



IBRAPAM

**METODOLOGIAS DE
AMOSTRAGEM**

METODOLOGIAS DE AMOSTRAGEM

**COLETA, PRESERVAÇÃO E VOLUME DE
AMOSTRA MARINHA OU ESTUARINA**

*ICTIOPLÂNCTON, ZOOPLÂNCTON, FITOPLÂNCTON, ZOOBENTOS,
CLOROFILA E PERIFITON*

SE NECESSÁRIO, PROCURE BIBLIOGRAFIAS.

ICTIOPLÂNCTON

O material ictioplanctônico deve ser coletado através de arrastos oblíquos utilizando redes de plâncton do tipo Bongo, ambas sugeridas com 60cm de diâmetro de boca, 250cm de comprimento e malha de 330 e 500micras. Dois fluxômetros devem ser acoplados às redes (A e B) para posterior cálculo do volume de água filtrada. O material planctônico deverá ser fixado em **formalina a 4%, neutralizada com tetraborato de sódio**, Volume da amostra: 500ml em frascos de vidro ou plástico.

ZOOPLÂNCTON

Para análise quantitativa a coleta de zooplâncton consiste de filtrar um volume conhecido de água.

Fazer um arrasto horizontal com rede de malha de 50µm com fluxômetro acoplado na boca da rede. Volume da amostra: 200 ml em frascos de vidro ou plástico. **A fixação é feita com formol a 4%** e essa concentração permite uma conservação por muitos anos.

Amostragem qualitativa: Essa amostragem é feita só com um arrasto horizontal, não precisa marcar o volume, pois é apenas para identificação. Volume da amostra: 200 ml

FITOPLANCTÔN

As amostras para análise **quantitativa** do fitoplâncton devem ser coletadas com garrafa de "Van Dorn" (fundo) ou na região da superfície da água e fixadas com lugol acético (VOLLENWEIDER, 1974) e estocadas em frascos de vidro (ou polietileno). Volume da amostra: 200 ml.

Para a identificação (**qualitativo**) das populações, devem ser utilizadas amostras coletadas com rede de 25 um de abertura de malha e fixadas com **formol 4%**. Volume da amostra: 200 ml.

BENTOS

O zoobentos do sedimento não consolidado deve ser coletado através de lançamentos de draga (o tipo de draga depende do local a ser analisado). O sedimento deve ser **fixado em formol 4%** e acondicionado em sacos plásticos ou potes específicos e totalmente fechados e rotulados.

Procedimento acima serve tanto para análise de meiofauna quanto macrofauna.

CLOROFILA

Primeiramente, deve-se realizar a medição da transparência da água, através da qual se pode obter uma noção na quantidade de água a ser filtrada no sistema de bomba a vácuo. Exemplos técnicos podem explicar melhor esse item. Em rios sem barramentos a montante, onde nota-se coloração amarela, marrom, ou outra que reflita em baixa transparência do disco de Secchi (até 0,50 m), recomenda-se na filtragem, não passar inicialmente volume superior a 100 mL, enquanto que em rios de águas transparentes, ou mesmo em reservatórios ou lagos, onde a transparência atinge maiores valores (acima de 1,0 m), pode-se inicialmente filtrar uma quantidade mínima de 300 mL. É altamente recomendável testar com uma amostra piloto essa quantidade a ser filtrada na bomba a vácuo, visando a calibração visual da pessoa responsável pela filtração.

Voltando a coleta, com um galão de 5 L é obtida a amostra da água na sub-superfície (0,30 m), integralmente, sem passar em rede de plâncton ou quaisquer outro aparelho. Em locais profundos (superiores a 20m), com elevado tempo de retenção e presença de estratificação térmica e química, para um melhor detalhamento, recomenda-se a obtenção de amostras em diferentes estratos da coluna de água. Para isso, também com a medição da transparência da água, calcula-se a extensão da zona fótica, multiplicando por 3 o valor do disco de Secchi. Nisso, esse valor representará até onde chega 1% da luz que penetra da coluna de água, fundamental para o desenvolvimento da maior parte do fitoplâncton. Essas profundidade

inferiores a camada superficial, devem ser acessadas com garrafa de Van Dorn (5 L), içada ao barco, com corda marcada de metro em metro, para verificar a profundidade desejada. Nisso, as amostras do fundo também são acondicionadas em galões plásticos de 5 L.

Outras atenções devem ser relevadas. Após coletadas as amostras, recomenda-se não deixá-las expostas a luz solar, devido a decomposição dos pigmentos fotossintetizantes, além da alta temperatura também ser um desses estímulos, requerendo então, refrigeração das amostras em caixas de isopor. Esses cuidados devem ser fundamentalmente seguidos se as distâncias dos pontos de coleta, até o local aonde as amostras virem a ser filtradas, forem grandes.

Para a filtração das amostras de água, é preciso o auxílio de alguns equipamentos, tais como filtros Milipore AP 20, vidros Kita-Sato, provetas de 500 mL e 1000 mL, pinças de ponta fina, e uma bomba a vácuo. Todos esses equipamentos podem ser adquiridos em um kit de filtração, para esse propósito.

Conforme mencionado inicialmente, para biólogos ou técnicos iniciantes, deve-se testar pelo menos uma vez se a quantidade de amostra a ser filtrada, realmente passará no filtro. Caso esta não passe, o filtro deve ser descartado, perdendo muitas vezes amostras importantes.

Após instalar o kit de filtração em um lugar preferencialmente com pouca luz e vento, as amostras devem ser enfileiradas conforme a ordem de coleta, envolvendo as vezes várias profundidades em um só ponto. Após isso, uma a uma, antes de colocar uma determinada quantidade de água na proveta e depois ser filtrada, deve-se homogeneizar a amostra, com agitação do galão de 5L. Em seguida, coloca-se determinada quantidade na proveta (ex. 300 mL), e desta, na parte superior dos vidros Kita-Sato. Dois vidros são necessários, devido a obtenção replicada das amostras, visando maior confiança nos dados. Liga-se a bomba a vácuo, e quando o volume inteiro tiver sido filtrado, desliga-se o aparelho, e cuidadosamente, retira-se os filtros com auxílio das pinças de ponta fina. Após isso, colocam-se esses filtros sob papéis filtros, onde permanecem por volta de 10 minutos até a secagem. É necessária uma grande atenção com a identificação desses

filtros, para não trocar amostras e obter dados errôneos para diferentes escalas espaciais ou temporais.

Após a filtração de todas as amostras, e secagem dos filtros sob o papel filtro, um a um esses filtros são dobrados ao meio, e aos pares (os mesmos das réplicas), embalados em papel alumínio, devidamente identificados.

Em seguida, são acondicionados sob refrigeração até o procedimento laboratorial de análise, conforme já enviado anteriormente.

Muito cuidado deve ser dado para a identificação correta das amostras, e claro, não esquecer de anotar em cada uma delas, o volume de água que foi filtrado, para a estimativa da concentração de clorofila-a nesse volume, e depois na unidade padrão.

PERIFITON

As amostras para análise qualitativa do perifíton devem ser coletadas de diferentes substratos: macrófitas aquáticas, madeira, pedras e folhas. O material deve ser raspado e fixado com formol 4% e estocado em frascos de polietileno.

Para a análise quantitativa do perifíton devem ser selecionados 2 pecíolos da macrófita aquática mais abundante na estação de coleta, tomando o cuidado para que os tamanhos sejam similares e que as folhas tenham aproximadamente o mesmo estágio fenológico e, posteriormente, em laboratório, o material perifítico deve ser raspado dos pecíolos. Através de medidas realizadas (comprimento e diâmetro dos pecíolos) as áreas dos mesmos devem ser determinadas.