondas estacionárias a ondas quebradas)

Muito rápida	Situação que corresponde aos rápidos, em que o fluxo superficial é caótico com formação de espuma
--------------	---

3. Obs.: registar se existem habitats com áreas reduzidas e que foram incluídos nos arrastos referentes aos habitats com maior representatividades;

4. Largura média do troço: largura da água no momento da amostragem;

5. Cor: assinalar a cor da água no momento da amostragem através da análise visual;

6. Cheiro: assinalar a presença de odores indicadores de poluição;

7. Presença de espuma: assinalar apenas a presença de espuma que tenha origem em fontes poluidoras.

Anexo II - Aparelho de sub-amostragem

O aparelho de sub-amostragem é constituído por:

- Tabuleiro/grelha (6×5 quadriculas de 6×6 cm) com um fundo de rede com de 0,5 mm (500 µm)
- Tabuleiro de dimensão superior ao tabuleiro/grelha, para facilitar a homogeneização da amostra
- Forma de corte (6×6 cm)
- Colher para remover o material das quadrículas seleccionadas

Anexo III – Lista de taxa

Turbellaria

DUGESIIDAE

- Dugesia gonocephala* (DUGES, 1830)
Dugesia polychroa (SCHMIDT, 1861)
Dugesia sp.
Dugesia sp.
Dugesia tigrina (GIRARD, 1850)

PLANARIIDAE

- Planaria* sp.
Polycelis felina (DALYELL, 1814)
Polycelis nigra MUELLER, 1774
Polycelis sp.
Polycelis tenuis IJIMA, 1884

Gastropoda

ASSIMINEIDAE

- Assimineia* sp.

BITHYNIIDAE

- Bithynia leachii* ssp.
Bithynia sp. LEACH, 1818
Bithynia tentaculata (LINNAEUS, 1758)

HYDROBIIDAE

- Bythinella* sp. MOQUIN-TANDON, 1856
Lithoglyphus sp. HARTMANN, 1821
Mercuria sp. BOETERS, 1971
Potamopyrgus antipodarum (GRAY, 1843)
Potamopyrgus sp. STIMPSON, 1865
Pseudamnicola sp. PAULUCCI, 1878

LYMNAEIDAE

- Galba* sp. SCHRANK, 1803
Galba truncatula (O.F. MÜLLER, 1774)
Lymnaea sp. LAMARCK, 1799
Radix auricularia (LINNAEUS, 1758)
Radix labiata (ROSSMÄSSLER, 1835)
Radix sp. MONTFORT, 1810
Stagnicola palustris (O.F. MÜLLER, 1774)
Stagnicola sp. JEFFREYS, 1830

NERITIDAE

- Theodoxus* sp. MONTFORT, 1810

PHYSIDAE

- Aplexa* sp. FLEMING, 1820
Physa fontinalis (LINNAEUS, 1758)
Physa sp. DRAPARNAUD, 1801
Physella acuta (DRAPARNAUD, 1805)
Physella sp. HALDEMAN, 1843

PLANORBIDAE

- Ancylus fluviatilis* O.F. MÜLLER, 1774
Ancylus sp. O.F. MÜLLER, 1774
Bathyomphalus sp. CHARPENTIER, 1837
Ferrissia sp. WALKER, 1903
Gyraulus albus (O.F. MÜLLER, 1774)
Gyraulus laevis (ALDER, 1838)

<i>Gyraulus</i> sp.	CHARPENTIER, 1837
<i>Planorbarius corneus</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Planorbarius</i> sp.	FRORIEP, 1806
<i>Planorbis planorbis</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Planorbis</i> sp.	O.F. MÜLLER, 1774
SUCCINEIDAE	
VALVATIDAE	
<i>Valvata piscinalis</i> ssp.	
<i>Valvata</i> sp.	O.F. MÜLLER, 1774
VIVIPARIDAE	
<i>Viviparus</i> sp.	MONTFORT, 1810
Bivalvia	
CORBICULIDAE	
<i>Corbicula</i> sp.	MEGERLE VON MÜHLFELD, 1811
<i>Margaritifera margaritifera</i>	(LINNAEUS, 1758)
SPHAERIIDAE	
<i>Musculium</i> sp.	LINK, 1807
<i>Pisidium amnicum</i>	(O.F. MÜLLER, 1774)
<i>Pisidium casertanum</i> ssp.	
<i>Pisidium personatum</i>	MALM, 1855
<i>Pisidium</i> sp.	PFEIFFER, 1821
<i>Pisidium subtruncatum</i>	MALM, 1855
<i>Sphaerium corneum</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Sphaerium</i> sp.	SCOPOLI, 1777
UNIONIDAE	
<i>Potomida</i> sp.	SWAINSON, 1840
<i>Unio pictorum</i> ssp.	
<i>Unio</i> sp.	PHILIPSSON, 1788
Oligochaeta	
[Kl:Oligochaeta]	
ENCHYTRAEIDAE	
HAPLOTAXIDAE	
<i>Haplotaxis</i> sp.	HOFFMEISTER, 1843
LUMBRICIDAE	
<i>Eiseniella</i> sp.	
<i>Eiseniella tetraedra</i>	(SAVIGNY, 1826)
LUMBRICULIDAE	
<i>Lumbriculidae</i> Gen. sp.	
NAIDIDAE	
<i>Chaetogaster</i> sp.	VON BAER, 1827
<i>Dero</i> sp.	
<i>Naididae</i> Gen. sp.	
<i>Nais</i> sp.	MÜLLER, 1773
<i>Ophidonais</i> sp.	GREVAIS, 1838
<i>Slavina appendiculata</i>	(D'UDEKEM, 1855)
<i>Slavina</i> sp.	VEJDOVSKÝ, 1883
<i>Stylaria lacustris</i>	(LINNAEUS, 1767)
<i>Stylaria</i> sp.	LAMARCK, 1816
<i>Uncinais</i> sp.	LEVINSEN, 1884
PROPAPPIDAE	
<i>Propappus</i> sp.	MICHAELSEN, 1905
TUBIFICIDAE	

<i>Branchiura sowerbyi</i>	BEDDARD, 1892
<i>Branchiura</i> sp.	BEDDARD, 1892
<i>Peloscolex</i> sp.	LEIDY, 1851
Hirudinea	
ERPOBDELLIDAE	
<i>Dina lineata</i>	(O.F. MÜLLER, 1774)
<i>Dina</i> sp.	
<i>Erpobdella monostriata</i>	(LINDENFELD & PIETRUSZYNSKI, 1890)
<i>Erpobdella octoculata</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Erpobdella</i> sp.	
<i>Erpobdella testacea</i>	(SAVIGNY, 1822)
<i>Trocheta</i> sp.	
GLOSSIPHONIIDAE	
<i>Alboglossiphonia heteroclita</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Batracobdella</i> sp.	
<i>Glossiphonia complanata</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Glossiphonia paludosa</i>	(CARENA, 1824)
<i>Glossiphonia</i> sp.	
<i>Helobdella</i> sp.	
<i>Helobdella stagnalis</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Hemiclepsis marginata</i>	(O.F. MÜLLER, 1774)
<i>Hemiclepsis</i> sp.	
<i>Placobdella costata</i>	(FR. MÜLLER, 1846)
<i>Theromyzon</i> sp.	
HAEMOPIIDAE	
<i>Haemopsis sanguisuga</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Haemopsis</i> sp.	
Crustacea	
ASELLIDAE	
<i>Asellidae</i> Gen. sp.	
<i>Asellus</i> sp.	
<i>Bragasellus</i> sp.	
<i>Proasellus cavaticus</i>	SCHIOEDTE, 1871
<i>Proasellus meridianus</i>	(RACOVITZA, 1919)
<i>Proasellus</i> sp.	
ASTACIDAE	
<i>Astacus</i> sp.	
ATYIDAE	
<i>Atyaephyra desmaresti</i>	(MILLET, 1831)
<i>Atyaephyra</i> sp.	
CAMBARIDAE	
<i>Procambarus clarkii</i>	(GIRARD, 1852)
<i>Procambarus</i> sp.	
COROPHIIDAE	
<i>Corophium</i> sp.	
<i>Crangonyx</i> sp.	
<i>Crangonyx subterraneus</i>	BATE, 1859
GAMMARIDAE	
<i>Echinogammarus</i> sp.	
<i>Gammarus</i> sp.	
LIMNADIIDAE	
Ephemeroptera	

BAETIDAE

<i>Acentrella sinaica</i>	BOGOESCU, 1947
<i>Acentrella</i> sp.	
<i>Alainites muticus</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Alainites navasi</i>	MÜLLER-LIEBENAU, 1974
<i>Alainites</i> sp.	
<i>Baetis alpinus</i>	PICTET, 1843-1845
<i>Baetis buceratus</i>	EATON, 1870
<i>Baetis catharus</i>	THOMAS, 1986
<i>Baetis estrelensis</i>	MÜLLER-LIEBENAU, 1974
<i>Baetis fuscatus</i>	(LINNAEUS, 1761)
<i>Baetis gemellus</i>	EATON, 1885
<i>Baetis lutheri</i>	MÜLLER-LIEBENAU, 1967
<i>Baetis maurus</i>	KIMMINS, 1938
<i>Baetis melanonyx</i>	PICTET, 1843-1845
<i>Baetis nigrescens</i>	NAVÁS, 1931
<i>Baetis rhodani</i>	PICTET, 1843-1845
<i>Baetis scambus</i>	EATON, 1870
<i>Baetis</i> sp.	
<i>Baetis</i> sp.	
<i>Centroptilum luteolum</i>	(MÜLLER, 1776)
<i>Centroptilum</i> sp.	
<i>Cloeon dipterum</i> -Gr.	
<i>Cloeon simile</i> -Gr.	
<i>Cloeon</i> sp.	
<i>Procloeon bifidum</i>	(BENGTSSON, 1912)
<i>Procloeon concinnum</i>	(EATON, 1883-88)
<i>Procloeon pennulatum</i>	(EATON, 1870)
<i>Procloeon</i> sp.	
<i>Pseudocentroptilum pennulatum</i>	(EATON, 1870)
<i>Pseudocentroptilum</i> sp.	

CAENIDAE

<i>Caenis luctuosa</i>	(BURMEISTER, 1839)
<i>Caenis</i> sp.	
<i>Caenis</i> sp. 1	

EPHEMERELLIDAE

<i>Drunella paradinasi</i>	GONZÁLES DEL TÁNAGO & GARCÍA DE JALÓN, 1983
<i>Drunella</i> sp.	
<i>Ephemerella</i> sp.	
<i>Eurylophella iberica</i>	KEFFERMÜLLER & DA TERRA, 1978
<i>Eurylophella</i> sp.	
<i>Serratella albai</i>	GONZÁLES DEL TÁNAGO & GARCÍA DE JALÓN, 1983
<i>Serratella ignita</i>	(PODA, 1761)
<i>Serratella</i> sp.	
<i>Torleya major</i>	KLAPÁLEK, 1905
<i>Torleya</i> sp.	

EPHEMERIDAE

<i>Ephemera danica</i>	MÜLLER, 1764
<i>Ephemera</i> sp.	

HEPTAGENIIDAE

<i>Ecdyonurus helveticus</i> -Gr.	
<i>Ecdyonurus</i> sp.	

<i>Ecdyonurus venosus</i>	(FABRICIUS, 1775)
<i>Ecdyonurus venosus</i> -Gr.	
<i>Electrogena</i> sp.	
<i>Epeorus</i> sp.	
<i>Epeorus sylvicola</i>	(PICTET, 1865)
<i>Epeorus torrentium</i>	EATON, 1881
<i>Heptagenia</i> sp.	
<i>Rhithrogena alpestris</i> -Gr.	
<i>Rhithrogena diaphana</i>	NAVÁS, 1916
<i>Rhithrogena diaphana</i> -Gr.	
<i>Rhithrogena hybrida</i>	EATON, 1885
<i>Rhithrogena hybrida</i> -Gr.	
<i>Rhithrogena</i> sp.	
LEPTOPHLEBIIDAE	
<i>Calliarcys humilis</i>	EATON, 1881
<i>Calliarcys</i> sp.	
<i>Choroerpes picteti</i>	EATON, 1871
<i>Choroerpes</i> sp.	
<i>Habroleptoides</i> sp.	
<i>Habrophlebia eldae</i>	JACOB & SARTORI, 1984
<i>Habrophlebia fusca</i>	(CURTIS, 1834)
<i>Habrophlebia lauta</i>	EATON, 1884
<i>Habrophlebia</i> sp.	
<i>Leptophlebia</i> sp.	
<i>Paraleptophlebia cincta</i>	(RETZIUS, 1835)
<i>Paraleptophlebia</i> sp.	
<i>Paraleptophlebia</i>	
<i>submarginata</i>	(STEPHENS, 1835)
<i>Thraulius bellus</i>	EATON, 1881
<i>Thraulius</i> sp.	
OLIGONEURIIDAE	
<i>Oligoneuriella marichuae</i>	ALBA-TERCEDOR, 1983
<i>Oligoneuriella rhenana</i>	(IMHOFF, 1852)
<i>Oligoneuriella</i> sp.	
<i>Oligoneuropsis</i> sp.	
POLYMITARCYIDAE	
<i>Ephoron</i> sp.	
<i>Ephoron virgo</i>	(OLIVIER, 1791)
POTAMANTHIDAE	
<i>Potamanthus</i> sp.	
SIPHONURIDAE	
<i>Siphonurinae</i> Gen. sp.	
<i>Siphonurus flavidus</i>	(PICTET, 1845)
<i>Siphonurus hispanicus</i>	DEMOULIN, 1958
<i>Siphonurus lusoensis</i>	PUTHZ, 1977
<i>Siphonurus</i> sp.	
Odonata	
AESHNIDAE	
<i>Aeshna grandis</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Aeshna</i> sp.	
<i>Anax imperator</i>	LEACH, 1815
<i>Anax</i> sp.	

<i>Boyeria irene</i>	(FONSCOLOMBE, 1838)
<i>Boyeria</i> sp.	
<i>Brachytron</i> sp.	
CALOPTERYGIDAE	
<i>Calopteryx haemorrhoidalis</i>	(VAN DER LINDEN, 1825)
<i>Calopteryx</i> sp.	
<i>Calopteryx splendens</i>	(HARRIS, 1782)
<i>Calopteryx virgo</i>	(LINNAEUS, 1758)
COENAGRIONIDAE	
<i>Cercion</i> sp.	
<i>Ceriagrion</i> sp.	
<i>Coenagrion caerulescens</i>	(FONSCOLOMBE, 1838)
<i>Coenagrion mercuriale</i>	(CHARPENTIER, 1840)
<i>Coenagrion</i> sp.	
<i>Enallagma</i> sp.	
<i>Ischnura elegans</i>	(VAN DER LINDEN, 1820)
<i>Ischnura pumilio</i>	(CHARPENTIER, 1825)
<i>Ischnura</i> sp.	
<i>Nehalennia</i> sp.	
<i>Pyrhosoma nymphula</i>	(SULZER, 1776)
<i>Cordulegaster bidentata</i>	SELYS, 1843
<i>Cordulegaster boltonii</i>	(DONOVAN, 1807)
<i>Cordulegaster</i> sp.	
<i>Cordulegaster trinacriae</i>	WATERSTON, 1976
<i>Cordulegastridae</i> Gen. sp.	
CORDULIIDAE	
<i>Oxygastra curtisii</i>	(DALE, 1834)
GOMPHIDAE	
<i>Gomphus</i> sp.	
<i>Gomphus vulgatissimus</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Onychogomphus forcipatus</i>	
<i>forcipatus</i>	(LINNAEUS, 1758)
<i>Onychogomphus forcipatus</i>	
<i>ssp.</i>	
<i>Onychogomphus forcipatus</i>	
<i>unguiculatus</i>	(VAN DER LINDEN, 1820)
<i>Onychogomphus</i> sp.	
<i>Onychogomphus uncatus</i>	(CHARPENTIER, 1840)
<i>Ophiogomphus cecilia</i>	(FOURCROY, 1785)
<i>Ophiogomphus</i> sp.	
<i>Paragomphus genei</i>	(SELYS, 1841)
<i>Paragomphus</i> sp.	
LESTIDAE	
<i>Chalcolestes</i> sp.	
<i>Chalcolestes viridis</i>	KENNEDY, 1920
<i>Lestes</i> sp.	
<i>Lestidae</i> Gen. sp.	
<i>Sympecma fusca</i>	(VAN DER LINDEN, 1820)
<i>Sympecma</i> sp.	
LIBELLULIDAE	
<i>Crocothemis erythraea</i>	(BRULLE, 1832)
<i>Leucorrhinia albifrons</i>	(BURMEISTER, 1839)
<i>Libellula depressa</i>	LINNAEUS, 1758

Libellula fulva	MÜLLER, 1764
Libellula sp.	
Orthetrum sp.	
Sympetrum sp.	
Sympetrum vulgatum	(LINNAEUS, 1758)
PLATYCNEMIDIDAE	
Platycnemididae Gen. sp.	
Platycnemis sp.	
Plecoptera	
[Ord:Plecoptera]	
CAPNIIDAE	
Capnia sp.	
Capniidae Gen. sp.	
CHLOROPERLIDAE	
Chloroperla sp.	
Siphonoperla sp.	
Siphonoperla torrentium	(PICTET, 1841)
Xanthoperla apicalis	(NEWMAN, 1836)
Xanthoperla sp.	
LEUCTRIDAE	
Leuctra alosi	NAVAS, 1919
Leuctra aurita	NAVÁS, 1919
Leuctra despaxi	MOSELY, 1930
Leuctra fusca	(LINNAEUS, 1758)
Leuctra geniculata	(STEPHENS, 1836)
Leuctra hippopus	KEMPNY, 1899
Leuctra hispanica	AUBERT, 1952
Leuctra leptogaster	AUBERT, 1949
Leuctra leptogaster	AUBERT, 1949
Leuctra major	BRINK, 1949
Leuctra sp.	
Leuctra sp.	
Tyrrhenoleuctra minuta	(KLAPALEK, 1903)
Tyrrhenoleuctra sp.	(KLAPALEK, 1903)
Amphinemura sp.	
Amphinemura triangularis	(RIS, 1902)
Nemoura cambrica	STEPHENS, 1836
Nemoura fulviceps	KLAPALEK, 1902
Nemoura sp.	
Protonemura intricata	(RIS, 1902)
Protonemura pyrenaica	MOSELY, 1930
Protonemura pyrenaica	MOSELY, 1930
Protonemura risi	(JACOBSON & BIANCHI, 1905)
Protonemura sp.	
PERLIDAE	
Marthamea selysii	(PICTET, 1841)
Marthamea vitripennis	(BURMEISTER, 1839)
Perla marginata	(PANZER, 1799)
Perla sp.	
PERLODIDAE	
Arcynopteryx compacta	(McLACHLAN, 1872)
Guadalgenus franzi	(AUBERT, 1963)

Hemimelaena flaviventris	(PICTET, 1841)
Hemimelaena sp.	
Isoperla rivulorum	(PICTET, 1841)
Isoperla sp.	
Perlodes microcephalus	(PICTET, 1833)
Perlodes sp.	
Perlodidae Gen. sp.	
Brachyptera risi	(MORTON, 1896)
Brachyptera sp.	
Heteroptera	
APHELOCHEIRIDAE	
Aphelocheirus aestivalis	(FABRICIUS, 1794)
Aphelocheirus occidentalis	NIESER & MILLAN, 1989
Aphelocheirus sp.	
CORIXIDAE	
Arctocorisa sp.	
Corixa affinis	LEACH, 1817
Corixa punctata	(ILLIGER, 1807)
Corixa sp.	
Cymatia sp.	
Hesperocorixa sp.	
Micronecta scholtzi	(FIEBER, 1860)
Micronecta sp.	
Parasigara infuscata	(REY, 1890)
Parasigara sp.	
Sigara nigrolineata ssp.	
Sigara sp.	
GERRIDAE	
Aquarius najas	(DE GEER, 1773)
Aquarius sp.	
Gerris argentatus	SCHUMMEL, 1832
Gerris gibbifer	SCHUMMEL, 1832
Gerris lacustris	(LINNAEUS, 1758)
Gerris sp.	
HEBRIDAE	
Hebrus pusillus pusillus	(FALLEN, 1807)
HYDROMETRIDAE	
Hydrometra sp.	
Hydrometra stagnorum	(LINNAEUS, 1758)
MESOVELIIDAE	
Mesovelia sp.	
NAUCORIDAE	
Ilyocoris sp.	
Naucoridae Gen. sp.	
Naucoris maculatus ssp.	
Naucoris sp.	
NEPIDAE	
Nepa cinerea	LINNAEUS, 1758
Nepa sp.	
NOTONECTIDAE	
Anisops sp.	
Notonecta maculata	FABRICIUS, 1794

Notonecta sp.	
Notonecta viridis	DELCOURT, 1909
OCHTERIDAE	
Ochterus sp.	
PLEIDAE	
Plea minutissima ssp.	
Plea sp.	
VELIIDAE	
Microvelia pygmaea	(DUFOUR, 1833)
Microvelia sp.	
Velia caprai ssp.	
Velia sp.	
Veliidae Gen. sp.	
Megaloptera	
SIALIDAE	
Sialis fuliginosa	PICTET, 1836
Sialis sp.	
Sialis sp.	
Planipennia	
SISYRIDAE	
Sisyra sp.	
Coleoptera	
CHRYSOMELIDAE	
Chrysomelidae Gen. sp. Ad.	
Donacia sp. Ad.	
Macrolea sp. Ad.	
CURCULIONIDAE	
DRYOPIDAE	
Dryops sp. Ad.	
Dryops sp. Lv.	
Pomatinus sp. Lv.	
DYTISCIDAE	
Agabus didymus Ad.	(OLIVIER, 1795)
Agabus sp. Ad.	
Agabus sp. Lv.	
Bidessus minutissimus	(GERMAR, 1824)
Bidessus minutissimus Ad.	(GERMAR, 1824)
Bidessus sp. Ad.	
Bidessus sp. Lv.	
Copelatus haemorrhoidalis	
Ad.	(FABRICIUS, 1787)
Copelatus sp. Ad.	
Copelatus sp. Lv.	
Deronectes sp. Ad.	
Deronectes sp. Lv.	
Dytiscus sp. Ad.	
Dytiscus sp. Lv.	
Graptodytes aequalis	ZIMMERMANN, 1918
Graptodytes flavipes Ad.	(OLIVIER, 1795)
Graptodytes pictus	(FABRICIUS, 1787)
Graptodytes pictus Ad.	(FABRICIUS, 1787)
Graptodytes pictus Ad.	(FABRICIUS, 1787)

Graptodytes sp. Ad.	
Graptodytes sp. Lv.	
Hydaticus sp. Lv.	
Hydroglyphus confusus Lv.	(KLUG, 1833)
Hydroglyphus geminus Ad.	(FABRICIUS, 1792)
Hydroglyphus sp. Ad.	
Hydroglyphus sp. Lv.	
Hydroporus sp. Ad.	
Hydroporus sp. Lv.	
Hydrovatus sp. Ad.	
Hygrotus sp. Lv.	
Hyphydrus sp. Lv.	
Ilybius sp. Ad.	
Ilybius sp. Lv.	
Laccophilus hyalinus Ad.	(DE GEER, 1774)
Laccophilus sp. Ad.	
Laccophilus sp. Lv.	
Laccornis kocai Ad.	(GANGLBAUER, 1904)
Laccornis oblongus	(STEPHENS, 1835)
Laccornis oblongus Ad.	(STEPHENS, 1835)
Laccornis sp. Ad.	
Meladema coriacea Lv.	CASTELNAU, 1834
Meladema sp. Lv.	
Metaporus meridionalis Ad.	(AUBÉ, 1836)
Nebrioporus sp. Ad.	
Nebrioporus sp. Lv.	
Oreodytes sp. Ad.	
Oreodytes sp. Lv.	
Platambus sp.	
Platambus sp. Ad.	
Porhydrus sp. Lv.	
Scarodytes halensis Ad.	(FABRICIUS, 1787)
Scarodytes halensis Lv.	(FABRICIUS, 1787)
Scarodytes sp. Ad.	
Scarodytes sp. Lv.	
Siettitia avenionensis Lv.	GUIGNOT, 1925
Stictonectes lepidus Ad.	(OLIVIER, 1795)
Stictonectes sp. Ad.	
Stictonectes sp. Lv.	
Stictotarsus	
duodecimpustulatus Ad.	(FABRICIUS, 1792)
Stictotarsus	
duodecimpustulatus Lv.	(FABRICIUS, 1792)
Stictotarsus sp. Ad.	
Stictotarsus sp. Lv.	
Suphrodytes sp. Ad.	
Yola bicarinata Ad.	(LATREILLE, 1804)
Yola bicarinata Lv.	(LATREILLE, 1804)
Yola sp. Ad.	
ELMIDAE	
Dupophilus brevis Ad.	MULSANT & REY, 1872
Dupophilus brevis Lv.	MULSANT & REY, 1872
Elmis sp. Ad.	

Elmis sp. Lv.	
Esolus sp.	
Esolus sp. Ad.	
Esolus sp. Lv.	
Limnius sp. Ad.	
Limnius sp. Ad.	
Limnius sp. Lv.	
Macronychus sp. Ad.	
Macronychus sp. Lv.	
Normandia sp.	
Normandia sp. Ad.	
Normandia sp. Lv.	
Oulimnius sp. Ad.	
Oulimnius sp. Lv.	
Potamophilus acuminatus	(FABRICIUS, 1792)
Potamophilus acuminatus	
Lv.	(FABRICIUS, 1792)
Potamophilus sp. Ad.	
Potamophilus sp. Lv.	
Riolus sp. Ad.	
Riolus sp. Lv.	
Stenelmis canaliculata Ad.	(GYLLENHÅL, 1808)
Stenelmis canaliculata Lv.	(GYLLENHÅL, 1808)
Stenelmis sp. Ad.	
Stenelmis sp. Lv.	
GYRINIDAE	
Aulonogyrus sp. Ad.	
Aulonogyrus sp. Lv.	
Gyrinidae Gen. sp. Lv.	
Gyrinus sp. Ad.	
Gyrinus sp. Lv.	
Orectochilus sp.	
Orectochilus sp. Ad.	
Orectochilus sp. Lv.	
Orectochilus villosus Ad.	(MÜLLER, 1776)
Orectochilus villosus Lv.	(MÜLLER, 1776)
HALIPLIDAE	
Haliplidae Gen. sp. Lv.	
Haliphus lineatocollis Ad.	(MARSHAM, 1802)
Haliphus sp. Ad.	
Haliphus sp. Lv.	
Peltodytes rotundatus Ad.	(AUBÉ, 1836)
Peltodytes sp. Ad.	
Peltodytes sp. Lv.	
HELOPHORIDAE	
Helophorus sp. Ad.	
Helophorus sp. Ad.	
HYDRAENIDAE	
Hydraena sp. Ad.	
Hydraena sp. Lv.	
Limnebius sp. Ad.	
Ochthebius bicolon	GERMAR, 1824

Ochthebius sp. Ad.

HYDROCHIDAE

Hydrochus sp. Ad.

HYDROPHILIDAE

Anacaena sp. Ad.

Berosus sp. Ad.

Chaetarthria seminulum Ad. (HERBST, 1797)

Chaetarthria seminulum Lv. (HERBST, 1797)

Coelostoma hispanicum Lv. (KÜSTER, 1848)

Coelostoma sp.

Coelostoma sp. Ad.

Coelostoma sp. Lv.

Crenitis punctatostriata Ad. (LETZNER, 1840)

Crenitis sp.

Crenitis sp. Ad.

Dactylosternum sp. Ad.

Enochrus sp. Ad.

Enochrus sp. Lv.

Helochares sp. Ad.

Helochares sp. Lv.

Hemisphaera sp. Ad.

Hydrobius sp. Ad.

Hydrobius sp. Lv.

Hydrophilidae Gen. sp. Ad.

Hydrophilus sp. Ad.

Laccobius sp. Ad.

Laccobius sp. Lv.

Paracymus sp. Ad.

HYDROSCAPHIDAE

Hydroscapha sp.

Hydroscapha sp. Ad.

HYGROBIIDAE

Hygrobia hermanni Lv. (FABRICIUS, 1775)

Hygrobia sp. Ad.

Hygrobia sp. Lv.

NOTERIDAE

Noterus sp. Lv.

SCIRTIDAE

Cyphon sp. Ad.

Cyphon sp. Lv.

Hydrocyphon deflexicollis (MÜLLER, 1821)

Hydrocyphon deflexicollis
Lv. (MÜLLER, 1821)

Hydrocyphon sp.

Hydrocyphon sp. Lv.

Scirtes sp.

Scirtes sp. Lv.

Scirtidae Gen. sp. Lv.

SPERCHEIDAE

Spercheus sp. Lv.

Trichoptera

APATANIIDAE

Apatania sp.

BERAEIDAE

Beraea sp.	
Beraea terrai	MALICKY, 1975
Beraeamyia sp.	

BRACHYCENTRIDAE

Brachycentrus maculatus	(FOURCROY , 1785)
Brachycentrus montanus	KLAPALEK, 1892
Brachycentrus sp.	
Brachycentrus subnubilus	CURTIS, 1834
Micrasema cenerentola	SCHMID, 1952
Micrasema longulum	McLACHLAN, 1876
Micrasema minimum	McLACHLAN, 1876
Micrasema moestum	(HAGEN, 1868)
Micrasema moestum-Gr.	
Micrasema moestum-Gr.	
Micrasema servatum	NAVÁS, 1918
Micrasema sp.	
Oligoplectrum sp.	
Calamoceras marsupus	BRAUER, 1865
Calamoceras sp.	

ECNOMIDAE

Ecnomus deceptor	McLACHLAN, 1884
Ecnomus sp.	
Ecnomus sp.	

GLOSSOSOMATIDAE

Agapetus fuscipes	CURTIS, 1834
Agapetus segovicus	SCHMID, 1952
Agapetus sp.	
Agapetus sp.	
Catagapetus maclachlani	MALICKY, 1975
Catagapetus sp.	
Glossosoma nylanderi	McLACHLAN, 1879
Glossosoma privatum	MCLACHLAN, 1884
Glossosoma sp.	
Ptilocolepus extensus	McLACHLAN, 1884
Ptilocolepus granulatus	(PICTET, 1834)
Synagapetus sp.	

GOERIDAE

Goera pilosa	(FABRICIUS, 1775)
Larcasia partita	NAVÁS, 1917
Larcasia sp.	
Silo graellsii	PICTET, 1865
Silo sp.	

HELICOPSYCHIDAE

Helicopsyche helicifex	(ALLEN, 1857)
Helicopsyche sp.	

HYDROPSYCHIDAE

Cheumatopsyche lepida	(PICTET, 1834)
Cheumatopsyche sp.	
Diplectrona felix	McLACHLAN, 1878
Diplectrona sp.	
Hydropsyche ambigua	SCHMID, 1952

Hydropsyche dinarica	MARINKOVIC, 1979
Hydropsyche exocellata	DUFOUR, 1841
Hydropsyche incognita	PITSCH, 1993
Hydropsyche instabilis	(CURTIS, 1834)
Hydropsyche lobata	McLACHLAN, 1884
Hydropsyche lobata	McLACHLAN, 1884
Hydropsyche siltalai	DÖHLER, 1963
Hydropsyche sp.	
Hydropsyche tibialis	McLACHLAN, 1884
Hydropsyche urgorrhii	GONZALEZ & MALICKY, 1980
HYDROPTILIDAE	
Agraylea sexmaculata	CURTIS, 1834
Agraylea sexmaculata	CURTIS, 1834
Agraylea sp.	
Allotrichia pallicornis	(EATON, 1873)
Allotrichia sp.	
Hydroptila sp.	
Hydroptila sp.	
Hydroptila vectis	CURTIS, 1834
Hydroptilidae Gen. sp.	
Ithytrichia sp.	
Orthotrichia angustella	(McLACHLAN, 1865)
Orthotrichia sp.	
Oxyethira sp.	
Stactobia sp.	
Stactobiella risi	(FELBER, 1908)
Stactobiella sp.	
Crunoecia irrorata irrorata	(CURTIS, 1834)
Lasiocephala basalis	(KOLENATI, 1848)
Lepidostoma hirtum	(FABRICIUS, 1775)
Lepidostoma sp.	
LEPTOCERIDAE	
Adicella reducta	(McLACHLAN, 1865)
Athripsodes albifrons	(LINNAEUS, 1758)
Athripsodes bilineatus	(LINNAEUS, 1758)
Athripsodes bilineatus	(LINNAEUS, 1758)
Athripsodes braueri	PICTET, 1865
Athripsodes sp.	
Athripsodes sp.	
Ceraclea albimacula	(RAMBUR, 1877)
Ceraclea sobradieli	NAVÁS, 1917
Ceraclea sp.	
Erotesis baltica	McLACHLAN, 1877
Erotesis sp.	
Leptoceridae Gen. sp.	
Leptocerus lusitanicus	(McLACHLAN, 1884)
Leptocerus sp.	
Mystacides azurea	(LINNAEUS, 1761)
Mystacides sp.	
Mystacides sp.	
Oecetis sp.	
Oecetis testacea	(CURTIS, 1834)

Setodes argentipunctellus	McLACHLAN, 1877
Setodes argentipunctellus	McLACHLAN, 1877
Setodes sp.	
Triaenodes ochreellus	
ochreellus	McLACHLAN, 1877
Triaenodes ochreellus ssp.	
Ylodes sp.	
LIMNEPHILIDAE	
Allogamus ligonifer	(McLACHLAN, 1876)
Allogamus sp.	
Anomalopterygella	
chauviniana	(STEIN, 1874)
Anomalopterygella sp.	
Chaetopterygini Gen. sp.	
Chaetopteryx sp.	
Halesus radiatus	(CURTIS, 1834)
Halesus sp.	
Limnephilus auricula	CURTIS, 1834
Limnephilus guadarramicus	(SCHMID, 1955)
Limnephilus sp.	
Melampophylax nepos	(McLACHLAN, 1880)
Mesophylax sp.	
Potamophylax sp.	
Stenophylax sp.	
ODONTOCERIDAE	
Odontocerum albicorne	(SCOPOLI, 1763)
Odontocerum sp.	
PHILOPOTAMIDAE	
Chimarra marginata	(LINNAEUS, 1767)
Chimarra sp.	
Philopotamus montanus ssp.	
Philopotamus perversus	McLACHLAN, 1884
Philopotamus sp.	
Wormaldia sp.	
PHRYGANEIDAE	
Hagenella sp.	
Oligostomis reticulata	(LINNAEUS, 1761)
Oligotricha striata	(LINNAEUS, 1758)
Cyrnus cintranus	McLACHLAN, 1884
Cyrnus sp.	
Holocentropus sp.	
Neureclipsis bimaculata	(LINNAEUS, 1758)
Neureclipsis sp.	
Plectrocnemia appennina	McLACHLAN, 1884
Plectrocnemia conspersa	(CURTIS, 1834)
Plectrocnemia laetabilis	McLACHLAN, 1880
Plectrocnemia sp.	
Polycentropodidae Gen. sp.	
Polycentropodidae Gen. sp.	
Polycentropus	
flavomaculatus	(PICTET, 1834)
Polycentropus kingi	McLACHLAN, 1881

Polycentropus sp.	
PSYCHOMYIIDAE	
Lype auripilis	McLACHLAN, 1884
Lype reducta	(HAGEN, 1868)
Lype sp.	
Psychomyia ctenophora	McLACHLAN, 1884
Psychomyia pusilla	(FABRICIUS, 1781)
Psychomyia pusilla	(FABRICIUS, 1781)
Psychomyia sp.	
Psychomyia sp.	
Tinodes assimilis	McLACHLAN, 1865
Tinodes foedella	McLACHLAN, 1884
Tinodes sp.	
Tinodes waeneri	(LINNAEUS, 1758)
RHYACOPHILIDAE	
Rhyacophila albardana	McLACHLAN, 1879
Rhyacophila intermedia	McLACHLAN, 1868
Rhyacophila lusitanica	McLACHLAN, 1884
Rhyacophila meridionalis	PICTET, 1865
Rhyacophila munda	McLACHLAN, 1862
Rhyacophila occidentalis	McLACHLAN, 1879
Rhyacophila relictia	McLACHLAN, 1879
Rhyacophila sp.	
Rhyacophila sp.	
Rhyacophila sp.	X
Rhyacophila tristis	PICTET, 1834
Rhyacophilidae Gen. sp.	
Notidobia sp.	
Oecismus monedula	(HAGEN, 1859)
Oecismus sp.	
Schizopelex sp.	
Sericostoma sp.	
UENOIDAE	
Thremma gallicum	McLACHLAN, 1880
Thremma sp.	
Diptera	
ANTHOMYIIDAE	
ATHERICIDAE	
Atherix flavipes	(FABRICIUS, 1781)
Atherix ibis	(FABRICIUS, 1798)
Atherix sp.	
Atrichops crassipes	(MEIGEN, 1820)
Atrichops sp.	
BLEPHARICERIDAE	
Blepharicera sp.	MACQUART, 1843
Blephariceridae Gen. sp.	
Liponeura sp.	LOEW, 1844
CERATOPOGONIDAE	
Atrichopogon sp.	
Bezzia affinis	(STAEGER, 1839)
Bezzia sp.	
Dasyheleinae.	

Forcipomyiinae	
Leptoconopinae	
CHAOBORIDAE	
CHIRONOMIDAE	
Ablabesmyia longistyla	FITTKAU, 1962
Ablabesmyia sp.	
Ablabesmyia sp.	
Chironomini	
Chironomus plumosus-Gr.	
Chironomus sp.	
Chironomus thummi-Gr.	
Corynoneura sp.	
Diamesinae	
Orthocladiinae	
Prodiamesa sp.	
Stenochironomus sp.	
Tanypodinae	
Tanypodini	
Tanytarsini	
CULICIDAE	
Culex sp.	LINNEAUS, 1758
Phalacroceras sp.	SCHINER, 1863
DIXIDAE	
Dixa sp.	
Dixella sp.	
DOLICHOPODIDAE	
EMPIDIDAE	
Clinocerinae Gen. sp.	
Hemerodromia sp.	
Hemerodromiinae Gen. sp.	
EPHYDRIDAE	
LIMONIIDAE	
Erioptera sp.	MEIGEN, 1803
Hexatoma sp.	LATREILLE, 1809
Limnophila sp.	MACQUART, 1834
Limnophilinae Gen. sp.	
MUSCIDAE	
Limnophora sp.	
PEDICIIDAE	
Dicranota sp.	ZETTERSTEDT, 1838
PSYCHODIDAE	
Pericoma sp.	WALKER, 1856
Psychodidae Gen. sp.	
RHAGIONIDAE	
SCIOMYZIDAE	
SIMULIIDAE	
STRATIOMYIIDAE	
SYRPHIDAE	
TABANIDAE	
THAUMALEIDAE	
TIPULIDAE	
Tipula sp.	LINNAEUS, 1758



Instituto da Água
Av. Almirante Gago Coutinho, 30
1049-066 Lisboa

Tel: 21 843 00 00
Fax: 21 847 35 71

e-mail: inforag@inag.pt
www.inag.pt