

GUIA NACIONAL DE COLETA E PRESERVAÇÃO DE AMOSTRAS

DE ÁGUA, SEDIMENTO, COMUNIDADES AQUÁTICAS E EFLUENTES LÍQUIDOS

Marca da
CETESB

Marca da
ANA

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	6
2 PLANEJAMENTO DE AMOSTRAGEM.....	9
2.1 Definição do Programa de Amostragem	9
2.1.1 Usos do Corpo d'Água.....	9
2.1.2 Natureza da Amostra.....	9
2.1.3 Parâmetros de Caracterização da Área de Estudo	10
2.1.4 Informações sobre a Área de Influência	13
2.1.5 Local e Pontos de Coleta.....	13
2.1.5.1 Água Bruta.....	14
2.1.6 Apoio Operacional	19
2.1.7 Capacidade Analítica Laboratorial.....	19
2.1.8 Recursos Financeiros e Humanos.....	20
3 ORGANIZAÇÃO DOS TRABALHOS DE CAMPO	21
3.1 Planejamento das Atividades	21
3.2 Coleta e Preservação de Amostras.....	22
3.2.1 Coleta e Tipos de Amostras.....	22
3.2.2 Preservação de amostra.....	25
3.3 Acondicionamento, Transporte e Armazenamento de Amostras	27
3.3.1 Acondicionamento	27
3.3.1.2 Limpeza e Preparo de Recipientes	28
3.3.2 Transporte e Armazenamento	35
3.4 Segurança nos Trabalhos de Campo.....	35
3.4.1 Transporte Rodoviário	35
3.4.2 Acesso aos Pontos de Amostragem.....	36
3.4.3 Embarcações	36
3.4.4 Manipulação de Reagentes e Soluções	37
3.4.5 Amostras de Efluentes (industriais e domésticos) e Resíduos Sólidos.....	37
3.5 Preparo de Soluções e Reagentes	38
3.5.1 Formol Neutralizado.....	38
3.5.2 Formol Neutralizado, com Sacarose.....	38
3.5.3 Meio de Transporte Cary e Blair (Técnica de Moore).....	38
3.5.4 Solução de Acetato de Zinco ($Zn(C_2H_3O_2)_2$) 2M.....	39
3.5.5 Solução de Ácido Clorídrico (HCl) 1+9 (10%)	39
3.5.6 Solução de Ácido Clorídrico (HCl) 1+1 (50%)	39
3.5.7 Solução de Ácido Nítrico (HNO_3) 1+9 (10%)	39
3.5.8 Solução de Ácido Nítrico (HNO_3) 1+1 (50%)	39
3.5.9 Solução de Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) 1+1 (50%)	39
3.5.10 Solução de Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) 1+9 (10%)	40
3.5.11 Solução de Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) / Ácido Nítrico (HNO_3) 10% (6+1)	40
3.5.12 Solução Alcali-Iodeto-Azida	40
3.5.13 Solução de Álcool 70° GL	40
3.5.14 Solução de Carbonato de Magnésio ($MgCO_3$) 1%	40
3.5.15 Solução de Cloreto de Cálcio Dihidratado ($CaCl_2 \cdot 2H_2O$) 1%	40
3.5.16 Solução de Corante Rosa-de-bengala 0,1%	40
3.5.17 Solução de Detergente Alcalino 0,1 %	40
3.5.18 Solução de Detergente Enzimático 0,5 %	40
3.5.19 Solução de EDTA ($C_{10}H_{16}N_2O_8$) 15%	41
3.5.20 Solução de Formol 4%	41
3.5.21 Solução de Formol 5%.....	41
3.5.22 Solução de Formol 10%.....	41
3.5.23 Solução de Formol 20%.....	41
3.5.24 Solução de Fluoreto de Potássio 20%.....	41
3.5.25 Solução de Hidróxido de Sódio ($NaOH$) 10M	41

3.5.26	Solução de Amido	41
3.5.27	Solução de Lugol (iodo ressublimado e iodeto de potássio - KI)	41
3.5.28	Solução Metanol/Amônio (50+1 v/v)	42
3.5.29	Solução de Sulfato Manganoso 2,14 M	42
3.5.30	Solução de Tiossulfato de Sódio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) 0,0125 N padronizada	42
3.5.31	Solução de Tiossulfato de Sódio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) 3%	42
3.5.32	Solução de Tiossulfato de Sódio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) 10%	42
3.5.33	Solução Transeau	42
4	CONTROLE DE QUALIDADE NA AMOSTRAGEM	43
4.1	Brancos	43
4.1.1	Branco de Campo e de Viagem	44
4.1.2	Branco de Equipamentos	44
4.1.3	Branco de Frascaria	44
4.1.4	Branco de Sistema de Filtração	45
4.2	Duplicata de Campo	45
4.3	Temperatura de Transporte e Armazenamento	45
4.4	Incerteza da Amostragem	46
5	EQUIPAMENTOS DE AMOSTRAGEM	49
5.1	Amostradores de Superfície	49
5.1.1	Balde de Aço Inox	49
5.1.2	Coletor com Braço Retrátil	49
5.1.3	Batiscafo	50
5.2	Amostradores de Profundidade (coluna d'água)	51
5.2.1	Garrafas de van Dorn e de Niskin	51
5.2.2	Armadilha de Schindler-Patalas (Trampa)	53
5.2.3	Bomba de Água	54
5.2.4	Redes de Plâncton	54
5.3	Amostradores de Fundo	56
5.3.1	Pegador de Ekman-Birge	56
5.3.2	Pegador Petersen e van Veen	58
5.3.3	Pegador Ponar	59
5.3.4	Pegador Shipek	60
5.3.5	Amostrador em Tubo ou Testemunhador	61
5.3.6	Draga Retangular	62
5.3.7	Delimitadores	63
5.3.8	Rede Manual	67
5.4	Substrato Artificial	68
5.4.1	Cestos com Pedras (Zoobentos)	68
5.4.2	Flutuador com Lâminas (Perifiton)	69
5.5	Substrato Natural	71
5.6	Amostradores de Nécton	79
5.6.1	Aparelhos de Pesca Passivos	79
5.6.2	Aparelhos de Pesca Ativos	85
5.6.3	Manutenção e Cuidados com os Equipamentos de Pesca	89
6	AMOSTRAGEM DE ÁGUA BRUTA E SEDIMENTOS	90
6.1	Coleta e Preservação de Amostras para Ensaios em Água Bruta	92
6.1.1	Químicos (exceto metais dissolvidos)	92
6.1.2	Metais Dissolvidos	94
6.1.3	Ecotoxicológicos	96
6.1.4	Mutagenicidade com <i>Salmonella</i> / <i>Microssoma</i> (Teste de Ames)	97
6.1.5	Microbiológicos	98
6.1.6	Balneabilidade de Praias	101
6.1.7	Comunidades Biológicas	102
6.1.7.1	Pigmentos Fotossintetizantes (Clorofila <i>a</i> e Feofitina <i>a</i>)	104
6.1.7.2	Comunidade Fitoplancônica	107
6.1.7.3	Comunidade Perifítica	110
6.1.7.4	Comunidade Zooplancônica	118
6.1.7.5	Macrófitas Aquáticas	125

6.1.7.6	Comunidade Bentônica de Água Doce	128
6.1.7.7	Comunidade Bentônica Marinha	131
6.1.7.8	Comunidade Nectônica	139
6.2	Ensaios de Contaminantes e Nutrientes em Sedimentos	143
7	AMOSTRAGEM DE ÁGUAS PARA ABASTECIMENTO PÚBLICO.....	146
7.1	Estação de Tratamento de Água (ETA)	148
7.2	Sistemas de Distribuição	148
7.2.1	Procedimentos de coleta na rede de distribuição	150
7.2.2	Procedimentos de coleta em reservatório domiciliar	151
7.3	Procedimentos de coleta em soluções alternativa coletiva de abastecimento de água 151	
7.3.1	Poços Freáticos e Profundos Equipados com Bomba	152
7.3.2	Poços Freáticos Sem Bomba	152
8	AMOSTRAGEM DE EFLUENTES LÍQUIDOS.....	153
8.1	Características dos Efluentes Líquidos	154
8.1.1	Efluentes Industriais	154
8.1.2	Efluentes Mistos (Industriais e Domésticos)	158
8.1.3	Efluentes Gerados em Plantas de Incineração de Resíduos Sólidos Industriais ou Hospitalares	158
8.1.4	Efluentes Percolados Gerados em Aterros Industriais e Sanitários	159
8.2	Planejamento da Amostragem de Efluentes Líquidos	159
8.2.1	Local e Pontos de Amostragem	160
8.2.2	Tipos de Amostragem	160
8.2.3	Seleção dos Ensaios a Serem Realizados	162
8.2.4	Avaliação do Desempenho do STAR	165
8.2.5	Elaboração de Projeto de STAR	165
8.2.6	Atendimento aos Padrões da Legislação	165
9	ENSAIOS EM CAMPO	167
9.1	Cloro Residual - Método DPD	167
9.2	Oxigênio Dissolvido - Método Eletrométrico	168
9.3	Oxigênio Dissolvido - Método Winkler Modificado pela Azida Sódica	168
9.4	Condutividade e Salinidade	169
9.5	pH - Potencial Hidrogeniônico - Método Eletrométrico	170
9.6	Determinação de potencial Redox - Eh ou ORP - Método Eletrométrico	171
9.7	Temperatura da Água e Ar	171
9.8	Transparência	172
9.9	Turbidez - Método Nefelométrico	172
9.10	Sólidos Sedimentáveis - Cone Imhoff	172
9.11	Medidores e Amostradores Automáticos	173
9.11.1	Monitoramento Automático da Qualidade das Águas	174
10	MEDIÇÃO DE VAZÃO.....	178
10.1	Medição de Vazão em Canais Abertos	178
10.1.1	Método Volumétrico	179
10.1.2	Medição com Flutuadores	179
10.1.3	Método Convencional com Molinete Hidrométrico	180
10.1.4	Método Acústico	184
10.1.5	Método do Traçador	185
10.1.6	Medição com Dispositivos de Geometria Regular	187
10.2	Medição de Vazão com Dispositivos Instalados em Tubos	190
10.2.1	Medidor Venturi	190
10.2.2	Medição com Bocais e Orifícios	191
10.2.3	Tubo de Pitot	192
10.2.4	Medidor Magnético	193
10.2.5	Rotâmetro	194
10.3	Medição de Vazão em Tubos com Descarga Livre	195
10.3.1	Método das Coordenadas Geométricas do Jato	195
10.3.2	Método Califórnia	196

11 BIBLIOGRAFIA	199
APÊNDICE 1 - PROCEDIMENTOS PARA O ARMAZENAMENTO E PRESERVAÇÃO DE AMOSTRAS POR ENSAIO	206
APÊNDICE 2 – GLOSSÁRIO	219

1 INTRODUÇÃO

A presente publicação reúne o conhecimento técnico para realização de coleta e preservação de amostras de águas brutas, tratadas, residuárias, sedimentos e biota aquática, visando à fiscalização, controle e a caracterização da qualidade ambiental.

A coleta e preservação de amostras infelizmente ainda são consideradas como atividades simples, que não exigem qualquer critério ou conhecimento científico. Essa percepção é completamente falha, porque uma amostra, por definição, representa o próprio ambiente estudado e, assim, a sua coleta exige profundo conhecimento técnico e científico, o que significa contar com recursos humanos altamente treinados e capacitados para desenvolverem as atividades em campo.

A definição dos usos previstos para o corpo d'água, o conhecimento dos riscos à saúde da população, os danos aos ecossistemas, a toxicidade das substâncias químicas, os processos industriais e as medidas de vazão, somam algumas das informações básicas necessárias para se definirem as técnicas e as metodologias de coleta que serão utilizadas, a definição dos locais de amostragem e a seleção de parâmetros que serão analisados. Sem isso, qualquer programa para avaliar a qualidade ambiental pode gerar dados não representativos sobre a área de estudo.

Na escolha do local adequado para o programa de amostragem é importante considerar que a qualidade de um corpo d'água varia conforme o local (espacial) e o decorrer do tempo (temporal). Para garantir a homogeneidade e representatividade do local de amostragem proposto, as ações a serem tomadas devem ser cuidadosamente planejadas, como detalhado na Figura 1.

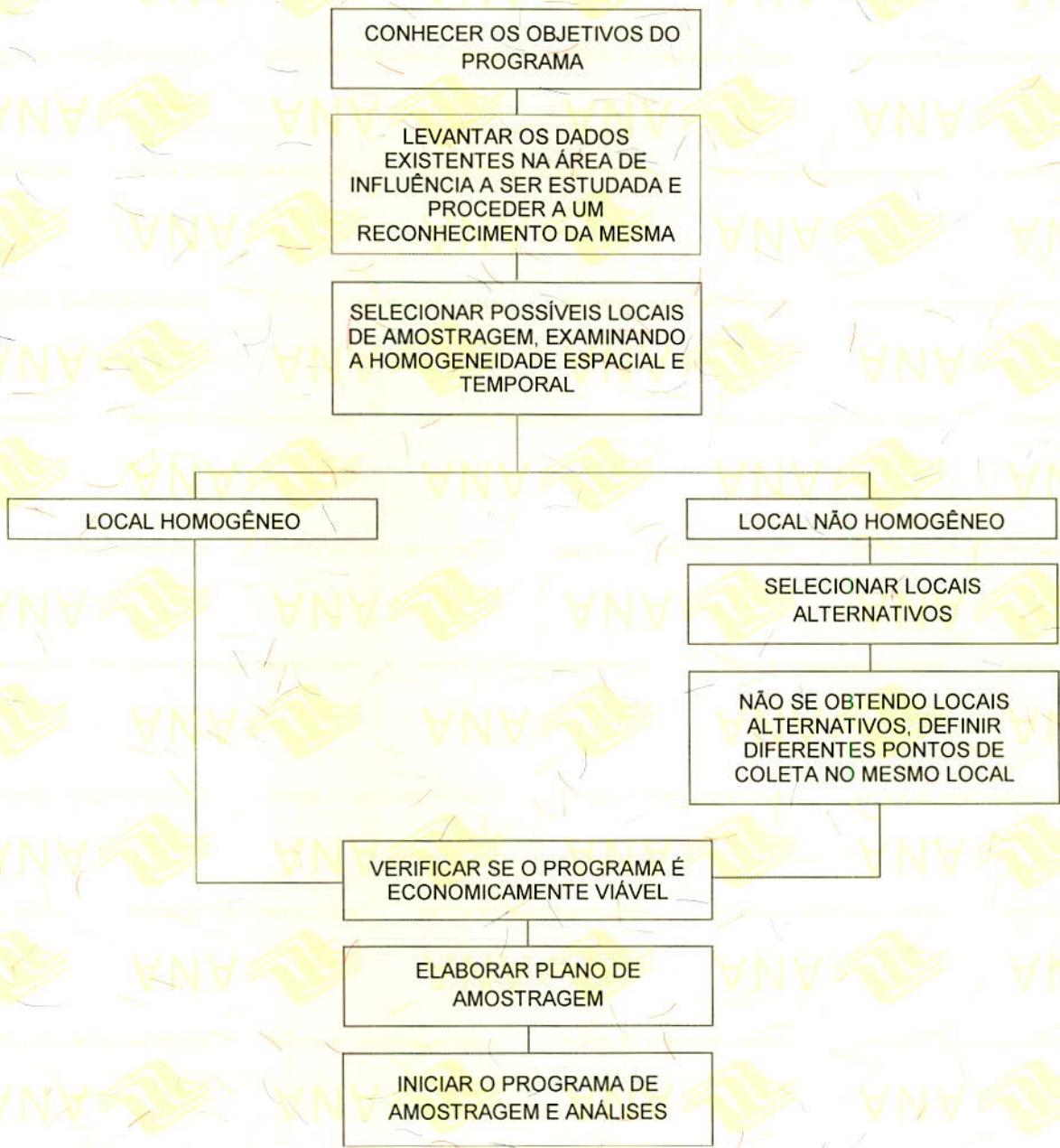


Figura 1. Planejamento para a seleção de locais e posições de monitoramento

Portanto, o objetivo da amostragem e dos ensaios não é a obtenção de informações sobre aliquotas em si, geralmente constituídas de pequenas frações, mas a caracterização espacial e temporal do corpo d'água amostrado.

Deve-se ter sempre presente que o tempo e os custos envolvidos se elevam sensivelmente, à medida que se exijam informações mais detalhadas que possam implicar no aumento do número de parâmetros de avaliação, número de amostras, freqüência de amostragem, ou utilização de tecnologia mais avançada.

Para evitar que os custos da caracterização da água ultrapassem os benefícios que dela advêm, deve-se planejar cuidadosamente todas as etapas (Fig. 2).

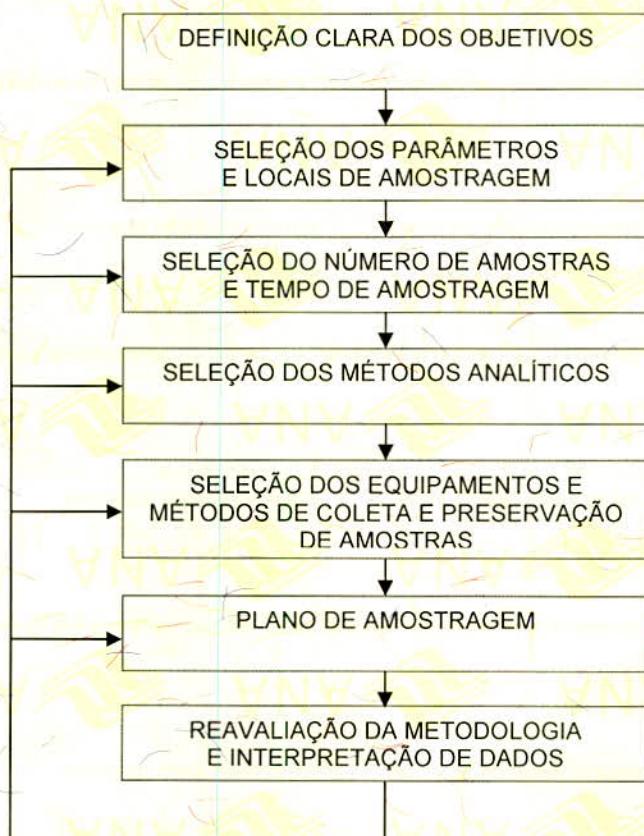


Figura 2. Etapas principais para o planejamento de programas de amostragem.

Este guia traduz a experiência da CETESB na coleta e preservação de amostras, apresentando critérios e metodologias internacionalmente conhecidas para ensaios físico-químicos, microbiológicos, biológicos e toxicológicos. Determinadas técnicas de hidrometria também foram incluídas, pois permitem a determinação das cargas poluidoras e, por isso, representam uma importante contribuição para o planejamento e execução da amostragem ambiental.

2 PLANEJAMENTO DE AMOSTRAGEM

A caracterização de um ecossistema aquático é uma tarefa complexa e envolve grande número de variáveis, o que pode conduzir à elaboração de programas de amostragem com extensão e recursos super dimensionados e uma relação custo/benefício inadequada.

Estabelecer um plano de amostragem é apenas uma das etapas necessárias à caracterização do meio a ser estudado, mas dele dependem todas as etapas subsequentes: ensaios laboratoriais, interpretação de dados, elaboração de relatórios e tomada de decisões quanto à qualidade desses ambientes.

Os responsáveis pela programação, bem como os técnicos envolvidos na execução dos trabalhos de coleta, devem estar totalmente familiarizados com os objetivos, metodologias e limitações dos programas de amostragem, pois as observações e dados gerados em campo ajudam a interpretar os resultados analíticos, esclarecendo eventualmente dados não-conformes.

2.1 Definição do Programa de Amostragem

A definição do programa de coleta de amostras exige a consideração de algumas variáveis, tais como: usos, natureza, área de influência e características da área de estudo, pois a definição da metodologia de coleta, preservação de amostras e dos métodos analíticos depende desses fatores.

2.1.1 Usos do Corpo d'Água

A caracterização deve considerar o(s) uso(s) preponderante(s) do corpo d'água, como: (a) consumo humano, (b) preservação da vida aquática; (c) irrigação e dessedentação de animais; (d) abastecimento industrial; (e) recreação entre outros.

2.1.2 Natureza da Amostra

As amostras podem ser coletadas em águas classificadas como bruta, tratada ou residuária; superficial ou subterrânea; interior ou costeira; doce, salobra ou salina. A natureza do corpo d'água é determinante para o planejamento e coleta da biota aquática e do sedimento de fundo.

2.1.3 Parâmetros de Caracterização da Área de Estudo

Atualmente dispõe-se de centenas de variáveis ou determinantes que podem ser empregados para caracterizar um corpo de água, envolvendo parâmetros físicos, químicos, microbiológicos, biológicos, toxicológicos e radiológicos. Esses parâmetros devem ser definidos com o conhecimento adequado do seu significado, abrangência, limitações, confiabilidade, referências para comparações e custos para sua obtenção.

As combinações entre essas variáveis não permitem formular planos-padrões. Cada caso deve ser estudado individualmente, sendo que os parâmetros e critérios mais empregados incluem os estabelecidos na legislação vigente.

A formulação dos programas requer ainda definições relativas aos seguintes fatores:

- Variabilidade espacial: de maneira geral, os corpos de água superficiais apresentam variações quanto às concentrações dos seus constituintes nos diferentes pontos de uma seção transversal, bem como ao longo do eixo longitudinal de deslocamento. Há ainda uma variação no eixo vertical, a qual é mais pronunciada em corpos d'água mais profundos.
- Variação temporal: A concentração dos constituintes de um corpo d'água podem ainda variar ao longo do tempo, num mesmo ponto, de forma aleatória ou cíclica em função das características das contribuições recebidas ou das variáveis meteorológicas. Em zonas estuarinas, por exemplo, a influência das marés provoca de forma cíclica profundas alterações nas características dessas águas.

Para o estabelecimento do local, momento e freqüência de coleta das amostras, deve-se definir previamente se o estudo visa a obter uma característica média, valores máximos ou mínimos, ou a caracterização instantânea de um ponto do corpo receptor. A melhor solução técnica seria o uso de monitores automáticos que registram continuamente as alterações da qualidade do corpo de água (ver Capítulo 9). Na impossibilidade de utilização dessa metodologia devido ao custo elevado e não-aplicabilidade para todas as variáveis, deve-se definir a freqüência e o momento da coleta, com base em informações e dados disponíveis ou, sempre que possível, com a realização de levantamento preliminar.

Os planos de amostragem baseados em considerações subjetivas, ou simplesmente na capacidade de amostragem e analítica do laboratório, poderão gerar resultados não representativos, por não considerarem a variabilidade espacial e temporal.

Para ilustrar estas considerações, são apresentados dois gráficos hipotéticos, representando a variação temporal da concentração de um dado parâmetro (Figura 3). O primeiro gráfico (A) representa uma variação aleatória resultante, por exemplo, de lançamentos descontínuos ou do efeito de lixiviação de escoamento superficial provocado por chuvas. O segundo gráfico (B) simula uma variação cíclica resultante, por exemplo, de lançamentos de esgotos

domésticos, variações sazonais de temperatura ou chuvas, variação diária de insolação ou temperatura, ou de lançamentos descontínuos, porém cíclicos.

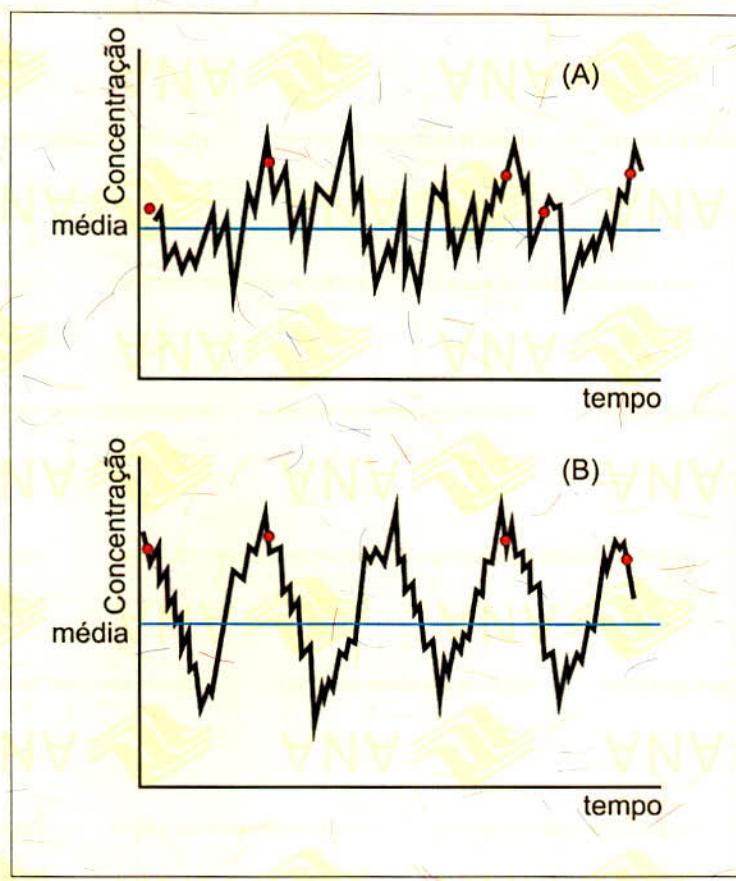


Figura 3. Efeito da variabilidade temporal na estimativa quantitativa da concentração de uma dada variável: (A) Variações aleatórias; (B) Variações aleatórias e cíclicas.
Legenda: (—) resultados obtidos por monitoramento automático contínuo; (—) média dos resultados obtidos com o monitoramento automático; (•) concentrações obtidas por coletas instantâneas.

A intensidade dessas variações pode reduzir-se, por exemplo, à medida que o ponto de amostragem se afasta do ponto de lançamento. Portanto, para o estabelecimento do instante e da freqüência de coleta de amostras, deve-se conhecer a variabilidade temporal de cada parâmetro, por local de amostragem. A partir do perfil dessa variabilidade é possível estabelecer o programa de amostragem e o número de amostras que devem ser tomadas. Quanto maior o número de amostras investigadas, melhor será o conhecimento da variabilidade e, consequentemente, da estimativa do impacto ambiental.

O tamanho da amostra pode ser determinado com base em cálculos estatísticos, supondo-se uma distribuição normal da variável de qualidade e amostras aleatórias e independentes. Nessas condições, pode-se aplicar a seguinte fórmula:

$$n = \left(\frac{ts}{l}\right)^2 \quad \text{Equação 1}$$

n = número de amostras a serem coletadas;

t = fator da distribuição t de Student para $(n - 1)$ graus de liberdade e determinado limite de confiança, geralmente entre 90 e 99%. Para a primeira estimativa, usar o valor de t para $n = \infty$

s = estimativa do desvio-padrão da característica medida;

I = incerteza desejada.

α = nível de significância

Exemplo de aplicação:

Para se estimar a média anual de cloreto com uma incerteza de 5 mg/L CI, com 95% de confiança, supondo-se $s = 10$ mg/L, já conhecido por meio de estudos preliminares:

Para a primeira estimativa

$n = \infty$

$$\alpha = \frac{1,00 - 0,95}{2} = 0,025$$

Da tabela de distribuição t de Student temos:

$t = 1,960$

Portanto: $n = (1,960 \times 10/5)^2 = 15,4$ ou $n = 16$ amostras.

Recalculando para $(n - 1)$ graus de liberdade

$(n - 1) = 15$

$$\alpha = \frac{1,00 - 0,95}{2} = 0,025$$

Da tabela temos: $t = 2,131$

Finalmente: $n = (2,131 \times 10/5)^2 = 18,2$ ou $n = 19$ amostras.

Quando o objetivo de um programa é avaliar concentrações médias de uma dada variável dentro de um dado período (geralmente 24 horas), pode-se, em alguns casos, reduzir o número das amostras necessárias ao ensaio, pela obtenção de amostras compostas, formadas pela mistura de alíquotas individuais apropriadas. Para a retirada dessas alíquotas pode-se empregar amostradores automáticos programáveis. As amostras compostas são úteis quando se deseja obter a qualidade média de um corpo de água não homogêneo. Nesse caso, são retiradas alíquotas em vários pontos e profundidades do corpo de água, reunindo-se todas em uma única amostra. A desvantagem de se compor uma amostra é que pode se perder a associação com as demais variáveis de caracterização do corpo d'água ou efluente, que foram coletadas pontualmente.

Para a tomada de amostras compostas, os seguintes cuidados devem ser observados:

- Não podem ser empregadas para a determinação de variáveis que se alterem durante a manipulação das alíquotas; é o caso do oxigênio dissolvido, pH, dióxido de carbono livre, microrganismos, metais dissolvidos, compostos voláteis e óleos e graxas.

- Deve-se obedecer às recomendações relativas ao prazo máximo entre a retirada da alíquota e o início da análise no laboratório. No caso da DBO, por exemplo, quando se quer formar uma amostra composta de 24 horas, ao ser retirada a última alíquota o prazo já expirou para as primeiras.
- É importante considerar a possibilidade de se tomarem alíquotas individuais proporcionais às vazões do corpo de água no instante da coleta, quando se deseja estimar cargas poluidoras, especialmente em escoamentos que apresentem variações sensíveis de vazão ao longo do período de amostragem, tanto para o ambiente aquático como para efluentes.

2.1.4 Informações sobre a Área de Influência

O planejamento adequado envolve a obtenção de informações preliminares sobre a área de influência do corpo d'água a ser amostrado, como:

- Levantamento de estudos já realizados no local que contribuam com informações sobre as características da área de estudo e as principais atividades poluidoras na bacia, que podem influir na qualidade das águas, tais como: indústria, agricultura, mineração, zonas urbanas, etc., a fim de estabelecer os locais de amostragem;
- Elaboração de croqui com a localização dos possíveis pontos de coleta;
- Visita à área de estudo para georeferenciamento dos locais de coleta por meio de GPS (“*Global Position System*”), levantamento fotográfico com as características locais e contato com as pessoas do local a fim de se obter dados adicionais que confirmem ou esclareçam os dados preliminares levantados (lançamentos de lixo, resíduos industriais ou domésticos no corpo de água ou nas suas margens, e outras informações);
- Verificação das vias de acessos, bem como a situação das mesmas, tempo necessário para a realização dos trabalhos, disponibilidade de apoio local para armazenamento e transporte de material de coleta e amostras, colocação da embarcação (como marinas, clubes etc.), avaliando possíveis limitações ou interferências.

2.1.5 Local e Pontos de Coleta

Muitas vezes os objetivos determinam os locais e pontos de coleta. Por exemplo, quando se quer avaliar a eficiência de uma unidade de tratamento (industrial ou de esgoto), necessariamente é preciso amostrar o afluente e o efluente dessa estação. Entretanto, quando os objetivos estabelecidos apontam apenas para uma indicação geral, como o efeito de um efluente na qualidade de água de um rio ou a avaliação da qualidade da água potável distribuída para a população, é necessário selecionar cuidadosamente os locais de amostragem.

2.1.5.1 Água Bruta

É preciso considerar que todo corpo d'água é heterogêneo e que, seja qual for o local de amostragem, este não é representativo de todo o sistema¹ em estudo.

Por esse motivo, devem ser selecionados locais adequados às necessidades de informação de cada programa. Entre os fatores responsáveis pela heterogeneidade de um corpo d'água podemos citar:

- (a) Estratificação térmica vertical, decorrente de variação da temperatura ao longo da coluna d'água e do encontro de massa de água;
- (b) Zona de mistura, formada por dois ou mais tipos de águas que estão em processo de mistura (rio logo a jusante da descarga de um efluente ou tributário) (Figura 4), sendo que a coleta deve ser realizada após a completa mistura (Fig. 4, trecho A-A);
- (c) Distribuição heterogênea de determinadas substâncias ou organismos em um sistema hídrico homogêneo. Isso ocorre quando os materiais não dissolvidos, com densidade diferente da água, tendem a ficar heterogeneamente distribuídos (por exemplo, o óleo tende a flutuar na superfície da água, enquanto os sólidos em suspensão tendem a se depositar) ou quando ocorrem reações químicas ou biológicas na coluna d'água, como o crescimento de algas nas camadas superiores em função da penetração de luz, com as consequentes mudanças no pH e concentração de oxigênio dissolvido.

1

A palavra sistema é usada para representar bacias hidrográficas, cursos de água, rios, lagos, reservatórios, estações de tratamento e sistemas de distribuição, entre outros.

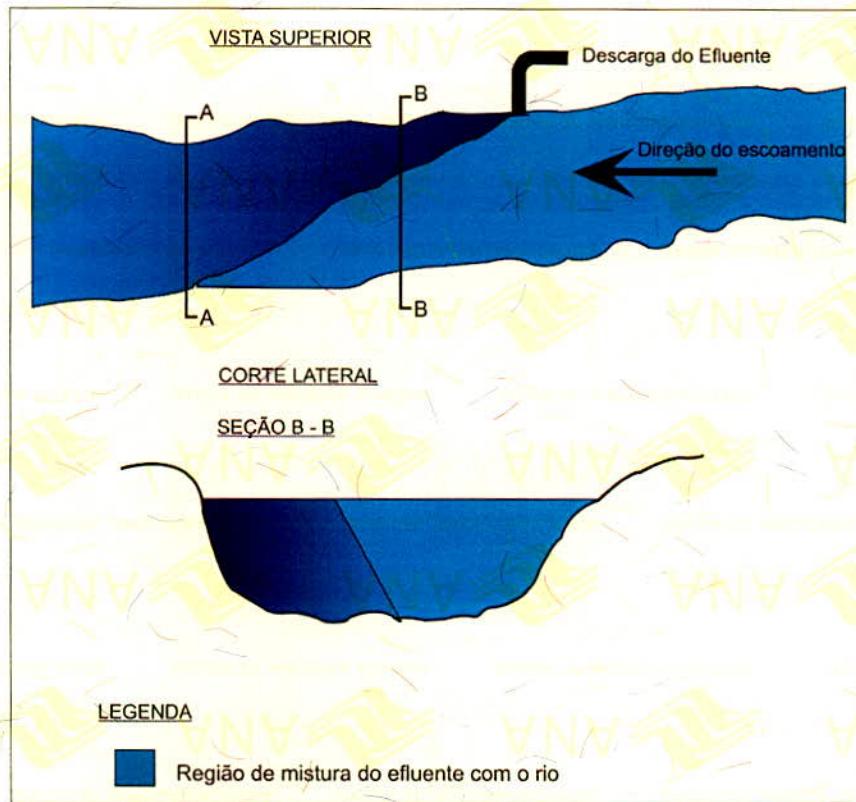


Figura 4. Representação esquemática da mistura de um efluente com o rio: Vista Superior – dispersão lateral do efluente; Corte Lateral – dispersão vertical e lateral do efluente.

Quando não se conhece detalhadamente um determinado sistema, é recomendável realizar uma investigação preliminar, de preferência com base em um planejamento estatístico, a fim de avaliar o seu grau de heterogeneidade. Testes rápidos de campo, como condutividade elétrica, temperatura e oxigênio dissolvido, podem ser úteis para essa finalidade, bem como o uso de equipamentos que permitem medição contínua. O uso de técnicas de traçadores, como corantes ou materiais radioativos, tem se mostrado útil no estudo dos processos de mistura nos corpos de água. Contudo, no planejamento desses testes preliminares é necessário lembrar que o grau de heterogeneidade pode depender do tipo de ensaio em questão; por isso, essa avaliação deve ser feita com base em mais de um ensaio.

O grau de heterogeneidade deverá ser avaliado para se verificar como as características de qualidade oscilam no espaço e no tempo.

Em geral não se deve retirar amostras próximas às margens de rios, canais e no ponto de lançamento de despejos, exceto quando essas regiões são de interesse específico, pois a qualidade, em tais pontos, geralmente não é representativa de todo o corpo d'água. No caso da contribuição dos tributários (afluentes), é importante acompanhar a qualidade de suas águas, e como ela afeta o corpo principal, por meio da coleta de amostras em ponto próximo da sua desembocadura (foz) ou de acordo com o objetivo do trabalho.

Quando se deseja acompanhar a qualidade da água de um corpo hídrico, a longo prazo, o posicionamento do local de amostragem, deve levar em consideração a existência de

lançamentos de efluentes líquidos industriais e/ou domésticos, bem como a presença de afluentes na área de influência do ponto de amostragem, pois estes podem alterar a qualidade da água do corpo.

Caso haja este tipo de situação, o local de monitoramento deve estar situado após a mistura completa do referido lançamento, seja ele contínuo ou intermitente (Fig. 5). Para isto deve-se conhecer as vazões do lançamento e as do rio, e o regime de escoamento para determinar o local onde a mistura é completa. Desse modo obtém-se uma amostra de água representativa daquele ponto do rio.

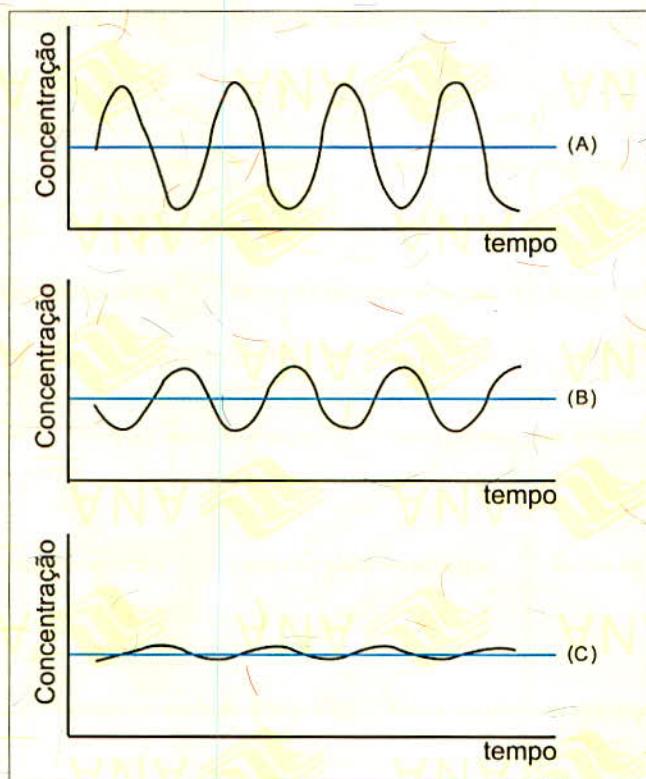


Figura 5. Variação da qualidade de um corpo d'água considerando a distância do ponto de lançamento de descarga: (A) Local de amostragem próximo à descarga; (B) Posição intermediária do local de amostragem; (C) Local de amostragem distante da descarga.

Às vezes, os locais de amostragem podem ser escolhidos erroneamente, mais pela conveniência do que por sua adaptação a uma amostragem representativa. As pontes, por exemplo, são usadas para amostragem em rios devido à sua acessibilidade, mas nem sempre são os locais mais apropriados, pois sua presença pode interferir ou alterar fatores básicos do corpo d'água. Entretanto, esta pode ser uma opção quando o local adequado de amostragem for totalmente inviável.

2.1.5.2 Água Tratada

O princípio que orienta a amostragem é o de que as características da água são modificadas em seu percurso nos sistemas e nas soluções alternativas de abastecimento de água. Essas variações necessitam ser conhecidas, pois fornecem importantes elementos para: (1) subsidiar a avaliação do risco ao consumidor; (2) permitir a correção do problema específico de contaminação, bem como os problemas operacionais geradores da anomalia.

Para o controle de qualidade da água para consumo humano devem ser considerados na definição dos pontos e locais de coleta: (i) o monitoramento operacional para avaliar o desempenho das medidas de controle nas diversas etapas de tratamento, desde a captação no manancial até o consumidor, e (ii) o monitoramento para garantir que o processo de tratamento como um todo esteja operando de forma segura (verificação).

No estabelecimento da freqüência de amostragem para um monitoramento mais global da água de consumo humano existe a necessidade de se realizar um balanço dos benefícios e custos de se obter um número maior de informações. O número de amostras e a freqüência de amostragem são geralmente baseados na população abastecida ou no volume de água distribuído, para refletir o risco à população. A freqüência de análises para os parâmetros individuais irá também depender da variabilidade da qualidade. Requer-se uma maior freqüência de análise dos parâmetros microbiológicos do que dos físico-químicos, isso porque episódios curtos de contaminação microbiológica podem levar facilmente a surtos de doenças gastrointestinais nos consumidores, enquanto episódios de contaminação química, que poderiam constituir um risco agudo à saúde, são raros (WHO, 2011).

No Capítulo 7 encontram-se detalhes sobre os procedimentos para o planejamento e execução de amostragem de águas de consumo humano.

2.1.5.3 Sedimento

A seleção dos pontos de coleta de sedimento deve considerar, além do objetivo do estudo, os tipos de ambiente, os locais de lançamento da carga de poluentes e os padrões de vazão, velocidade e sentido da corrente. Muitos estudos de sedimento aplicam a abordagem que utiliza um ponto ou condições de referência dentro de uma determinada região ou bacia hidrográfica. O ponto de referência corresponde a um ambiente livre da ação antrópica ou o menos impactado dentro da área de estudo. É fundamental que as características físicas, geológicas e hidrológicas, entre os pontos a serem comparados sejam compatíveis. Assim, dados como granulometria, teor de matéria orgânica e umidade do sedimento, tipo e grau de preservação da cobertura vegetal da margem, tipo de hábitat amostrado e ordem do rio devem ser similares entre o ponto de referência e os pontos a serem diagnosticados. São definidas as condições consideradas ideais, estabelecendo-se valor ou faixa de valor, para cada parâmetro, que seria esperado em um ambiente preservado.

Qualquer que seja o tipo de ambiente amostrado (rios, lagos, reservatórios, estuários e oceanos), a coleta para avaliação da qualidade de sedimentos (biológica, física e química) geralmente ocorre nas áreas de deposição de sedimentos finos (argila), já que normalmente são nesses locais que os contaminantes são retidos e a comunidade bentônica é mais desenvolvida. Em lagos, reservatórios e estuários o acúmulo de partículas finas ocorre na região mais profunda; em rios, nas margens deposicionais e nas áreas de remansos. A margem deposicional localiza-se no lado oposto ao da erosional, apresentando declive mais suave e, muitas vezes, bancos de macrófitas enraizadas. Remansos ocorrem em trechos meandrinos e pantanosos.

Em estudos de sedimentos são considerados essenciais a avaliação dos seguintes parâmetros: pH (potencial hidrogeniônico), Eh (potencial redox), conteúdo orgânico (carbono orgânico total - COT ou resíduos voláteis), sulfetos volatilizáveis em ácido (SVA), granulometria, umidade e teor de matéria orgânica. Em água de fundo, nitrogênio amoniacal e oxigênio dissolvido são parâmetros importantes para acompanhar ensaios ecotoxicológicos e de bentos (ver detalhes no Capítulo 6).

A variabilidade do sedimento em um ponto precisa ser considerada na amostragem e decorre da heterogeneidade espacial, tanto vertical quanto horizontal. A heterogeneidade vertical é, principalmente, consequência da oscilação histórica da contaminação; a horizontal é formada pela dinâmica de deposição das partículas (apresentando-se quimicamente em mosaicos) e pela distribuição agrupada das populações bentônicas. O ideal é ter conhecimento desta variabilidade por meio da tomada de réplicas.

O número de réplicas pode ser definido a partir de dados obtidos em amostragem prévia, utilizando-se fórmulas que se baseiam em valores de variância, desvio ou erro padrão, como exemplificado no item 2.1.3. No entanto, o número resultante de réplicas algumas vezes é inviável e opta-se por um número mínimo, considerando-se a capacidade analítica do laboratório. Em geral faz-se de 3 a 5 réplicas.

Se o custo do projeto e a capacidade analítica de um laboratório não permitem a execução de réplicas, opta-se pela obtenção de amostras compostas (desde que a variável em questão permita a sua composição), que teoricamente representam o valor médio dessa composição sendo, portanto, uma opção mais adequada do que a tomada de uma só amostra por ponto (maiores detalhes no Capítulo 6).

Em estudos de sedimento há de se considerar também a variabilidade temporal, já que as variações sazonais podem influenciar a disponibilidade de contaminantes. Em reservatórios, a dinâmica de circulação/estratificação altera a relação de oxi-redução das camadas profundas de água e, em períodos de seca, a exposição do sedimento marginal. Em rios, ocorre deposição de sedimentos finos no período da seca e lavagem desse material nas chuvas.

Para estudos de caracterização e diagnóstico e programas de monitoramento da qualidade de sedimentos, uma única coleta anual no período de seca pode ser adequada.

2.1.5.4 Efluentes Líquidos e Corpos Hídricos Receptores

Para definição dos locais de amostragem de efluentes líquidos (industriais e domésticos) e dos corpos hídricos receptores, devem ser considerados os objetivos envolvidos na amostragem, tais como: avaliação do desempenho do sistema de tratamento, atendimento aos padrões da legislação, obtenção de informações para elaboração de projeto de sistemas de tratamento de águas residuárias (STAR), implantação de medidas de prevenção à poluição, entre outros.

No capítulo 8 encontram-se detalhes sobre os procedimentos para o planejamento e execução deste tipo de amostragem.

2.1.6 Apoio Operacional

Os veículos, embarcações, equipamentos, frascaria, material de preservação e acondicionamento de amostras devem estar disponíveis em quantidade e qualidade adequadas, evitando-se adaptações de última hora.

2.1.7 Capacidade Analítica Laboratorial

No planejamento da amostragem deve ser considerada a capacidade analítica do(s) laboratório(s) quanto à quantidade de amostras que podem ser processadas e os tipos de parâmetros a serem investigados, limites de detecção, métodos de ensaio, disponibilidade de padrões e cronograma de atendimento. É importante considerar os seguintes conceitos nessa etapa:

- Concentração mínima de interesse do analito: é um dado fundamental para a seleção de métodos analíticos que devem ser empregados em um planejamento. Normalmente é definida por legislação ou publicada como padrão internacional, e serve de orientação para a definição das técnicas de coleta e dos limites de quantificação aceitáveis para os métodos analíticos que serão utilizados para a tomada de decisão ambiental.
- Limite de detecção do Método (LDM): menor concentração de uma substância que pode ser detectada, mas não necessariamente quantificada, pelo método utilizado.
- Limite de quantificação: é a menor concentração de um analito que pode ser determinada com um nível de aceitabilidade que garanta sua representatividade. Após ter sido determinado, esse limite serve para orientar e avaliar se a precisão e a exatidão do método analítico escolhido atende aos objetivos do plano. Normalmente, para embasar substancialmente as decisões ambientais, é recomendável que o limite de quantificação de um método seja pelo menos 50% menor do que a concentração mínima de interesse.

Quando não existirem métodos oficiais (USEPA, Standard Methods, ISO, etc) que atendam à concentração mínima de interesse do analito recomenda-se adotar o método dentre estes que melhor atenda a esse limite.

- Incerteza de medição: caracteriza a dispersão de valores associada ao resultado, que podem ser razoavelmente atribuídos ao mensurando (amostras). É usada para avaliar a exatidão, precisão e confiabilidade de um resultado analítico. A definição dos valores máximos de incerteza dos resultados deve ser estabelecida juntamente com a concentração mínima de interesse e deve ser usada para auxiliar na escolha das metodologias analíticas adotadas.

2.1.8 Recursos Financeiros e Humanos

São os recursos necessários para realizar os trabalhos de campo, as tarefas analíticas e as de interpretação de dados. Sob este aspecto, convém planejar criteriosamente os parâmetros a serem avaliados, o número de amostras a serem examinadas e a freqüência de sua coleta, adequando-os aos recursos disponíveis.

Tanto em programas de monitoramento, onde são avaliadas as tendências e a eficácia das medidas de controle da poluição, como em levantamentos específicos, devem ser elaborados cronogramas de desenvolvimento dos trabalhos, considerando todas as atividades envolvidas, a sazonalidade e a disponibilidade para alocação dos recursos humanos e materiais.

3 ORGANIZAÇÃO DOS TRABALHOS DE CAMPO

Estabelecido o planejamento de amostragem, que inclui a definição dos objetivos, dos locais e freqüência de amostragem, dos parâmetros selecionados, dos métodos analíticos e de amostragem adequados e o cronograma de atividades, passa-se para as etapas de organização e execução dos trabalhos de campo.

A síntese contendo as recomendações e orientações de como realizar o armazenamento e a preservação de amostras, conforme o tipo de ensaio (classe da amostra, tipo de recipiente para armazenamento, volume/quantidade necessário de amostra, tipo de preservação e prazo máximo recomendado entre coleta e início do ensaio), encontra-se no Apêndice 1.

3.1 Planejamento das Atividades

O planejamento correto das atividades de campo é de importância fundamental para o sucesso dos trabalhos e deve envolver os seguintes aspectos:

- Seleção de itinerários racionais, observando-se os acessos, o tempo para coleta e preservação das amostras e o prazo para seu envio aos laboratórios, obedecendo-se o prazo de validade para o ensaio de cada parâmetro, a capacidade analítica e o horário de atendimento e funcionamento dos laboratórios envolvidos. Muitos programas de amostragem necessitam de vários dias para serem desenvolvidos, o que exige remeter amostras coletadas diariamente aos laboratórios por despachos rodoviários ou aéreos. Nesses casos, devem-se planejar coletas calculando-se a localização e os horários das empresas transportadoras;
- Certificação de que a programação de coleta foi enviada aos laboratórios envolvidos e de que os mesmos tenham condições de atender ao programa;
- Verificação da existência de eventuais características locais nos pontos de coleta que exigem equipamentos ou cuidados especiais, o que permitirá a sua adequada seleção e preparo. Isto vale especialmente para o caso de coletas com embarcações, coletas de sedimentos, peixes e organismos bentônicos, coletas em locais de difícil acesso, ou com alto risco de acidentes (rios caudalosos, mar, pontes de tráfego intenso, amostragem em indústrias etc.);
- Preparação de tabelas contendo os equipamentos e materiais necessários aos trabalhos (fichas de coleta, frascos para as amostras, preservantes químicos, caixas térmicas, equipamentos de coleta e de medição, cordas, embarcações, motores de popa,

equipamento de segurança etc.). É conveniente levar frascos reserva para o caso de amostragem adicional, perda ou quebra de frascos; e

- Verificação da disponibilidade e funcionamento adequado dos equipamentos utilizados para amostragem e de apoio.

Convém assegurar-se de que os técnicos envolvidos nas atividades de coleta estejam devidamente treinados e capacitados para utilizar as técnicas específicas de coleta, preservação de amostras e as medidas de segurança, manusear os equipamentos de campo e de medição, e localizar precisamente os pontos de coleta. É fundamental que observem e anotem quaisquer fatos ou anormalidades que possam interferir nas características das amostras (cor, odor ou aspecto estranho, presença de algas, óleos, corantes, material sobrenadante, peixes ou outros animais aquáticos mortos), nas determinações laboratoriais e na interpretação dos dados. Devem ainda ter condições para estabelecer, se necessário, pontos de amostragem alternativos e outros parâmetros complementares para uma melhor caracterização do ambiente em estudo. Um técnico bem treinado, consciente e observador é de importância fundamental para a consecução dos objetivos dos programas de avaliação dos ecossistemas aquáticos.

É importante destacar que as coletas de amostras biológicas dependem de autorização prévia dos órgãos competentes, como o Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). Essa autorização, todavia, não é necessária para fins de monitoramento da qualidade da água. Maiores informações podem ser obtidas no site:

<http://www4.icmbio.gov.br/sisbio/>.

3.2 Coleta e Preservação de Amostras

Neste tópico encontram-se orientações quanto à limpeza e ao preparo dos recipientes utilizados para o armazenamento de amostras. Informações sobre as técnicas de preservação para cada variável, o tipo de recipiente, o volume de amostra necessário, o tipo de preservação recomendada e o prazo para ensaios físico-químicos, microbiológicos, biológicos e toxicológicos encontram-se no Apêndice 1.

3.2.1 Coleta e Tipos de Amostras

A coleta de amostras é, provavelmente, o passo mais importante para a avaliação da área de estudo; portanto, é essencial que a amostragem seja realizada com precaução e técnica, para evitar todas as fontes possíveis de contaminação e perdas e representar o corpo d'água amostrado e/ou a rede de distribuição de água tratada.

Para definir a natureza da amostra coletada, nesse Guia são adotados códigos que se referem à classe da amostra: **A** - Amostras de água tratada; **B** - Amostras de água bruta; **C** - Amostras de água residuária; **D** - Amostras de solo, sedimento, lodo, material sólido de dragagem, resíduo sólido e semi-sólido em geral; **E** - Amostras de materiais biológicos. As definições de cada uma delas encontram-se no *Glossário* (Apêndice 2).

A técnica a ser adotada para a coleta de amostras depende da matriz a ser amostrada (água superficial, em profundidade, subterrânea, tratada, residuária, sedimento, biota aquática, entre outras), do tipo de amostragem (amostra simples, composta ou integrada) e, também, dos ensaios a serem solicitados (ensaios físico-químicos, microbiológicos, biológicos e toxicológicos) e devem ser tomados os seguintes cuidados:

- Verificar a limpeza dos frascos e dos demais materiais e equipamentos que serão utilizados para coleta (baldes, garrafas, pipetas etc.);
- Empregar somente os frascos e as preservações recomendadas para cada tipo de determinação, verificando se os frascos e reagentes para preservação estão adequados e dentro do prazo de validade para uso (Apêndice 1). Em caso de dúvida, substituí-los;
- Certificar-se que a parte interna dos frascos, assim como as tampas e batoques, não sejam tocadas com a mão ou fiquem expostas ao pó, fumaça e outras impurezas (gasolina, óleo e fumaça de exaustão de veículos podem ser grandes fontes de contaminação de amostras). Cinzas e fumaça de cigarro podem contaminar as amostras com metais pesados e fosfatos, entre outras substâncias. É importante, portanto, que os técnicos responsáveis pela coleta de amostras não fumem durante a coleta e utilizem uniformes e EPI adequados para cada tipo de amostragem (avental, luva cirúrgica ou de borracha de látex, óculos de proteção, entre outros), sempre observando e obedecendo às orientações de cada local ou ambiente onde será realizada a amostragem;
- Fazer a ambientação dos equipamentos de coleta com água do próprio local, se necessário;
- Garantir que as amostras líquidas não contenham partículas grandes, detritos, folhas ou outro tipo de material acidental durante a coleta;
- Coletar um volume suficiente de amostra para eventual necessidade de se repetir algum ensaio no laboratório;
- Fazer todas as determinações de campo em aliquotas de amostra separadas das que serão enviadas ao laboratório, evitando-se assim o risco de contaminação;
- Colocar as amostras ao abrigo da luz solar, imediatamente após a coleta e preservação;

- Acondicionar em caixas térmicas com gelo as amostras que exigem refrigeração para sua preservação (observar que as amostras para ensaio de Oxigênio Dissolvido não devem ser mantidas sob refrigeração);
- Manter registro de todas as informações de campo, preenchendo uma ficha de coleta por amostra, ou conjunto de amostras da mesma característica, contendo os seguintes dados:
 - (a) Nome do programa de amostragem e do coordenador, com telefone para contato;
 - (b) Nome dos técnicos responsáveis pela coleta;
 - (c) Número de identificação da amostra;
 - (d) Identificação do ponto de amostragem: código do ponto, endereço, georeferenciamento, etc.
 - (e) Data e hora da coleta;
 - (f) Natureza da amostra (água tratada, nascente, poço freático, poço profundo, represa, rio, lago, esgoto industrial, água salobra, água salina etc.);
 - (g) Tipo de amostra (simples, composta ou integrada)
 - (h) Medidas de campo (temperatura do ar e da água, pH, condutividade, oxigênio dissolvido, transparência, coloração visual, vazão, leitura de régua, etc.);
 - (i) Eventuais observações de campo;
 - (j) Condições meteorológicas nas últimas 24 horas que possam interferir com a qualidade da água (chuvas);
 - (k) Indicação dos parâmetros a serem analisados nos laboratórios envolvidos;
 - (l) Equipamento utilizado (nome, tamanho, malha, capacidade, volume filtrado, e outras informações relevantes).

As amostras podem ser simples, compostas ou integradas. A amostra simples (pontual ou instantânea) é aquela coletada em uma única tomada de amostra, num determinado instante, para a realização das determinações e ensaios. O volume total da amostra irá depender dos parâmetros escolhidos. É indicada para os casos onde a vazão e a composição do líquido (água ou esgoto) não apresentam variações significativas. É obrigatória para os parâmetros cujas características alteram-se rapidamente ou não admitem transferência de frasco (sulfetos, oxigênio dissolvido, solventes halogenados, óleos e graxas, microbiológicos).

A amostra composta é constituída por uma série de amostras simples, coletadas durante um determinado período e misturadas para constituir uma única amostra homogeneizada. Este procedimento é adotado para possibilitar a redução da quantidade de amostras a serem

analisadas, especialmente quando ocorre uma grande variação de vazão e/ou da composição do líquido. A amostragem pode ser realizada em função (a) do tempo (temporal); (b) da vazão; (c) da profundidade do local a ser amostrado; (d) da margem ou distância entre um ponto de amostragem e outro (espacial). A composição de amostra é realizada de acordo com o objetivo de cada trabalho e é definida pelo coordenador técnico no momento da elaboração do projeto.

O período total da amostragem composta poderá ser subdividido, de acordo com a capacidade de processamento do laboratório. Quando o laboratório de ensaios se encontra em local distante dos pontos de amostragens, recomenda-se que as amostras sejam compostas em períodos menores que 24 horas, devido aos tempos máximos para a realização de ensaios de alguns parâmetros, de forma a não exceder o prazo de validade da amostra.

A amostragem integrada é aquela realizada com amostradores que permitem a coleta simultânea, ou em intervalos de tempo o mais próximo possível, de alíquotas que serão reunidas em uma única amostra.

Para uma melhor representatividade do local amostrado, pode-se também realizar a amostragem com réplicas (duplicata ou triplicata), quando a amostra é coletada de modo seqüencial e independente, em um determinado período de tempo ou espaço.

A coleta de água varia também em função da profundidade em que foi realizada, podendo ser superficial ou em diferentes distâncias abaixo da superfície. A coleta de água superficial é a que ocorre entre 0 e 30 centímetros da lâmina d'água, enquanto que a em profundidade ocorre abaixo de 30 centímetros da lâmina d'água e deve ser realizada obrigatoriamente com o auxílio de equipamento adequado, tomando-se o cuidado de não provocar a suspensão do sedimento próximo ao fundo. Os níveis de profundidade são definidos pelo coordenador técnico no momento da elaboração do projeto, de acordo com o objetivo de cada trabalho. A profundidade total do local de amostragem é verificada em campo, com auxílio de uma corda metrada com um peso extra, tipo poita, ou com ecobatímetro da embarcação.

Toda vez que o procedimento de coleta for realizado com apoio de embarcação, assim que for confirmada sua ancoração no ponto onde será realizada a coleta, a embarcação deve ser mantida na mesma posição, não podendo ser ligada para reposicionamento até o final do procedimento.

3.2.2 Preservação de amostra

Independente da natureza da amostra, a estabilidade completa para cada constituinte nunca pode ser obtida. As técnicas de preservação, a seleção adequada dos frascos e a forma de

armazenamento, têm por objetivo retardar a ação biológica e a alteração dos compostos químicos; reduzir a volatilidade ou precipitação dos constituintes e os efeitos de adsorção; e/ou preservar organismos, evitando ou minimizando alterações morfológicas, fisiológicas e de densidades populacionais, em todas as etapas da amostragem (coleta, acondicionamento, transporte, armazenamento, até o momento do ensaio).

As alterações químicas que podem ocorrer na estrutura dos constituintes acontecem, principalmente, em função das condições físico-químicas da amostra. Assim, metais podem precipitar-se como hidróxidos, ou formar complexos com outros constituintes; os cátions e ânions podem mudar o estado de oxidação; íons podem ser adsorvidos na superfície interna do frasco de coleta; e outros constituintes podem dissolver-se ou volatilizar-se com o tempo.

As ações biológicas podem conduzir à alteração da valência de elementos ou radicais. Os constituintes solúveis podem ser convertidos em matéria orgânica e, com a ruptura das células, esses constituintes podem ser liberados na solução. Os ciclos biogeoquímicos, como do nitrogênio e do fósforo, são exemplos dessa influência biológica na composição da amostra.

As técnicas de preservação de amostras mais empregadas são: adição química, congelamento e refrigeração.

Adição química

O método de preservação mais conveniente é o químico, através do qual o reagente é adicionado prévia (ensaios microbiológicos) ou imediatamente após a tomada da amostra, promovendo a estabilização dos constituintes de interesse por um período maior. Contudo, para cada ensaio existe uma recomendação específica (Apêndice 1). Geralmente é realizada com o auxílio de um frasco dosador, frasco conta-gota, pipeta, proveta, entre outros.

Congelamento

É uma técnica aceitável para alguns ensaios e serve para aumentar o intervalo entre a coleta e o ensaio da amostra *in natura*, sem comprometer esta última.

É inadequada para as amostras cujas frações sólidas (filtráveis e não filtráveis) alteram-se com o congelamento e posterior retorno à temperatura ambiente, e para a maioria das determinações biológicas e microbiológicas. Os ensaios que permitem esta técnica de preservação constam no Apêndice 1.

Refrigeração

Constitui uma técnica comum em trabalhos de campo e pode ser utilizada para preservação de amostras mesmo após a adição química, sendo empregada freqüentemente na preservação de amostras para ensaios microbiológicos, físico-químicos orgânicos e

inorgânicos, biológicos e toxicológicos. Os ensaios que permitem esta técnica de preservação constam no Apêndice 1.

3.3 Acondicionamento, Transporte e Armazenamento de Amostras

3.3.1 Acondicionamento

Neste item encontram-se orientações para o acondicionamento de amostras, quanto ao tipo, limpeza e preparo dos recipientes utilizados.

3.3.1.1 Tipos de Recipientes

Os tipos de recipientes mais utilizados para coleta e preservação de amostras são os de plástico autoclavável de alta densidade (polietileno, polipropileno, policarbonato ou outro polímero inerte) e os de vidro, com boca larga (mais ou menos 4 cm de diâmetro) para facilitar a coleta da amostra e a limpeza. Estes dois tipos de materiais apresentam vantagens e desvantagens (Tabela 1).

Tabela 1. Comparação entre recipientes de vidro (borossilicato) e polietileno, polipropileno ou outro polímero inerte.

Condições Operacionais	Material	
	Vidro (Borossilicato)	Plástico (polímero inerte)
Interferência com a amostra	Indicado para todas as análises de compostos orgânicos. Inerte a maioria dos constituintes, exceto a forte alcalinidade. Adsorve metais em suas paredes.	Indicado para a maioria dos compostos inorgânicos, biológicos e microbiológicos. Pode contaminar amostras com ftalatos.
Peso	Pesado	Leve
Resistência à quebra	Muito Frágil	Durável
Limpeza	Fácil	Alguma dificuldade na remoção de componentes absorvíveis
Esterilizável	Sim	Apenas por técnicas de uso pouco comum no Brasil, como óxido de etileno e radiação gama. Alguns tipos são autoclaváveis.

Os recipientes de plástico apresentam maiores vantagens por serem leves e resistentes à quebra, e são recomendados quando o plástico é aceitável na coleta, devido ao baixo custo e à menor adsorção de íons de metais. Recipientes de polietileno também podem ser usados, porém são menos rígidos e, consequentemente, apresentam uma menor resistência à autoclavação.

Os frascos podem ser de vidro neutro ou de borossilicato. A desvantagem deste tipo de material é o seu peso e a possibilidade de quebra durante o seu manuseio e transporte. O vidro de borossilicato é o recomendado por ser inerte à maior parte dos materiais e é indicado

para determinados tipos de ensaios, como os microbiológicos, pesticidas e de óleos e graxas; entretanto, possui um custo mais elevado.

Os recipientes podem ser também do tipo descartável ou reutilizável. Os recipientes descartáveis são utilizados quando o custo da limpeza é alto. Estes devem estar limpos, serem à prova de vazamento e, quando necessário, estéreis. Os recipientes reutilizáveis são usados quando o custo de limpeza é baixo em comparação com o custo de aquisição de novos recipientes. Devem ser de fácil lavagem e, se necessário, resistentes a temperaturas elevadas.

A capacidade dos recipientes varia em função do volume de amostra necessário para os ensaios a serem efetuados. O frasco geralmente precisa ter capacidade suficiente para conter a amostra e deixar um espaço que permita uma boa homogeneização, a menos que o procedimento recomende a coleta com o frasco totalmente cheio. Normalmente, empregam-se frascos de 250mL, 500mL, 1L e 5L. Todavia, recipientes com capacidades menores ou maiores podem ser necessários, de acordo com as determinações a serem realizadas. No caso das amostras de sedimento, podem ser acondicionadas em potes ou sacos plásticos de polietileno, potes de vidro de cor âmbar ou papel alumínio e sacos plásticos reforçados (APHA, 2005).

É fundamental que tanto o recipiente, como a tampa e o batoque estejam livres do analito de interesse, especialmente quando os limites de quantificação são baixos. No caso de ensaios orgânicos, não usar frascos plásticos, exceto aqueles feitos de polímeros fluorinados, tal como teflon (PTFE – politetrafluoretileno), pois alguns analitos da amostra podem ser adsorvidos pela parede do recipiente plástico e/ou alguns contaminantes do recipiente plástico podem ser liberados na amostra. Evitar recipientes plásticos sempre que possível, devido ao seu potencial de contaminação, principalmente por ésteres de ftalato. Considerando que alguns compostos orgânicos (como também os pigmentos fotossintetizantes) são fotodegradáveis, é necessário utilizar frascos de vidro de cor âmbar ou, na impossibilidade, envolver os frascos transparentes em papel alumínio ou “kraft”. Para a análise de metais, tomar cuidado para que a amostra não entre em contato com batoques metálicos; para a realização de ensaios microbiológicos, os recipientes devem ser esterilizados. Como regra geral, as tampas e os batoques devem garantir uma boa vedação da amostra, especialmente durante o transporte.

3.3.1.2. Limpeza e Preparo de Recipientes

A limpeza dos recipientes, tampas e batoques é de grande importância para impedir a introdução de contaminantes nas amostras com o analito de interesse. Um exemplo dessa contaminação é o uso de detergentes comuns para lavar recipientes que serão empregados

nos ensaios de surfactantes e fosfatos. Portanto, deve-se garantir que os procedimentos de lavagem sejam eficazes para a limpeza e não acrescentem interferentes nos resultados analíticos (qualidade e composição dos detergentes, pureza das soluções usadas, tempo de contato com os reagentes, controle da temperatura, dentre outros).

Os procedimentos manuais mais utilizados na limpeza e preparo de frascaria são listados a seguir (limpeza básica e especial). Procedimentos automáticos podem ser empregados utilizando-se máquina de lavagem de vidraria, escolhendo o programa apropriado para cada tipo de frascaria.

(a) Limpeza básica de frascaria

1. Deixar os frascos, tampas e batoques de molho em solução de detergente alcalino 0,1% por tempo suficiente para facilitar a remoção dos resíduos da amostra e possíveis etiquetas;
2. Esfregar os frascos com gaspilhão até retirada total dos resíduos;
3. Esfregar com esponja de aço e detergente neutro a parte externa dos frascos;
4. Enxaguar com água corrente para retirada do detergente (se necessário, usar água quente);
5. Realizar enxague final com água destilada ou deionizada;
6. Colocar em estufa entre 70°C e 100°C, durante duas horas, para secagem ou deixá-los secar com a boca para baixo sobre papel filtro absorvente;
7. Tampar e armazenar em local apropriado (livre de poeira).

No caso de recipientes novos descartáveis ou de vidro, enxaguar cada frasco, tampa e batoque com água destilada ou deionizada. Normalmente este procedimento é suficiente para garantir a limpeza dos frascos. Entretanto é necessário realizar teste de branco de frascaria para atestar a limpeza dos frascos.

(b) Limpeza especial

Os procedimentos especiais de lavagem são adotados para a limpeza dos recipientes para os ensaios de metais, fosfatos e fósforo total, compostos orgânicos (semivoláteis e voláteis), microbiológicos e mutagenicidade.

- Ensaios de Metais

1. Imergir os frascos e suas tampas em solução de ácido nítrico 10%, mantendo-os assim por no mínimo 48 horas;
2. Retirá-los da solução, escoando-os bem;
3. Enxaguá-los com água destilada ou deionizada;

4. Deixá-los secar com a boca para baixo sobre papel filtro absorvente;
5. Tampar e identificar o lote, que ficará aguardando o resultado do ensaio do branco de lavagem (item 4.1.3. Branco de Frascaria);
6. Armazenar em local específico apropriado (livre de poeira);
7. Após o resultado satisfatório do ensaio de branco de frascaria, identificar cada frasco com o número de lote.

Recomenda-se, para cada lote, a realização do ensaio de branco de lavagem para todos os metais de interesse, utilizando-se a mesma técnica que será empregada na determinação.

Esta lavagem é empregada nos recipientes para os ensaios de cromo hexavalente, metais, semimetais e metais dissolvidos (Apêndice 1).

- Ensaios de fosfatos e fósforo total

1. Imergir os frascos e suas tampas em solução de ácido clorídrico 10%, mantendo-os assim por no mínimo 48 horas;
2. Retirá-los da solução, escoando-os bem;
3. Enxaguá-los com água desmineralizada.
4. Deixá-los secar com a boca para baixo sobre papel filtro absorvente;
5. Tampar e identificar o lote, que ficará aguardando o resultado do ensaio do branco de lavagem (item 4.1.3. Branco de Frascaria);
6. Armazenar em local específico apropriado (livre de poeira);
7. Após o resultado satisfatório do ensaio de branco de frascaria, identificar cada frasco com o número de lote.

- Ensaios de Compostos Orgânicos Semivoláteis

1. Remover os resíduos dos frascos, com água corrente quente para retirar a sujeira grosseira;
2. Lavar com detergente enzimático 0,5%, ou similar, com auxílio de gaspilhão e esponja de limpeza;
3. Enxaguar abundantemente com água corrente quente (no mínimo 5 vezes) ou na máquina de lavar com água quente (no mínimo 2 vezes);
4. Enxaguar com água destilada;

5. Colocar os frascos em forno mufla (270°C - 300°C) por no mínimo 8 horas, para remover completamente qualquer composto orgânico. Uma alternativa para a remoção desses compostos é a rinsagem dos frascos com metanol ou isopropanol;
6. As tampas e os septos devem ser lavados pelo mesmo procedimento, entretanto o processo de secagem deve ser realizado em estufa em temperatura inferior 100°C.
7. Tampar e identificar o lote que ficará aguardando o resultado do ensaio do branco de lavagem (item 4.1.3 Branco de Frascaria);
8. Armazenar em local protegido (livre de poeira);
9. Após o resultado satisfatório do ensaio do branco de frascaria, identificar cada frasco com o número do lote.

Esta lavagem é empregada nos recipientes para os ensaios de fenóis por cromatografia, herbicidas fenoxiácidos, PAH (Hidrocarbonetos Policíclicos Aromáticos)/Benzo(a)Pireno, Pesticidas organoclorados/PCB (Bifenilas policloradas) e Pesticidas organofosforados (Apêndice 1).

- Ensaio de Compostos Orgânicos Voláteis

1. Remover os resíduos dos frascos, com água corrente quente para retirar a sujeira grosseira;
2. Lavar com detergente enzimático a 0,5% ou similar, com auxílio de gaspilhão e esponja de limpeza;
3. Enxaguar com água corrente quente (no mínimo 5 vezes), ou enxaguar na máquina de lavar com água quente (no mínimo 2 vezes);
4. Enxaguar com água destilada e secar em estufa em temperatura entre 100°C - 150°C por no mínimo 1 hora.
5. O mesmo procedimento deve ser aplicado ao septo de teflon (se reutilizado) e a tampa, entretanto o processo de secagem deve ser realizado em estufa em temperatura inferior 105°C.
6. Armazenar em local protegido (livre de poeira)

Esta lavagem é empregada nos recipientes do tipo V "Vial" (COV e THM) (Apêndice 1).

- Ensaios Microbiológicos

- Limpeza dos recipientes

1. Lavar os frascos e tampas, interna e externamente, com uma solução de detergente alcalino 0,1% ou equivalente, com o auxílio de um gaspilhão;

2. Enxaguar os frascos cerca de dez vezes em água corrente e uma vez final com água destilada ou deionizada, enchendo e esvaziando totalmente os frascos;
3. Acondicionar as tampas e os frascos em posição vertical e com o bocal voltado para baixo para retirar o excesso de água.

Após a lavagem é necessária a adição de preservantes e a esterilização dos frascos para garantir que estejam livres de contaminação microbiológica. Deve ser testada a eficiência do processo de autoclavação com bioindicadores.

- Adição de Preservantes

Os frascos para a coleta de amostras destinadas a análises microbiológicas de águas e efluentes clorados devem conter um agente neutralizador de cloro residual (tiosulfato de sódio) e um agente quelante (EDTA – etileno diamino tetracetato de sódio), em quantidades adequadas para neutralizar cloro e quelar metais pesados que possam estar presentes nessas amostras.

Para análise de efluentes clorados, adicionar tiosulfato de sódio em quantidades suficientes para obter-se uma concentração de 100mg/L na amostra (por exemplo, 0,1mL de uma solução 10% para 120mL de amostra), o que irá neutralizar até 15mg/L de cloro residual. Para coleta de água tratada, a concentração de tiosulfato de sódio pode ser reduzida: 0,1mL de uma solução 3% para 120mL de amostra irão neutralizar até 5mg/L de cloro residual. É necessário conhecer-se previamente os teores de cloro residual de novos pontos de amostragem para que os frascos de coleta possam ser preparados com as quantidades adequadas de tiosulfato de sódio.

Um agente quelante deve ser adicionado, caso a amostra possa conter metais pesados (cobre, níquel, zinco etc) em concentrações superiores a 0,1 mg/L. Nessa situação provável, adicionar 0,3mL de uma solução 15% de EDTA para cada 120mL de amostra.

Essas soluções devem ser adicionadas aos frascos de coleta antes da esterilização.

Após a adição dos agentes quelantes e neutralizadores de cloro livre, o frasco é fechado e a tampa e o gargalo recobertos com papel alumínio, de modo que fiquem protegidos da contaminação pelo manuseio, durante todo o processo de coleta. É importante que a tampa esteja ligeiramente frouxa para evitar a ruptura do frasco, facilitar a circulação de vapor e eliminar o ar do seu interior no processo de esterilização. Após o processo de esterilização, rosquear completamente a tampa do frasco e fixar o papel alumínio com elástico.

Para a coleta de lodo de esgoto e sedimento não há necessidade de adição de reagentes. Autoclavar os frascos e proteger a tampa e gargalo com um pedaço de papel alumínio. Depois de autoclavado, manusear o frasco sem a remoção do papel alumínio para evitar a sua contaminação.

- Esterilização dos recipientes

Para a esterilização dos recipientes, devem ser observados os cuidados necessários em função do tipo de recipiente, como descrito a seguir:

Recipientes de vidro neutro

- Esterilizar em estufa à temperatura de 170°C a 180°C, durante duas horas.

Recipientes de plástico autoclavável

- Autoclavar a 121°C e 0,1 MPa (1 atm), durante 15 a 30 minutos.

Deve ser realizado teste de esterilidade dos frascos e teste de neutralização do cloro residual livre, após a esterilização.

Preparo e esterilização da mecha para ensaios de patógenos (Técnica de Moore)

A mecha é confeccionada em tecido de crepe ou gaze esterilizada, que deve ser dobrado cinco vezes, mantendo as dimensões de 23cm de largura x 46cm de comprimento em cada dobra (Fig. 6). A partir da base inferior de 23cm, cortam-se 5 tiras de 4,5cm de largura e 36cm de comprimento, deixando-se 10cm livres na parte superior sem cortar, onde será fixado o fio de náilon para servir de suporte para a mecha (Fig. 7). A metragem do fio de náilon utilizada deverá ser determinada de acordo com a profundidade do ponto de coleta a ser amostrado, garantindo que a mesma fique totalmente imersa. Para as coletas em rios, represas ou córregos, as mechas deverão possuir em seu interior um peso fixado, para facilitar a imersão da mesma. Embrulhar em papel "kraft" e autoclavar a 121°C durante 15 minutos.

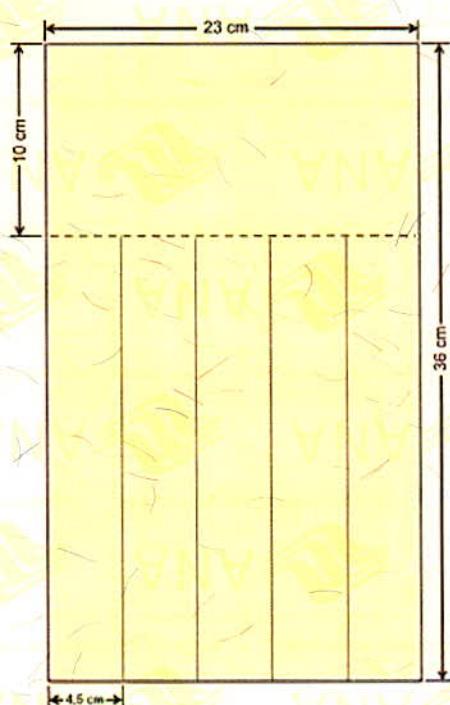


Figura 6. Dimensões do tecido de gaze para a confecção da mecha.

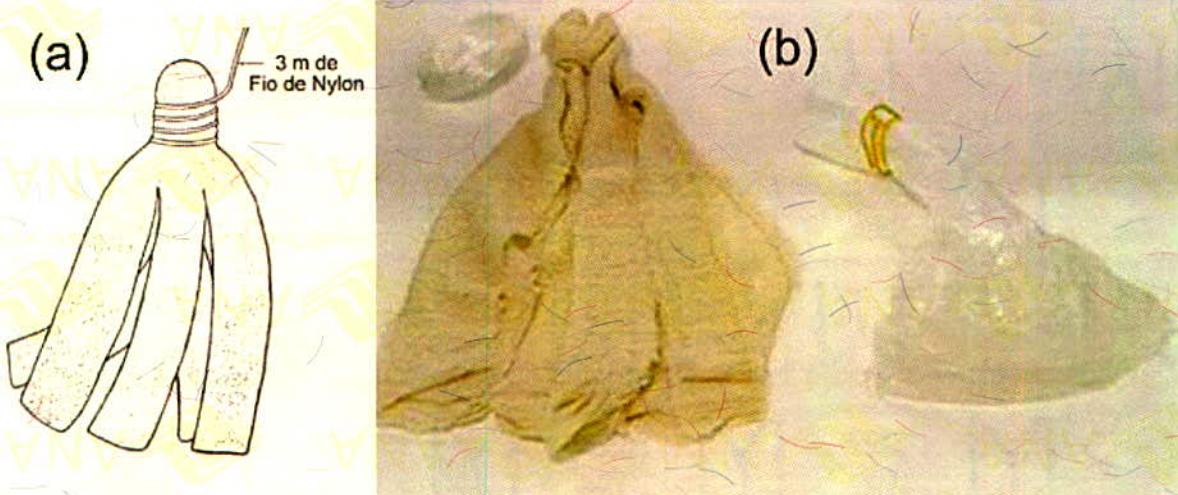


Figura 7. Mecha empregada na técnica de Moore: (a) Esquema; (b) foto da mecha de gase com meio de transporte (Carry Blair) (Foto: Carlos Jesus Brandão).

- **Ensaios de mutagenicidade (Teste Ames)**

- Limpeza dos recipientes

1. Lavar os frascos e tampas de borossilicato, interna e externamente, com uma solução de detergente tipo Extran alcalino 0,1%, com auxílio de um gaspilhão;
2. Enxaguar de oito a dez vezes com água corrente, até que visualmente não se perceba o resíduo do detergente;
3. Lavar com uma solução de ácido sulfúrico/ácido nítrico 10% (6+1);
4. Enxaguar de oito a dez vezes em água corrente e 1 vez em água destilada ou deionizada;
5. Acondicionar as tampas e os frascos com a boca voltada para baixo, para retirar o excesso de água;
6. Secar em estufa à temperatura acima de 50°C;
7. Não é necessária a posterior esterilização dos recipientes.

- Fibras de "Blue Rayon"

1. Lavar as fibras de "Blue Rayon" (fibras de rayon ligadas covalentemente ao tiosulfato de cobre ftalocianina) em béquer com água deionizada usando bastão de vidro por 5 minutos, por quatro vezes;
2. Remover o excesso de água com auxílio de papel filtro;
3. Imergir as fibras em solução metanol/amônio (50+1 v/v) e deixar em agitador mecânico por 1 hora;
4. Após esse período, descartar a solução de solventes. Repetir essa etapa por duas vezes;

5. Imergir o “Blue Rayon” em solução metanol/amônio (50+1 v/v) por uma noite;
6. Lavar o “Blue Rayon” por imersão com metanol por 1 hora, agitando ocasionalmente;
7. Retirar o “Blue Rayon” e secar em capela todo o solvente residual. A solução de metanol deve ser concentrada em evaporador rotatório para posterior verificação da presença de possíveis resíduos que possam interferir na análise (branco);
8. Armazenar o “Blue Rayon” em um bêquer protegido da luz.

3.3.2 Transporte e Armazenamento

O transporte das amostras coletadas deve ser realizado sob refrigeração, assim como a etapa de armazenamento até o momento de ensaio, observando as exceções especificadas no Apêndice 1.

3.4 Segurança nos Trabalhos de Campo

Os trabalhos de campo são realizados em condições e locais muito variados, podendo resultar em acidentes. Para que os riscos de acidentes possam ser reduzidos, deve-se alertar e treinar os técnicos envolvidos, providenciando os equipamentos de proteção individuais (aventais, botas, luvas, óculos de segurança, capa de chuva, protetor solar) e coletivos adequados ao trabalho a ser realizado, bem como ter disponível uma caixa de primeiros socorros.

A seguir, são feitas considerações e recomendações para algumas das atividades que oferecem maiores riscos de acidentes para os trabalhos em campo.

3.4.1 Transporte Rodoviário

O próprio deslocamento do técnico e dos equipamentos ao local de amostragem oferece grandes riscos. Não só os inerentes ao deslocamento, como os decorrentes do transporte concomitante do material de coleta, principalmente quando houver embarcação, equipamentos especiais, frascos de vidro e reagentes para a preservação de amostras. Esses materiais não devem ser transportados junto aos passageiros. Recomenda-se armazenar adequadamente os materiais, de preferência, no porta-malas ou na caçamba do veículo. A capacidade máxima de peso e volume do veículo deve ser observada. É obrigatória a utilização de cinto de segurança, mesmo em pequenos trajetos, conforme exige a legislação vigente.

Os frascos que acondicionam os reagentes utilizados na preservação de amostras devem ser preferencialmente de plástico e com batoques de vedação para impedir vazamentos. No caso

de serem de vidro, os frascos devem ser calçados e protegidos adequadamente para não se quebrarem durante o transporte.

3.4.2 Acesso aos Pontos de Amostragem

Locais de difícil acesso e próximos a pontes, estradas movimentadas e locais de tráfego intenso de máquinas etc., podem aumentar a probabilidade de acidentes, muitas vezes evitáveis. Uma ponte, por exemplo, pode constituir-se em caminho mais fácil para se atingir o meio de um rio e retirar a amostra. Na sua maioria, porém, esses locais são muito movimentados, há estreitamento de pista e pequena faixa de segurança para pedestres, o que dificulta a parada do veículo e oferece riscos aos técnicos que executam os trabalhos. Por isso, a coleta em pontes deve ser precedida da colocação de dispositivo de sinalização adequado, que proporcione proteção contra veículos em trânsito.

Regiões com muita vegetação, nas quais o acesso aos pontos de coleta é realizado por meio de trilhas, oferecem maior risco de picadas de insetos e mordeduras de cobras ou outros animais. Portanto, nesses locais a atenção deve ser redobrada e deve-se usar vestimenta adequada, como calças compridas, botas, perneira, chapéu etc. Repelentes para insetos podem ser utilizados, desde que sejam usadas luvas durante o manuseio das amostras para ensaios químicos, a fim de evitar a contaminação das mesmas.

3.4.3 Embarcações

A utilização de embarcações para coleta de amostras em rios, represas, reservatórios, áreas estuarinas e no mar é muito freqüente. Por isso, a verificação das condições gerais da embarcação, da carreta e dos seus acessórios é importante para se evitar atrasos e acidentes durante o trajeto e o percurso embarcado até o local de amostragem. Devem ser verificadas as condições de funcionamento do conjunto de equipamentos. São itens obrigatórios: motor, tanque e mangueira de combustível, bateria, tampões de casco, remos, colete salva-vidas em número suficiente para toda a tripulação, âncora, extintor de incêndio, cordas, luzes de sinalização noturna da embarcação e da carreta e estepe para a carreta. Recomenda-se ainda outros acessórios, como bússola, ecobatímetro, GPS, telefone celular, sistema de radiocomunicação, sinalizadores de fumaça colorida, além de peças de manutenção básica do motor (velas, caixa de ferramentas, óleo 2 tempos para o motor etc.). Toda documentação da embarcação e da carreta, bem como a habilitação náutica dos operadores das embarcações, deverão estar em ordem. Deve-se levar em consideração a compatibilidade da localização dos pontos com a categoria da habilitação náutica do condutor.

Quando o trabalho exigir a operação da embarcação longe da costa ou em áreas, rios ou reservatórios, sob jurisdição da Marinha do Brasil é necessário estabelecer um ponto de apoio

em terra (marinas, barragens, clubes, Capitania dos Portos, Polícia Militar/Ambiental etc.), informando o plano de trabalho e a rota de navegação, um número de celular ou a freqüência do rádio para contato. Recomenda-se, ainda, obter informações prévias sobre as condições meteorológicas da região e ter em mãos mapas ou cartas náuticas e tábua de marés. No caso de amostragem de longa duração, é importante ter a bordo água potável e alimentação leve.

Recomenda-se que a equipe de trabalho tenha treinamento em natação básica e sobrevivência de naufragos.

3.4.4 Manipulação de Reagentes e Soluções

A preservação de amostras com a utilização de reagentes químicos tem provocado inúmeros acidentes. Deve-se evitar a manipulação inadequada e a técnica de pipetar o reagente com auxílio da boca, evitando-se com isso queimaduras nas mãos, corpo e nos pés, ataque ao esmalte dos dentes e a ingestão accidental do reagente.

A quebra de frascos e pipetas de vidro poderá ser evitada com a utilização de frascos plásticos, tipo conta gotas ou pissete dosadoras, os quais permitem adicionar diretamente na amostra a quantidade necessária de reagente, sem o emprego de pipetas.

3.4.5 Amostras de Efluentes (industriais e domésticos) e Resíduos Sólidos

Quando os pontos de amostragens estão localizados dentro das indústrias, os técnicos envolvidos estarão expostos a todos os riscos de acidentes inerentes àquela área. Portanto, devem receber treinamento adequado para a sua permanência, bem como estar munidos de equipamentos de segurança exigidos pela indústria.

Como os efluentes líquidos podem apresentar diversos compostos químicos e/ou constituintes infecto-contagiosos, os técnicos devem estar preparados para manuseá-los de forma segura, prevenindo-se contra todos os tipos de acidentes, quer do ponto de vista tóxico ou explosivo, quer do ponto de vista de contaminação e riscos biológicos. Como exemplo, efluentes contendo cianeto e arsênio apresentam toxicidade elevadas, mesmo em baixas concentrações; solventes, em geral, apresentam risco de explosão; vários compostos químicos podem ser carcinogênicos ou apresentar risco de queimadura; esgotos e resíduos domésticos podem conter microrganismos patogênicos.

Portanto, os técnicos precisam ser treinados para as situações de emergência que podem ocorrer nos locais das amostragens, como as indústrias, as estações de tratamento de esgotos, os aterros sanitários e industriais e as plantas de incineração de resíduos sólidos.

3.5 Preparo de Soluções e Reagentes

3.5.1 Formol Neutralizado

É importante destacar que existem diferenças entre as soluções de formol (formalina) e de formaldeído. O formol contém em sua composição em média 40% de formaldeído. Por esse motivo uma solução de formol 10% (formalina 10%) equivale a uma solução de formaldeído a 4%. Portanto, para fins de padronização no texto deste Guia todas essas soluções foram expressas com base em formol.

(a) *Procedimento para o emprego em amostras de plâncton (fitoplâncton e zooplâncton):*

- Adicionar 5g de bicarbonato de sódio (ou 20g de tetraborato de sódio) em 1L de formol P.A.

(b) *Procedimento para o emprego em amostras de benthos:*

- Medir o pH do formol com fita indicadora de pH ou pHmetro;
- Acrescentar, aos poucos, quantidade suficiente de bicarbonato de sódio (ou tetraborato de sódio) para que o pH torne-se 7.

3.5.2 Formol Neutralizado, com Sacarose

- Diluir 40g de sacarose (açúcar) em 1L de formol P.A. previamente neutralizado com bicarbonato de sódio ou tetraborato de sódio.

3.5.3 Meio de Transporte Cary e Blair (Técnica de Moore)

Fórmula: 1,5g de tioglicolato de sódio ($C_2H_3NaO_2S$), 1,1g de fosfato de sódio dibásico anidro (Na_2HPO_4), 5g de cloreto de sódio ($NaCl$) e 5g de agar.

- Pesar os ingredientes acima ou pesar meio desidratado ("Cary and Blair Transport Medium") na quantidade especificada pelo fabricante e acrescentar 991mL de água destilada;
- Aquecer em banho-maria fervente, com agitação constante até completa dissolução, mantendo o meio por mais 15 minutos, para esterilizá-lo;
- Estabilizar o meio de cultura a uma temperatura de 50°C a 55°C, em banho-maria;
- Adicionar, assepticamente, 9mL de cloreto de cálcio ($CaCl_2$) 1%;
- Ajustar o pH final $8,4 \pm 0,2$;

- Distribuir volumes de 300mL em sacos plásticos estéreis de 20L;
- Fechar os sacos e etiquetar com o nome do meio de cultura, nome do responsável pelo preparo, datas de preparo e validade e o número do lote;
- Armazenar em refrigerador de 2°C a 8°C;
- Válido por 15 dias.

3.5.4 Solução de Acetato de Zinco ($Zn(C_2H_3O_2)_2$) 2M

- Pesar 220g de acetato de zinco em bêquer de 1L;
- Adicionar cerca de 500mL de água deionizada;
- Agitar até dissolução;
- Transferir para balão volumétrico de 1L;
- Completar o volume com água deionizada.

3.5.5 Solução de Ácido Clorídrico (HCl) 1+9 (10%)

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 600mL de água destilada;
- Acrescentar, vagarosamente, 100mL do ácido concentrado;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.6 Solução de Ácido Clorídrico (HCl) 1+1 (50%)

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 400mL de água destilada;
- Acrescentar, vagarosamente, 500mL do ácido concentrado;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.7 Solução de Ácido Nítrico (HNO₃) 1+9 (10%)

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 600mL de água destilada;
- Acrescentar, vagarosamente, 100mL do ácido nítrico concentrado;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.8 Solução de Ácido Nítrico (HNO₃) 1+1 (50%)

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 400mL de água destilada;
- Acrescentar, vagarosamente, 500mL do ácido nítrico concentrado;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.9 Solução de Ácido Sulfúrico (H₂SO₄) 1+1 (50%)

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 400mL de água destilada;
- Acrescentar, vagarosamente, 500mL do ácido sulfúrico concentrado;

3.5.10 Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.11 Solução de Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) 1+9 (10%)

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 600 mL de água destilada;
- Acrescentar, vagarosamente, 100mL de ácido sulfúrico;
- Completar o volume de água destilada para 1L.

3.5.12 Solução de Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) / Ácido Nítrico (HNO_3) 10% (6+1)

- Misturar 6 partes da solução de ácido sulfúrico 10% e 1 parte da solução de ácido nítrico 10%.

3.5.13 Solução Alcali-Iodeto-Azida

- Em balão volumétrico de 1L, dissolver 500g de hidróxido de sódio (NaOH) P.A. e 150g de iodeto de potássio (KI) P.A. em água destilada (em banho de água fria ou gelo);
- Acrescentar 10g de azida sódica (NaN_3), dissolvidos em 40mL de água destilada;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

NOTA: No caso de amostras de água do mar, não é necessária a adição de azida sódica.

3.5.14 Solução de Álcool 70° GL

- Diluir o álcool comercial 96° GL em água destilada;
- Medir seu grau continuamente com um alcoômetro (segundo Gay-Lussac), até que se atinja 70°GL.

3.5.15 Solução de Carbonato de Magnésio ($MgCO_3$) 1%

- Dissolver 1g de carbonato de magnésio finamente pulverizado em 100mL de água destilada.

3.5.16 Solução de Cloreto de Cálcio Dihidratado ($CaCl_2 \cdot 2H_2O$) 1%

- Em um balão volumétrico de 100 mL dissolver 1g de cloreto de cálcio dihidratado em 100mL de água destilada; e
- Homogeneizar até a completa dissolução do sal.

3.5.17 Solução de Corante Rosa-de-bengala 0,1%

- Adicionar 1g do corante em 1L de solução de formol 10% ou etano 70-95°GL.

3.5.18 Solução de Detergente Alcalino 0,1 %

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 900mL de água destilada;
- Acrescentar 1mL do detergente;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.19 Solução de Detergente Enzimático 0,5 %

- Em balão volumétrico de 1L, adicionar aproximadamente 900mL de água destilada;

- Acrescentar 5mL do detergente;
- Completar o volume de água destilada para 1L.

3.5.20 Solução de EDTA ($C_{10}H_{16}N_2O_8$) 15%

- Em balão volumétrico de 1L, dissolver 150g de EDTA em água destilada;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.21 Solução de Formol 4%

- Em uma proveta, diluir 1 parte de formol P.A. em 24 partes de água destilada.

3.5.22 Solução de Formol 5%

- Em uma proveta, diluir 1 parte de formol P.A. em 19 partes de água destilada.

3.5.23 Solução de Formol 10%

- Em uma proveta, diluir 1 parte de formol P.A. em 9 partes de água destilada.

3.5.24 Solução de Formol 20%

- Em uma proveta, diluir 1 parte de formol P.A. em 4 partes de água destilada.

3.5.25 Solução de Fluoreto de Potássio 20%

- Em balão volumétrico de 1L dissolver 200g de fluoreto de potássio ($KF \cdot H_2O$) P.A. em água destilada.
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.26 Solução de Hidróxido de Sódio (NaOH) 10M

- Dissolver 400g de hidróxido de sódio (NaOH) em 500mL de água destilada;
- Transferir para um balão volumétrico de 1L;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.27 Solução de Amido

- Pesar separadamente 2g de amido solúvel P.A. e 0,2 g de ácido salicílico P.A.;
- Transferir para béquer de 200mL. Adicionar 10mL de água deionizada e agitar até dissolução;
- Adicionar 95mL de água deionizada quente;
- Levar a aquecer até a fervura, durante 5 minutos;
- Deixar esfriar e acondicionar em frasco de polipropileno, ao abrigo da luz.

3.5.28 Solução de Lugol (iodo ressublimado e iodeto de potássio - KI)

- Adicionar 10g de iodo puro, 20g de iodeto de potássio e 20g de ácido acético glacial, em 200mL de água destilada;
- Manter ao abrigo da luz.

3.5.29 Solução Metanol/Amônio (50+1 v/v)

- Acrescentar 20mL de hidróxido de amônia a 1L de metanol.

3.5.30 Solução de Sulfato Manganoso 2,14 M

- Dissolver 400 g de $MnSO_4 \cdot 2H_2O$ em água destilada;
- Filtrar e completar o volume com água destilada para 1L em balão volumétrico.

3.5.31 Solução de Tiossulfato de Sódio ($Na_2S_2O_3$) 0,0125 N padronizada

- Pesar 3,1025g de tiossulfato de sódio P.A. em béquer de 500mL;
- Adicionar cerca de 400mL de água deionizada e agitar até dissolução;
- Transferir para balão de 1000mL;
- Adicionar 1 g de Hidróxido de Sódio P.A. e agitar até dissolução;
- Completar o volume para 1L com água deionizada, homogeneizar e guardar em frasco escuro.

3.5.32 Solução de Tiossulfato de Sódio ($Na_2S_2O_3$) 3%

- Em balão volumétrico de 1L dissolver 30 g de tiossulfato de sódio ($Na_2S_2O_3$) em 100mL de água destilada;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.33 Solução de Tiossulfato de Sódio ($Na_2S_2O_3$) 10%

- Em balão volumétrico de 1L dissolver 100g de tiossulfato de sódio ($Na_2S_2O_3$) em 100mL de água destilada;
- Completar o volume para 1L com água destilada.

3.5.34 Solução Transeau

- Acrescentar seis partes de água destilada, três partes de álcool etílico 95° GL e uma parte de formol P.A.

4 CONTROLE DE QUALIDADE NA AMOSTRAGEM

A amostragem é considerada como um fator crítico em todo o processo analítico; na verdade é freqüentemente o ponto mais frágil do processo e necessita de cuidado especial. A preocupação com a real influência da coleta nos resultados tem sido cada vez maior, dentre outros motivos, em consequência dos processos de acreditação dos ensaios na NBR ISO/IEC 17.025.

Vários órgãos internacionais têm proposto formas de garantir a qualidade dos procedimentos de coleta, como por exemplo, o EURACHEM que, em 2007, publicou o documento "Medidas de incerteza de amostragem – um guia de métodos e estratégias" (RAMSEY & ELLISON, 2007), propondo uma metodologia para a estimativa da incerteza associada aos procedimentos de coleta. Seguindo essa tendência o INMETRO publicou, no final de 2009, os critérios para acreditação da amostragem de águas e matrizes ambientais com o intuito de orientar os laboratórios que estão requerendo acreditação nessa área (INMETRO – NIT-DICLA-057, 2009).

Os controles de qualidade do processo de amostragem devem ser estabelecidos antecipadamente à atividade de coleta e ter seus critérios de aceitação e de tomada de decisão definidos. A utilização destes controles deve ser planejada considerando os analitos de interesse, as características da amostragem e os custos envolvidos. Esse planejamento é fundamental para garantia da integridade e representatividade da amostra que é trazida ao laboratório para análise.

Para se estabelecer um sistema de qualidade da amostragem consistente, vários aspectos devem ser considerados, uma vez que influenciam direta e indiretamente na representatividade da amostra. Esses aspectos dizem respeito à adoção de procedimentos que consigam detectar interferências que possam ocorrer no processo de amostragem. Os principais controles de qualidade adotados durante a amostragem são descritos a seguir.

4.1 Brancos

São controles realizados para avaliar a presença de contaminação em partes específicas dos procedimentos de coleta. Normalmente é usada água deionizada, com comprovada isenção dos compostos que serão avaliados. Nesse tipo de controle, a presença de resultados positivos para um analito específico pode indicar que ocorreu contaminação similar nas demais amostras.

4.1.1 Branco de Campo e de Viagem

O branco de campo é usado para a verificação de contaminações ambientais que podem ser adicionadas às amostras durante os procedimentos de coleta. O branco de viagem verifica a ocorrência de contaminação durante o transporte (laboratório – campo – laboratório).

São preparados no laboratório três frascos de branco (A, B, e C) com água deionizada. O frasco A é encaminhado imediatamente para análise e os demais vão a campo. No ponto de coleta, o frasco B permanece na caixa de transporte, enquanto o frasco C é retirado, aberto e exposto ao ambiente durante todo o procedimento de coleta. Ao final, o frasco C é fechado, armazenado na caixa de transporte juntamente com as demais amostras coletadas e o frasco B, sendo todos submetidos ao processo analítico requerido. Recomenda-se a realização de pelo menos um controle (três frascos) para cada viagem realizada. Os resultados de cada controle são obtidos conforme descrito a seguir:

$$(B - A) = \text{Branco de viagem}$$

$$(C - B - A) = \text{Branco de Campo}$$

4.1.2 Branco de Equipamentos

Os procedimentos de Branco de equipamento podem ser usados tanto para avaliar a eficiência da lavagem dos equipamentos de coleta em laboratório como em campo (“rinsagem”). No caso da realização em campo, serve para verificar a eficiência da lavagem realizada nos equipamentos entre os pontos de coleta, minimizando a possibilidade de contaminação cruzada.

Para sua realização, utiliza-se água deionizada, que ao fim do processo de lavagem é usada como ultima água de enxágüe do equipamento, devendo ser coletada e analisada para o(s) parâmetro(s) de interesse. As amostras devem apresentar resultados abaixo do limite de quantificação do método.

4.1.3 Branco de Frascaria

É usado para verificar a possibilidade da contaminação da amostra pelos frascos de coleta. Podem ser usados para verificar a presença de contaminação de frascos descartáveis ou para avaliar a eficiência da lavagem de frascos reutilizáveis.

Após preservação dos frascos (quando pertinente ao método), os mesmos são encaminhados ao(s) laboratório(s), para realização dos ensaios de interesse, devendo apresentar resultados abaixo do limite de quantificação do método analítico.

No caso do ensaio de branco para compostos orgânicos semi-voláteis, os frascos devem ser preenchidos com solvente (usualmente é o diclorometano) e encaminhados para o laboratório

para verificar a ausência de contaminação, indicando assim a eficiência do procedimento de lavagem.

4.1.4 Branco de Sistema de Filtração

Para análise de metais dissolvidos deve-se averiguar se a unidade filtrante, a ser empregada na filtração das amostras em campo, está isenta dos analitos de interesse.

Retira-se uma quantidade representativa de filtros do lote (aproximadamente 1% a 4% do total), que são pré-condicionados pela filtração de 50mL de água deionizada, volume esse desprezado. Em seguida, filtra-se 100mL de água deionizada, que deve ser coletada, preservada e encaminhada ao laboratório para análise dos analitos de interesse. O lote será aprovado se os resultados estiverem abaixo do limite de quantificação.

4.2 Duplicata de Campo

É usada para medir a precisão e repetitividade dos procedimentos de coleta, através da comparação dos resultados da análise de duas amostras coletadas de um mesmo local, que são encaminhadas ao laboratório como amostras “cegas” (USEPA, 2005).

São retiradas duas amostras ao mesmo tempo de um local (R1 e R2), as quais são encaminhadas ao laboratório e analisadas. A variação entre os resultados das duplicatas (RPD) é calculada de acordo com a fórmula a seguir (AUSTRALIA, 2007):

$$RPD = \left[\frac{(R1 - R2)}{\frac{(R1 + R2)}{2}} \right] * 100 \quad \text{Equação 2}$$

De um modo geral, são consideradas “normais” variações no resultado na ordem de 20% (AUSTRALIA, 2007). Porém é possível – e em alguns casos recomendável – definir outros critérios de avaliação, como por exemplo, no caso de ensaios biológicos, onde devem ser avaliados e estabelecidos, durante a validação, critérios adequados à realidade do ensaio.

4.3 Temperatura de Transporte e Armazenamento

Na maioria dos casos, as amostras devem ser transportadas sob refrigeração. Procedimentos de controle de temperatura devem ser realizados para garantir que o sistema adotado é eficiente, tais como: medida da temperatura de frasco controle (água deionizada ou glicerina) ou utilização de datalog na caixa térmica, equipamentos esses adequadamente calibrados. A temperatura das amostras deve ser avaliada no momento de chegada ao laboratório pela medida da temperatura do frasco controle ou registros do datalog e o valor obtido deve ser relacionado à temperatura da água e do ambiente no momento da coleta e ao tempo de armazenamento.

As amostras devem ser analisadas o mais rapidamente possível, quando da sua chegada ao laboratório; entretanto, em determinadas situações, as amostras que possuem prazo de validade mais longo podem ser armazenadas em câmara fria ou geladeira até o momento do ensaio, sendo que a temperatura desses equipamentos deve ser controlada por termômetros calibrados e adequadamente registrados, para fins de rastreabilidade.

4.4 Incerteza da Amostragem

O termo “incerteza da amostragem” é usado para expressar as variabilidades temporal, espacial e inherente da amostra coletada. Para o cálculo de incerteza de amostragem, uma das metodologias aplicadas é a publicada pelo EURACHEM em 2007, a qual é baseada na replicação dos procedimentos de amostragem ou partes deles (replica de amostras) conforme mostra a Figura 8. Esse método é o mais adequado para fins ambientais, pois considera que os analitos investigados podem variar em função do tempo e do espaço.

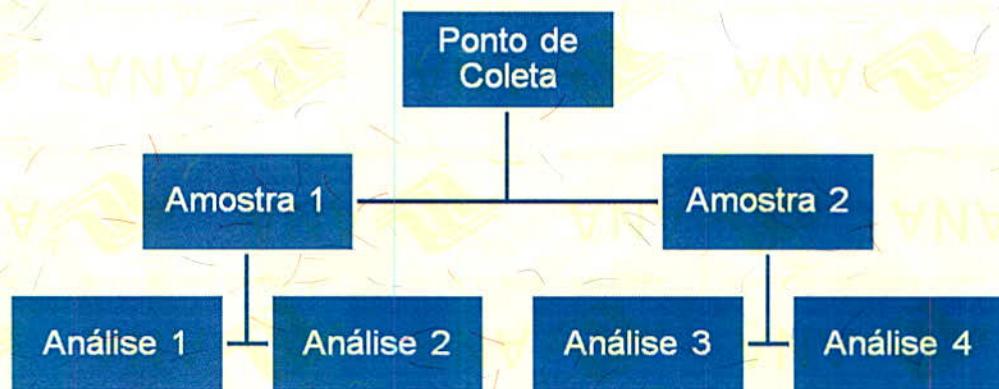


Figura 8. Esquema de replicata para cálculo de incerteza da amostragem.

- **Cálculo da incerteza**

A incerteza é obtida por meio do desvio padrão relativo (RSD), que é calculado pela diferença relativa entre as duplicatas de cada etapa do esquema proposto na Figura 8 (NORWAY, 2007, p. 18-19).

Cada duplicita produz os resultados x_{i1} e x_{i2} .

O valor absoluto (D_i) da diferença entre cada duplicita é calculado para cada etapa:

$$D_i = |x_i - x_{i2}| \text{ - Equação 1}$$

A seguir calcula-se a média \bar{x}_i de cada duplicita:

$$\bar{x}_i = \frac{x_{i1} + x_{i2}}{2} \quad - \text{Equação 2}$$

A partir das equações 1 e 2, calcular a diferença relativa, d_i , através da equação:

$$d_i = \frac{D_i}{\bar{x}_i}$$

A seguir, calcular a média da diferença relativa, \bar{d} , das n duplicatas realizadas

$$\bar{d} = \frac{\sum d_i}{n}$$

O desvio padrão relativo, RSD , é calculado usando a constante estatística de 1,128 (quando se analisa duplicatas):

$$RSD = \frac{\bar{d} \times 1,128}{100} \%$$

A Tabela 2 resume os controles de qualidade requeridos no processo de amostragem.

Tabela 2. Resumo dos controles de qualidade requeridos para amostragem.

Tipo de Controle	Contaminação investigada	Ação no laboratório	Ação em campo	Recomendação mínima
Branco de campo e de viagem	Contaminação ambiental	Preparo de 3 frascos A, B e C (item 4.1.1)	Branco de Campo: - Abrir o frasco de coleta e expô-lo ao ambiente pelo mesmo período que a amostra. Fechar o frasco e transportá-lo ao laboratório para análise. Branco de Viagem: - Levar fechado a campo, em caixa térmica, juntamente com as demais amostras. Não retirar nem manusear em campo. Transportar ao laboratório para análise.	1 jogo (3 frascos) por atividade ou a cada 10 amostras
	Contaminação durante o transporte			
Branco de equipamentos	Resíduos após lavagem dos equipamentos de coleta	Validação da lavagem – item 4.1.2	Não Aplicável	1 vez por ano (quando utilizado 1 equipamento por ponto de coleta)
	Contaminação cruzada	Não Aplicável	Lavagem entre pontos de coleta – item 4.1.2	toda vez que o equipamento for usado
Branco de frascaria	Contaminação nos frascos e avaliação dos procedimentos de lavagem	Item 4.1.3	Não Aplicável	1% a 4% do lote avaliado
Branco do sistema de filtração	Contaminação durante o procedimento de filtração	Item 4.1.4	Não Aplicável	1% a 4% do lote avaliado
Duplicata de Campo	Precisão e repetitividade dos procedimentos de coleta	Não Aplicável	Item 4.2	1 para cada 20 amostras (5% do total)

(Fonte: EPA - Austrália, 2007 – adaptado)

5 EQUIPAMENTOS DE AMOSTRAGEM

Nesse capítulo são apresentados os diversos tipos de equipamentos de amostragem, sendo que as metodologias de coleta e as peculiaridades estão detalhadas nos capítulos específicos de amostragem de águas superficiais, sedimentos, águas tratadas, efluentes líquidos e corpos hídricos receptores.

Os equipamentos empregados nas determinações em campo e na medição de vazão serão tratados em capítulos específicos.

5.1 Amostradores de Superfície

5.1.1 Balde de Aço Inox

O balde normalmente utilizado para amostragem na superfície de corpos d'água em geral, deve ser confeccionado em aço inox AISI 316L polido, para evitar incrustações nas costuras de solda, e apresentar volume adequado para a finalidade da amostragem (Fig. 9).

Deve ser autoclavado para as coletas microbiológicas (em poços freáticos e reservatórios de água potável). Em amostragens onde não é exigida a esterilidade do balde, o mesmo deverá ser ambientado com água do próprio local, antes da coleta propriamente dita.

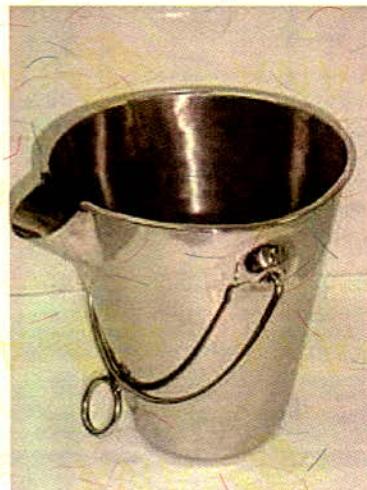


Figura 9. Balde de aço inox (Foto: Carlos Jesus Brandão).

5.1.2 Coletor com Braço Retrátil

É utilizado em amostragem de águas superficiais, como em saídas de efluentes, em locais de coleta de difícil acesso por meio de outros equipamentos (Fig. 10). O braço retrátil permite que se alcance o local desejado para coleta, mesmo permanecendo na margem. Dependendo dos ensaios a serem realizados, o copo coletor pode ser de plástico (plástico inerte), acrílico ou aço inox AISI 316L, e deve ser liso ou polido para evitar incrustações.

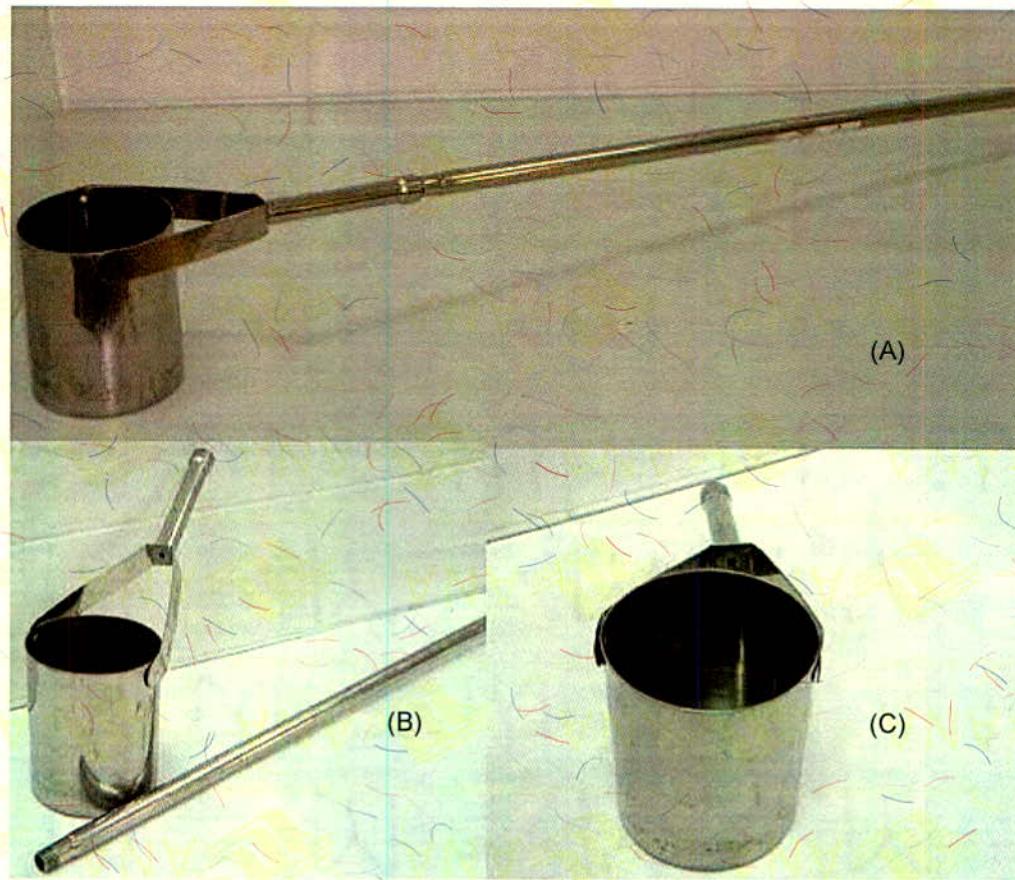


Figura 10. Coletor com braço retrátil: (A) Vista lateral do equipamento montado; (B) Vista do balde e do braço retrátil desmontado; (C) Vista superior do balde coletor (Fotos: Carlos Jesus Brandão).

5.1.3 Batiscafo

Esse equipamento é empregado para coletar amostras que não podem sofrer aeração, como aquelas destinadas aos ensaios de oxigênio dissolvido e sulfetos, e permite coletar amostras superficiais ou subsuperficiais até 30 cm da lâmina d'água. Coletas abaixo desta profundidade devem ser realizadas com amostradores de profundidade.

Consiste de um tubo cilíndrico, confeccionado em aço inox AISI 316L polido (Fig. 11), em cujo interior coloca-se um frasco de vidro de boca estreita e tampa esmerilhada de 300mL (frasco de DBO). A água a ser amostrada entra por um tubo localizado na parte superior central da tampa e atinge o interior do frasco, permitindo que o ar contido seja expulso por um orifício lateral à medida que ele vai sendo preenchido com água. O volume do batiscafo permite uma renovação da água dentro do frasco de DBO, removendo assim todo o ar que poderia alterar os resultados.

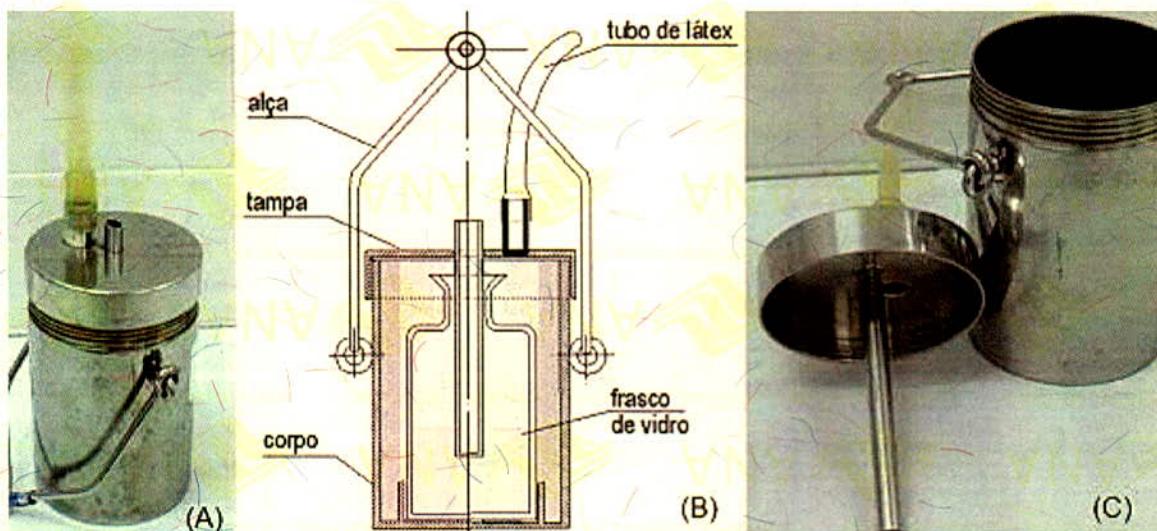


Figura 11. Batiscapo: (A) Batiscapo fechado; (B) Esquema ilustrativo em corte do equipamento; (C) Batiscapo aberto (Fotos: Carlos Jesus Brandão).

5.2 Amostradores de Profundidade (coluna d'água)

5.2.1 Garrafas de van Dorn e de Niskin

Esses equipamentos permitem a coleta de amostras na superfície e em diferentes profundidades. Os tipos mais empregados são van Dorn e Niskin. Não são indicados para ensaios que requerem grandes volumes de amostra e para coleta de organismos de maior mobilidade.

As garrafas podem ser confeccionadas com tubo cilíndrico de PVC rígido, acrílico ou de aço inox AISI 316L polido com capacidade variadas, por exemplo de 2L, 6L e 10L(Fig. 12 e Fig. 13).

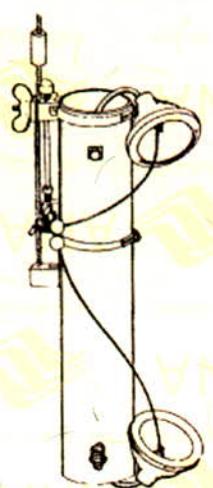


Figura 12. Esquema de uma Garrafa de van Dorn (Fonte: CETESB, 1988).

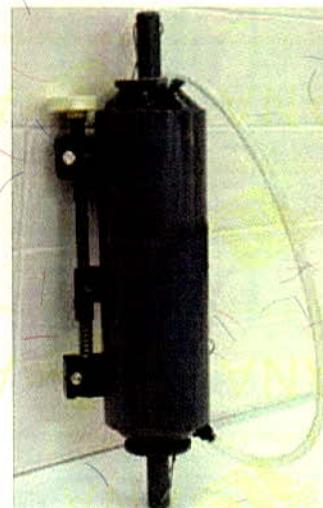


Figura 13. Garrafa de Niskin (Foto: Carlos J. Brandão).

Mergulha-se a garrafa aberta em ambas as extremidades e, após atingir a profundidade desejada, solta-se o mensageiro (Fig.14), que fecha hermeticamente o amostrador. Essas

garrafas podem ser utilizadas para coleta tanto de fluxo vertical como horizontal, dependendo do sistema de desarme (Fig.15 e Fig.16). Para estudos de microdistribuição, devem ser empregadas as garrafas de fluxo horizontal, que podem ser arranjadas em série.

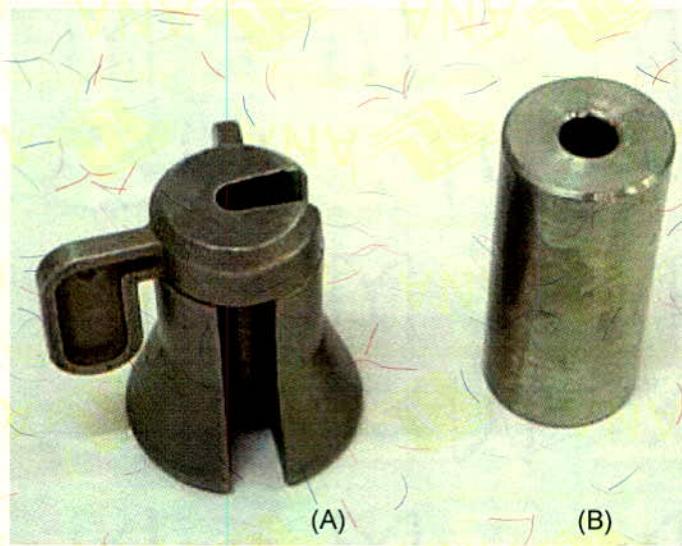


Figura 14. Mensageiro: (A) Equipamento industrializado; (B) Mensageiro manufaturado (Fotos: Carlos Jesus Brandão).

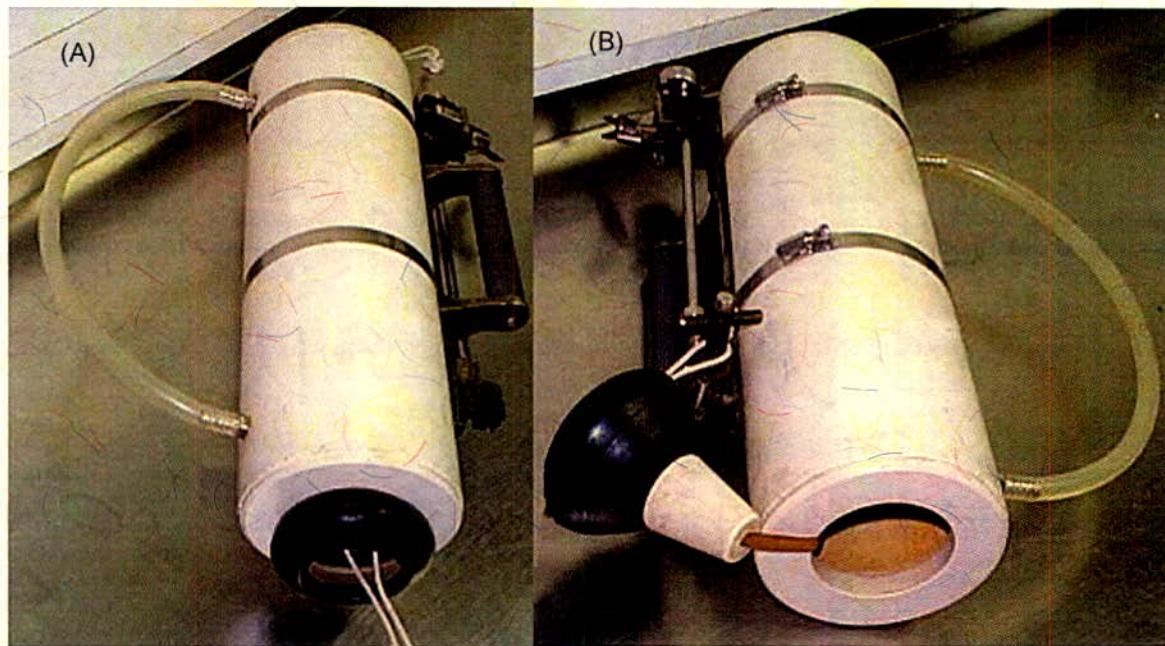


Figura 15. Garrafa de van Dorn de fluxo vertical: (A) Garrafa desmontada; (B) Garrafa montada (Foto: Carlos Jesus Brandão).

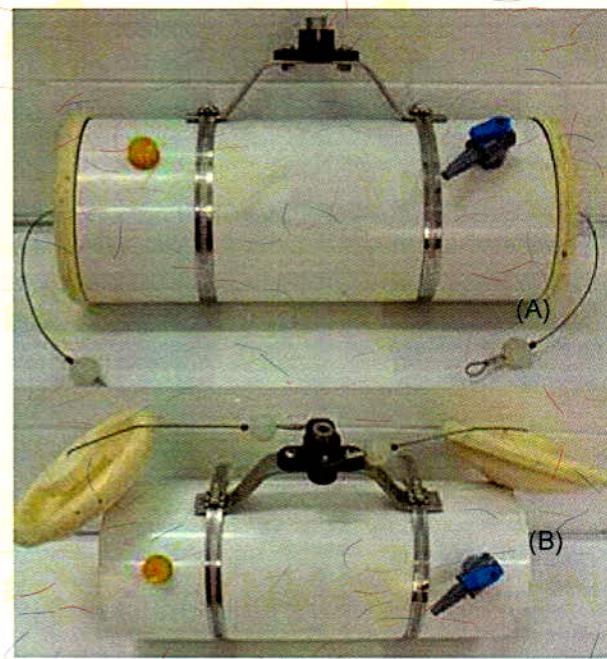


Figura 16. Garrafa de van Dorn de fluxo horizontal: (A) Garrafa desmontada; (B) Garrafa montada (Fotos: Carlos Jesus Brandão).

5.2.2 Armadilha de Schindler-Patalas (Trampa)

É utilizada em estudos qualitativos e quantitativos da comunidade planctônica. Confeccionada em acrílico transparente (Fig. 17), tem o formato de cubo ou paralelepípedo e capacidades variáveis (geralmente entre 5 e 30L). Apresenta uma rede de náilon em um de seus lados, com diâmetro de poro conhecido, por onde a água do local é filtrada e os organismos planctônicos ficam retidos. Pode ser utilizada para obter amostras pontuais ou integradas da coluna d'água, sendo a operação deste equipamento detalhada no Capítulo 6 (item 6.1.7.4 Comunidade Zooplânctonica).



Figura 17. Armadilha de Schindler-Patalas (Foto: Carlos Jesus Brandão).

5.2.3 Bomba de Água

Apresenta a vantagem de se obter grandes volumes de água e em diferentes profundidades e é muito empregada na coleta de organismos zooplânctônicos. Para aplicação, submerge-se uma mangueira flexível ligada a uma bomba de água até a profundidade desejada, deixando-se passar água do local em abundância. Sua operação está descrita com mais detalhes no Capítulo 6 (6.1.7.4 Comunidade Zooplânctônica).

5.2.4 Redes de Plâncton

Há vários tipos de redes de plâncton e, apesar de apresentarem melhorias importantes ao longo do tempo, modelos simples ainda são muito utilizados (Fig. 18).

A rede tem a forma de um cone e as costuras devem ser feitas com cuidado, a fim de que os organismos não fiquem retidos nas dobras. Na extremidade inferior encaixa-se um copo (Fig 19), que pode ser rosqueado e apresentar orifícios vedados com malha de náilon adequada para a retenção dos organismos planctônicos em estudo e para diminuir o acúmulo de água no interior do copo.



Figura 18. Rede de plâncton: (A) Vista frontal da rede e copo coleitor; (B) Vista lateral da rede e copo coleitor (Fotos: Carlos Jesus Brandão).

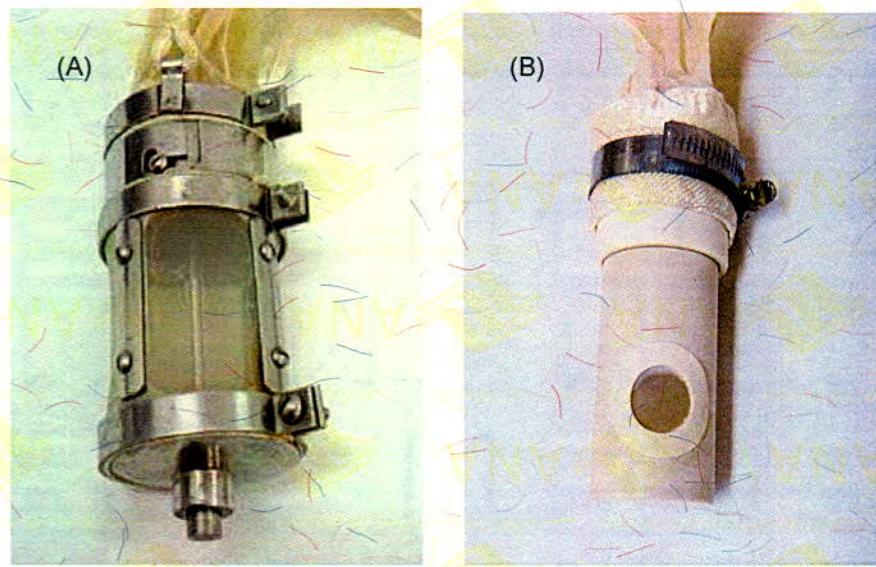


Figura 19. Copo coletor de rede de plâncton: (A) Inox; (B) PVC (Foto: Carlos Jesus Brandão).

As redes mais indicadas são aquelas confeccionadas com malha de náilon monofilamento, que não são facilmente suscetíveis às alterações e deformidades. Três cordéis são amarrados equidistantemente na extremidade superior da rede (aro da boca de rede), aos quais se prende uma corda, que deve ser graduada quando se quer conhecer a profundidade do arrasto. Redes pequenas podem apresentar uma haste lateral de tamanho fixo, ou um braço retrátil, para estudos qualitativos de organismos que vivem próximos às margens ou em vegetação.

As características da rede (comprimento, largura, diâmetro da boca, modelo, diâmetro do poro da malha etc.) e o tipo de arrasto (horizontal, vertical, oblíquo ou estratificado) devem ser definidos de acordo com o objetivo do estudo e com as características do local, especialmente o tamanho da abertura da malha, que vai variar em função da classe de organismos que se deseja avaliar. Deve-se lembrar que, por mais finas que sejam as malhas, a capacidade da rede em reter os organismos está limitada a uma fração do plâncton total, e não coleta toda a variedade de organismos existentes na massa d'água.

Para estudos qualitativos, uma forma simples de coletar o plâncton é mergulhar a rede na água, retirando-a e deixando escorrer a água retida através da malha.

Para medida quantitativa do plâncton, é necessário medir a quantidade de amostra a ser filtrada, o que pode ser feito por meio de uma proveta, balde de inox AISI 316L polido ou de um recipiente qualquer de volume aferido. O ideal é acoplar um fluxômetro calibrado (Fig. 20) entre o centro e o aro da boca da rede, que medirá com maior precisão o volume de água que passa pela rede.

A rede é amplamente empregada para estudos qualitativos do fitoplâncton e quali-quantitativos do zooplâncton; informações quantitativas do fitoplâncton geralmente são obtidas com amostras

coletadas com garrafas. Detalhes sobre a coleta com redes de plâncton encontram-se no Capítulo 6 - Comunidades Fitoplancônica e Zooplancônica.

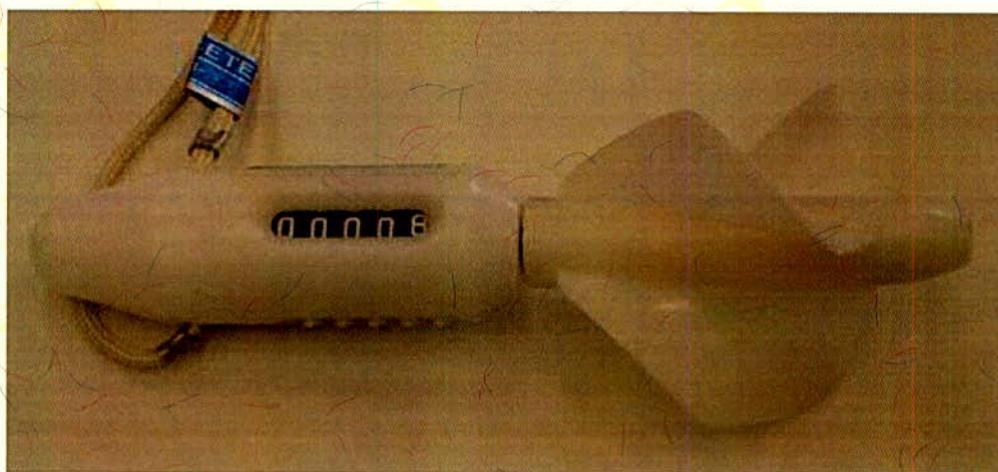


Figura 20. Fluxômetro (Foto: César Augusto M. Roda).

5.3 Amostradores de Fundo

Um bom amostrador de fundo (sedimentos) deve obter amostras representativas do sedimento, sendo que a escolha do equipamento mais apropriado depende das características do sedimento, volume e eficiência necessários, e objetivos do estudo. Adequações no desenho do equipamento, controle na velocidade de descida e conhecimento prévio do local são procedimentos que podem auxiliar para um bom trabalho de amostragem.

A amostragem de sedimentos pode ser realizada utilizando-se pegadores ou testemunhadores (“core sampler” ou “corer”), que devem ser preferencialmente usados sobre uma superfície de apoio (ex.: barco ou plataforma). Em geral, pegadores são utilizados em estudos da distribuição horizontal de variáveis físicas, químicas e biológicas dos sedimentos, enquanto que os testemunhadores adequam-se a estudos da distribuição vertical (em perfil) dessas mesmas variáveis. Redes, delimitadores e substratos artificiais são amostradores exclusivos da biota aquática associada aos substratos (bentos).

5.3.1 Pegador de Ekman-Birge

Este tipo de amostrador é um dos mais utilizados em reservatórios, tanto pela facilidade de operação do equipamento, quanto por sua eficiência, e é adequado para avaliação da contaminação de sedimentos finos de ecossistemas aquáticos. Como se trata de um equipamento muito leve, não é indicado para locais com correnteza moderada ou forte e em substrato duro.

O desenho original foi feito por Ekman em 1911, posteriormente descrito por Birge em 1922 e modificado por Lenz em 1931 e 1932 (O’Sullivan e Reynolds, 2004).

O pegador Ekman-Birge (Fig.21) é constituído por uma caixa, confeccionada preferencialmente em aço inoxidável AISI 316L polido, onde se prendem duas garras em forma de concha e cujo mecanismo de fechamento funciona por meio do uso de mensageiro. No topo da caixa estão inseridas, por meio de dobradiças, duas portinholas que se abrem na descida do pegador, para que ele ganhe velocidade, tenha melhor fixação no sedimento e previna a formação de ondas de choque. Essas portinholas se fecham na subida, prevenindo a lavagem da superfície do sedimento e o extravasamento do material coletado.

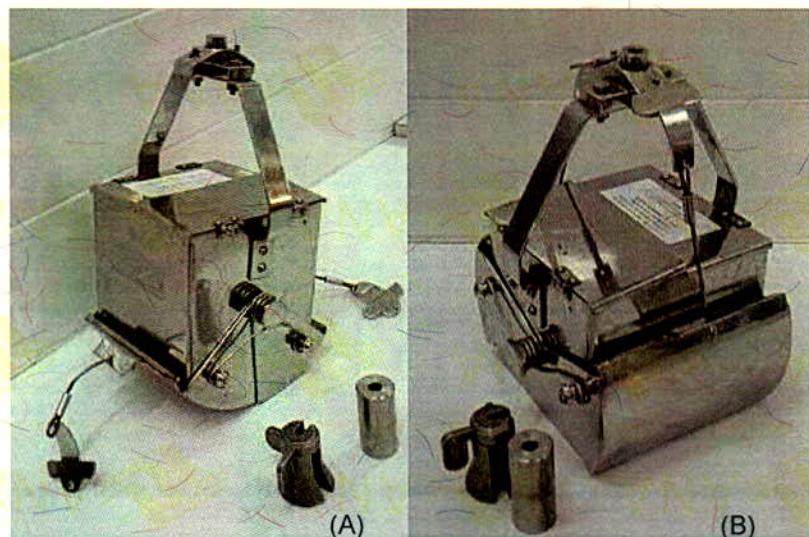


Figura 21. Pegador Ekman-Birge: (A) Equipamento desmontado; (B) Equipamento montado (Fotos: César Augusto M. Roda).

O tamanho padrão possui as dimensões de 15cm de largura x 15cm de comprimento x 15cm de altura, mas pode ser encontrado em versões maiores (15cm x 15cm x 23cm, 23cm x 23cm x 23cm e 30cm x 30cm x 30cm). Versões com altura maior que a largura são aconselháveis para coleta de sedimentos muito moles.

Para armar o pegador, as garras devem ser puxadas para cima e um anel terminal ligado ao cabo de aço atado às garras deve ser enganchado em um pino localizado no topo do amostrador. O amostrador deve ser imerso perpendicularmente ao barco (que deverá estar ancorado) ou à plataforma fixa de onde for lançado. Uma vez no fundo, quando a corda estiver perfeitamente reta e esticada, lançar o mensageiro pela corda, que ativará o mecanismo de desarme, provocando o fechamento das garras e a captura do sedimento. É preciso cuidado na armação do pegador, pois não existem travas de segurança e o fechamento se dá rapidamente.

O pegador Ekman-Birge necessita de pesos adicionais para sua perfeita penetração em sedimentos mais grossos (arenosos), locais muito profundos ou com correnteza. Em locais com sedimentos finos (silte e argila, predominantemente), esse pegador tende a aprofundar-se demais, sendo necessário lançar o mensageiro assim que este alcança o fundo, a fim de evitar o transbordamento da amostra.

A versão modificada por Lenz (Fig. 22) permite o fracionamento da amostra de sedimento. Apresenta fendas horizontais equidistantes em um dos lados da caixa, onde é encaixada uma chapa inteiriça verticalmente para impedir a perda do material coletado. Para o fracionamento da amostra, essa chapa deve ser retirada e chapas adicionais de aço inoxidável (de dimensões similares à secção transversal do pegador) são inseridas horizontalmente nas fendas laterais, de modo a isolar somente a camada de sedimento de interesse (desprezando-se o restante).

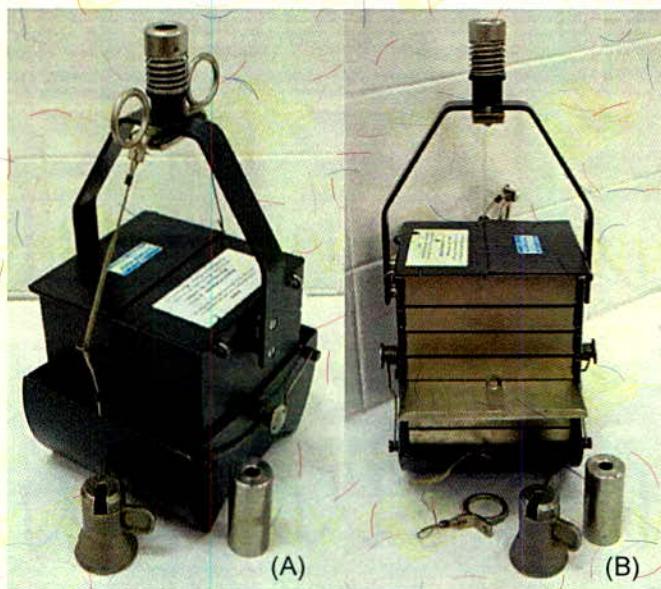


Figura 22. Pegador Ekman-Birge, modificado por Lenz: (A) Vista lateral do equipamento montado; (B) Vista frontal do equipamento fechado com fracionador de sedimento inserido (Fotos: César Augusto M. Roda).

5.3.2 Pegador Petersen e van Veen

Muito utilizados para amostragem de fundos de areia, cascalho e argila, são capazes de escavar (“morder”) substratos grossos devido ao seu peso elevado e sistema de alavanca. De acordo com a necessidade, como a existência de uma forte correnteza no local, o peso do equipamento pode ser aumentado pela adição de peças metálicas.

São construídos preferencialmente em aço inoxidável AISI 316L polido e podem ser confeccionados em vários tamanhos. Geralmente são manejados com o auxílio de um guincho fixo na borda da embarcação ou outro ponto de apoio. Por não possuirem travas de segurança, requerem cuidado no manuseio.

O pegador Petersen possui um sistema de braços armados em pantógrafo que, quando tensionados, mantêm aberta a caçamba por meio de uma trava. Quando o pegador chega ao fundo, a tensão desaparece e libera a trava. O fechamento do pegador somente ocorre quando o cabo é novamente tracionado para a retirada do pegador da água, permitindo a coleta do

sedimento. A versão modificada (Fig. 23) alterou o formato da secção transversal da caçamba, de circular (formato original) para semicircular, e a posição dos braços.

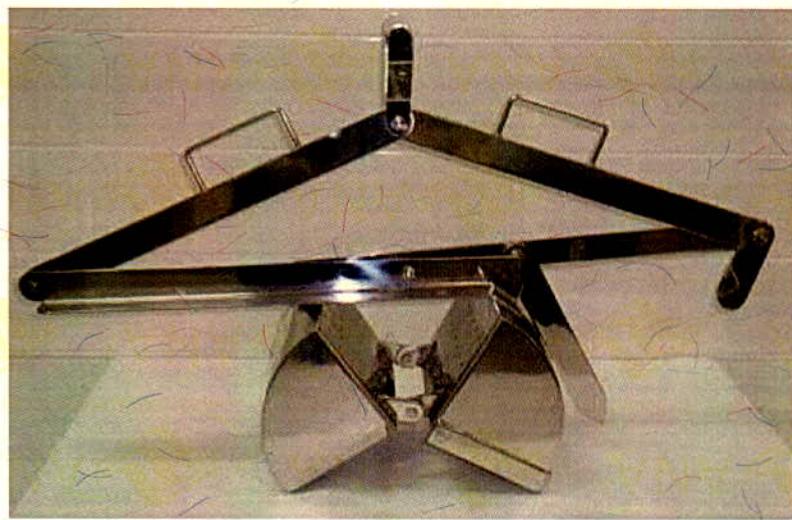


Figura 23. Pegador Petersen modificado (Foto: César Augusto M. Roda).

O pegador van Veen difere do Petersen original por possuir um sistema de fechamento formado por corda ou corrente, e caçamba em semicírculo (Fig. 24). A fixação dos braços na borda das garras fornece maior estabilidade na descida e no fechamento deste pegador, com relação ao pegador Petersen original. A presença de orifícios no topo da caçamba minimiza a formação de ondas de choque na descida, evitando a lavagem da camada superficial do sedimento e o afastamento da epifauna, e permitindo maior velocidade de operação.

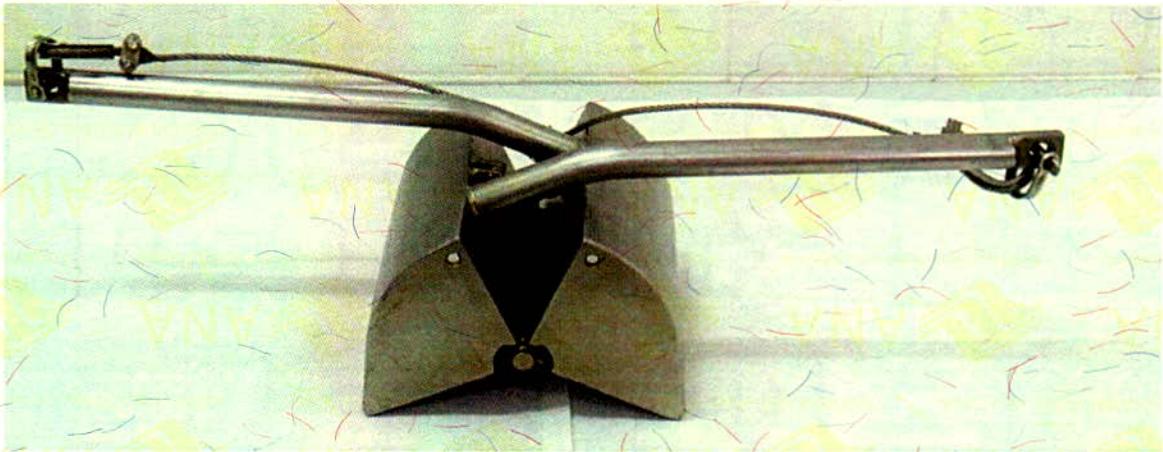


Figura 24. Pegador van Veen (Foto: César Augusto M. Roda).

5.3.3 Pegador Ponar

O pegador Ponar é considerado o melhor equipamento para a coleta qualitativa e quantitativa do bentos em substrato grosso (Burton, 1992), e é o mais freqüentemente usado, devido à redução na formação de ondas de choque.

Pode ser encontrado em dois tamanhos: padrão (área de captura aproximada: 0,052m²) e pequeno (0,023m²) ("petite Ponar"). O primeiro requer guincho na operação e é aconselhado para ambientes prístinos (maior diversidade biológica), e o segundo é indicado para ambientes poluídos.

Esse amostrador apresenta pino de segurança para manuseio e transporte, e é formado por um par de garras que descem tensionadas por meio de um pino com mola e que fecham quando apropriadamente posicionadas no fundo. Possui placas laterais e uma tela no topo da caçamba que previnem a perda de material no fechamento. Sobre a tela há ainda uma placa de borracha que impede a lavagem e consequente perda de material durante a subida (Fig. 25). Pesos adicionais podem ser acoplados ao equipamento a fim de estabilizar a sua descida.

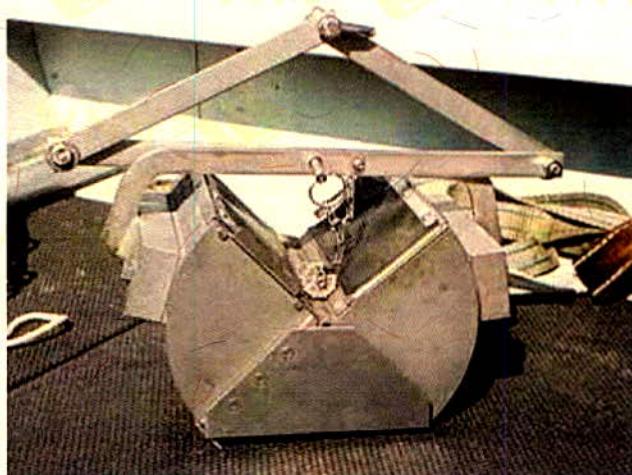
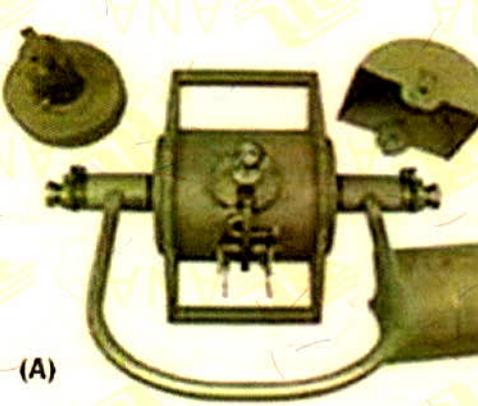


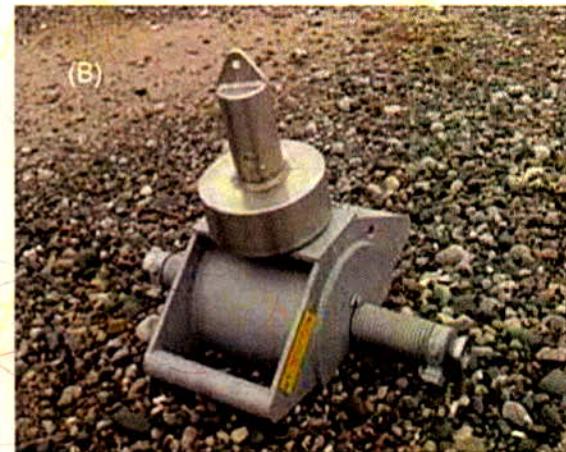
Figura 25. Pegador Ponar Pequeno (Foto: Mônica L. Kuhlmann).

5.3.4 Pegador Shipek

Este amostrador consiste em um cilindro de aço, semelhante a um tambor cortado à metade (longitudinalmente), e montado em um dispositivo provido de molas helicoidais de alta pressão (Fig. 26). Quando as molas são acionadas, o cilindro gira rapidamente em 180°, para dentro do sedimento, recolhendo a amostra superficial com um mínimo de distúrbio. A amostra retirada fica bem protegida do efeito de lavagem que poderia ocorrer na subida do sistema.



(A)



(B)

Figura 26. Pegador Shipek - (A) Desmontado; (B) Montado (Foto: CETESB).

5.3.5 Amostrador em Tubo ou Testemunhador

Apropriado para a coleta de sedimentos finos em água doce, estuários e mares, em baixas e altas profundidades. É considerado o mais adequado a estudos de dinâmica e distribuição vertical dos elementos químicos e biológicos nessa matriz, pois provoca baixa perturbação no perfil do sedimento coletado e na interface sedimento-água. É mais eficiente em substrato compactado, com menor teor de água, onde se obtém amostras íntegras. Requer embarcação e guincho, embora algumas versões menores possam ser operadas manualmente.

Esse equipamento consiste de um cilindro, geralmente de aço inoxidável AISI 316L polido, com tubo coletor interno de plástico resistente e inerte (ex.: acrílico, politetrafluoretileno – teflon, cloreto de polivinil - PVC e polietileno de alta densidade). Pode ser simples ou múltiplo (tubos paralelamente acoplados); de diâmetro e comprimento variáveis; gravitacionais ou manuais.

No modelo Kajak-Brinkhurst (K-B) (Fig. 27), encontra-se conectada uma ponteira cônica de borda cortante na extremidade inferior do cilindro de aço, onde se prende um retentor em forma de meia laranja. O retentor, fabricado com material flexível, tem como função deixar entrar a amostra e impedir a sua saída. Esse modelo é operado com mensageiro, que o técnico lança ao sentir que o equipamento penetrou adequadamente no sedimento. O mensageiro fecha uma válvula, gerando um vácuo parcial dentro do tubo durante a retirada do amostrador do fundo, que ajuda a reter o sedimento. Para o funcionamento apropriado do mensageiro, a corda que prende o testemunhador deve estar esticada verticalmente à superfície da água.

O manuseio adequado normalmente requer dois técnicos para perfeita estabilidade do equipamento, principalmente em locais com correnteza e mais profundos, e os modelos oceanográficos, de maior porte, necessitam de guincho. Podem formar ondas de choque, minimizadas com a diminuição da velocidade de descida do equipamento que, por outro lado, pode provocar uma menor profundidade de penetração. Em locais com correnteza ou profundos, recomenda-se que o modelo tenha aletas (para proporcionar maior hidrodinamismo) e permita a

utilização de pesos adicionais (se possível no meio do equipamento), para evitar a inclinação durante a sua descida e aumentar a penetração no substrato, respectivamente.

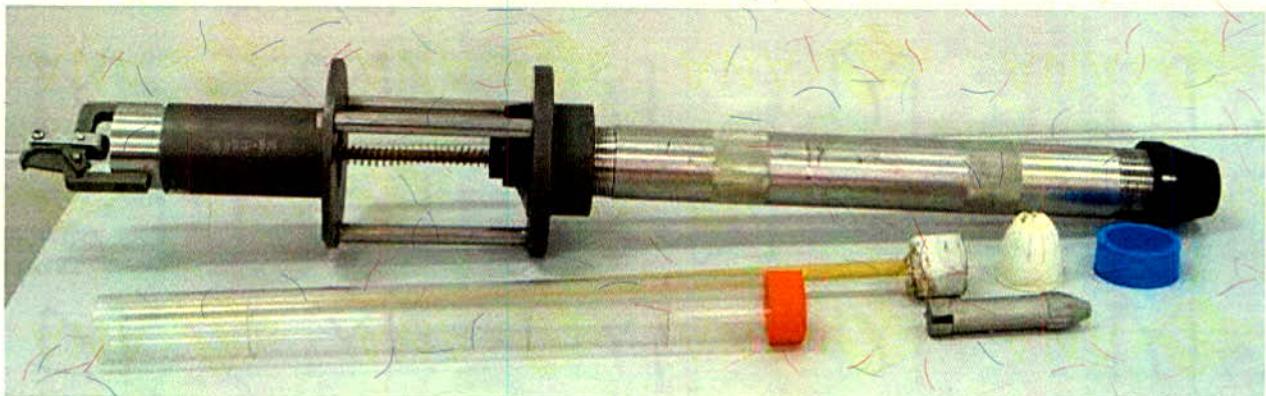


Figura 27. Testemunhador modelo Kajak-Brinkhurst (K-B corer) (Foto: CETESB).

Maiores informações sobre os métodos de fracionamento de amostras obtidas com testemunhadores podem ser obtidas em MUDROCH e MACKNIGHT (1994).

Modelos manuais (Fig. 28) são utilizados em ambientes rasos ou por mergulhadores em locais profundos. Podem ser construídos com um tubo de PVC rígido de 25cm de diâmetro e cerca de 50cm de comprimento, ou mais. Na extremidade inferior podem ser feitos recortes, para facilitar sua penetração no sedimento, e próximo à extremidade superior podem ser feitos dois recortes horizontais através dos quais se acopla uma barra para facilitar seu manuseio.

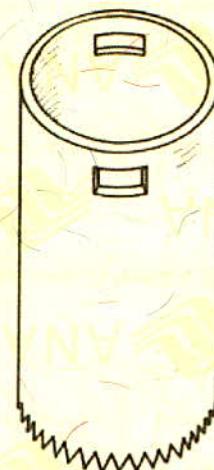


Figura 28. Pegador Manual (Fonte: CETESB, 1988).

5.3.6 Draga Retangular

A draga retangular é apropriada para amostragem por arrasto, geralmente no ambiente marinho. Devido ao seu tamanho, necessita de guincho e embarcação apropriada, e é indicada para a coleta de organismos de maior porte, como crustáceos, equinodermos e macroalgas.

Consiste de uma armação metálica, de dimensões variadas, à qual se prende uma rede resistente, com malhas de abertura selecionadas conforme o material que se quer amostrar (Fig. 29). À frente da armação há duas hastes que são unidas a um cabo, por onde é feita a descida e a subida do equipamento. O equipamento é lançado na água e arrastado com o barco em movimento, sendo recomendada a padronização do tempo ou distância percorrida pelo arrasto para a comparação dos resultados (semiquantitativos).

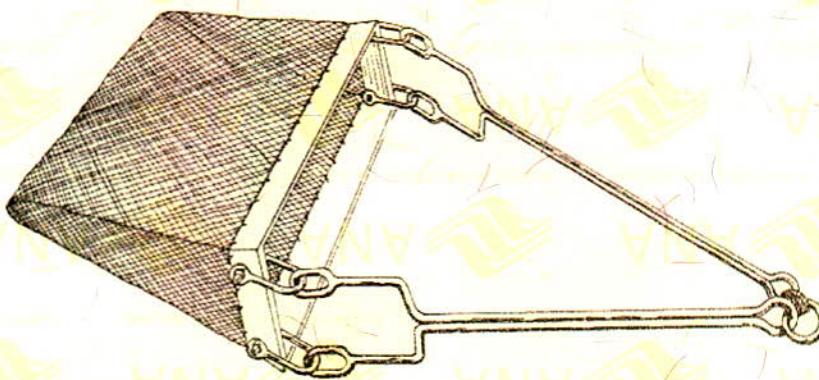


Figura 29. Draga Retangular (Fonte: CETESB, 1988).

5.3.7 Delimitadores

Embora tenham sido concebidos para amostragem quantitativa de bentos e macrófitas, os delimitadores são mais utilizados em estudos qualitativos ou semiquantitativos de locais rasos de diversos ambientes (de 30cm a 70cm de profundidade, em água doce, estuário e marinho), costões rochosos e manguezais, por definirem uma área de coleta. No caso desses equipamentos, a experiência do profissional é fundamental para que uma boa amostragem seja realizada.

Consistem de uma armação de área definida, na qual pode estar acoplada uma rede. Quanto menor a malha da rede, maior será a resistência à correnteza, maior o refluxo e, consequentemente, maior a perda de material. A malha de 0,25mm retém a maioria dos estádios larvais de insetos aquáticos, mas malhas de 0,50mm a 0,90mm são as mais utilizadas para evitar o refluxo.

O delimitador do tipo Surber (Fig. 30) consiste em uma rede que se mantém aberta por uma moldura quadrada, perpendicular a outra moldura de igual tamanho. Quando em operação, a moldura que suporta a rede fica em posição vertical enquanto que a moldura horizontal, que corresponde à área de amostragem, é pressionada manualmente contra o fundo. É o mais usado e também o mais indicado para a amostragem em locais de difícil acesso, pois é dobrável e mais leve, o que facilita o seu transporte em terreno acidentado.

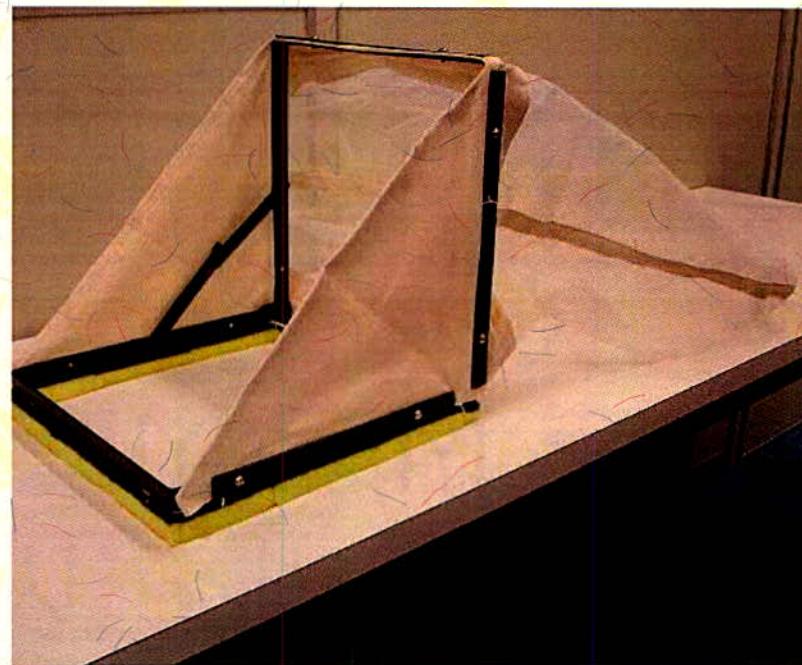


Figura 30. Delimitador Surber (Foto: Lucy L. Ogura).

O Hess-Canton (Fig. 31), outro tipo de delimitador, pode ser montado em tubo de PVC ou acrílico, onde são feitas duas aberturas: uma a ser posicionada para montante, protegida por uma rede, de forma a não permitir contaminação por material indesejado, e a outra, oposta à primeira, contém a rede, em forma de saco em que os organismos são aprisionados. A área interna do tubo corresponde à área de amostragem.



Figura 31. Delimitador Hess-Canton (Foto: Helena M. Watanabe).

Nos amostradores Surber e Hess-Canton, a correnteza é utilizada como força motriz que conduz os organismos desalojados da área delimitada, por raspagem com as mãos ou pás, para o fundo das redes. No momento da coleta deve-se tomar cuidado para que não fiquem frestas na base do equipamento e para que não se perturbe o substrato rio acima. Para minimizar as perdas de organismos, recomenda-se acoplar material flexível, como esponjas, à sua base.

O delimitador de bento de substrato consolidado (costões rochosos) para porcentagem de cobertura consiste em uma armação retangular de PVC, que pode ser de 22cm x 18cm (amostrando uma área de 396cm²), na qual são presos fios de náilon em intervalos regulares, tanto na direção horizontal, quanto na vertical (Fig 32 e 33).

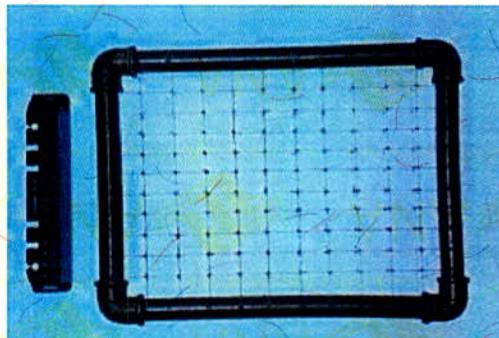


Figura. 32. Detalhe do delimitador para estimativa da porcentagem de cobertura de comunidades de costão rochoso (Fonte: LOPES, 1997).

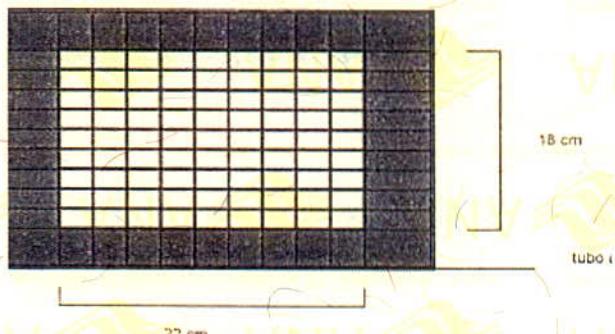


Figura 33. Dimensões do delimitador (Fonte: MILANELLI, 2003).

Outro método utilizado para as avaliações de cobertura das populações de substrato consolidado é o fotográfico. As fotografias são tomadas com a utilização de uma câmera fotográfica com lente "close-up" (Fig. 34), que enquadra, por meio de um suporte com um delimitador, uma área padronizada do substrato.

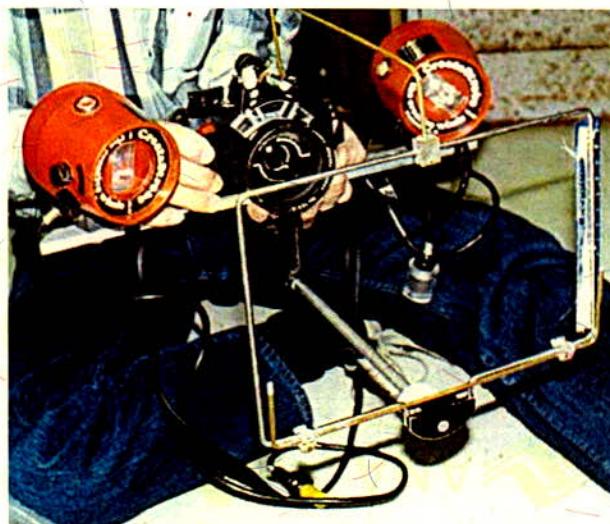


Figura. 34. Máquina fotográfica montada com lente "close-up", suporte com delimitador de enquadramento e flashes (Foto: Guiomar J. Fornasaro).

Para a determinação da estrutura espacial de comunidades de costão podem ser utilizados vários tipos de amostradores, cujas dimensões estão relacionadas à distribuição dos indivíduos no substrato, bem como a presença de espécies menos comuns e mesmo raras. A figura 35

apresenta um delimitador para essa finalidade confeccionado em madeira, com dimensão de 10cm x 50cm, dentro do qual corre um menor, de 10cm x 10cm, subdividido em quadrículos de 1cm x 1cm (Milanelli, 1994). Os delimitadores anteriormente mencionados nas figuras 32 e 33 também podem ser empregados para amostragem da porcentagem de cobertura (dimensão de 22cm x 18cm); a diferença consiste no modo de amostragem devido às finalidades distintas (Lopes ,1997 e Milanelli, 2003).

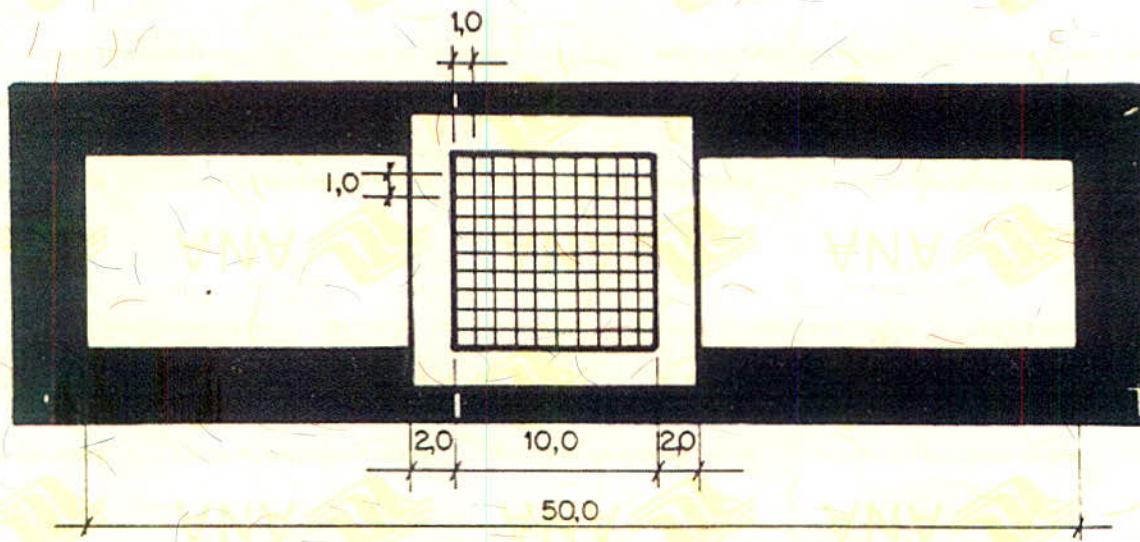


Figura 35. Detalhe do delimitador para estimativa da estrutura espacial de comunidades de costão rochoso, indicando suas respectivas dimensões (Fonte: MILANELLI, 1994).

A determinação do declive de costão rochoso é feita por meio de duas réguas de madeira. Ambas são confeccionadas em madeira, com comprimento de 200cm, marcada de 1cm em 1cm, com numerações a cada 10cm. A largura da barra é variável, preferencialmente em torno de 5cm, com espessura em torno de 1cm, o que a torna suficientemente resistente e de fácil manuseio.

As definições do declive e do perfil da praia são feitas com um *declivímetro*, aparelho desenvolvido pela CETESB. É constituído por três barras cilíndricas de aço, com 1 metro de comprimento cada, e uma barra horizontal que corre por duas barras verticais, uma delas graduada em centímetros (Fig. 36).

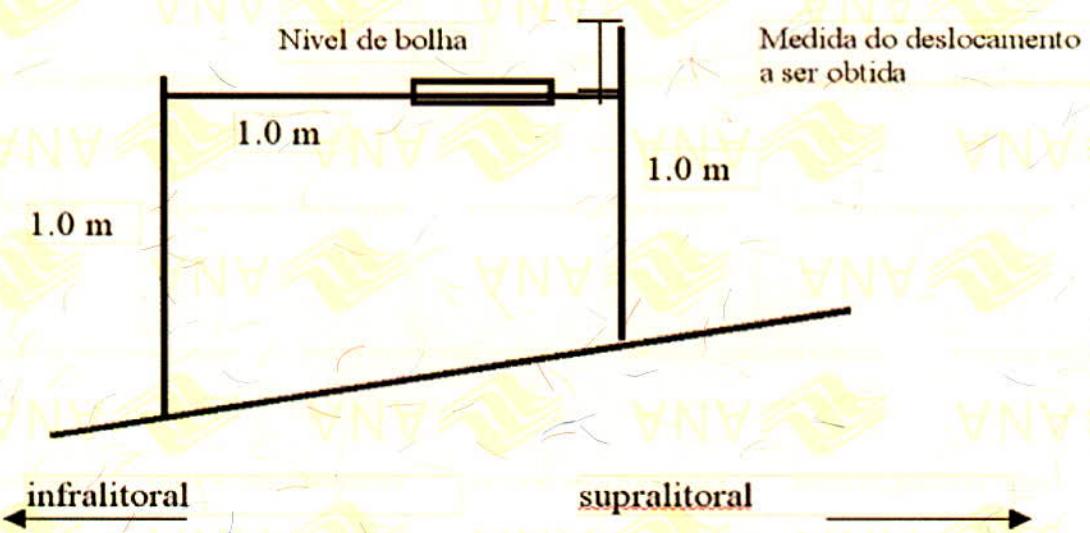


Figura 36. Medidor de declive de praia (Fonte: Milanelli, 2003).

5.3.8 Rede Manual

Redes manuais servem à coleta qualitativa ou semiquantitativa da macrofauna bentônica em ambientes rasos (lênticos e lóticos), de até 70 cm de profundidade, e da fauna associada a bancos de macrófitas (Fig. 37) em água doce. Na avaliação semiquantitativa, o esforço amostral deve ser padronizado em termos temporais ou espaciais. Um método bastante utilizado em biomonitoramento com macroinvertebrados bentônicos em riachos é chamado “kick sampling”.

Neste método, a rede manual, geralmente de formato retangular, é posicionada transversalmente ao curso do rio, de forma a ter sua abertura direcionada para a nascente. O técnico coletor posiciona-se à frente da rede e literalmente chuta o substrato desde uma distância previamente padronizada. Com este movimento, os organismos que colonizam este substrato serão desalojados e capturados na rede.

Com abertura de forma triangular, retangular ou semicircular (Rede D), a rede deve ter preferencialmente abertura de malha de 0,25mm a 0,90mm. Aberturas menores acarretam problema de refluxo de água, podendo ocasionar perda de organismos.



Figura 37. Rede Manual (Foto: Helena M. Watanabe).

5.4 Substrato Artificial

Existe uma variedade grande de tipos de substratos artificiais, desenvolvidos para diferentes ambientes e objetivos de amostragem. De uma forma geral, esses amostradores prestam-se à amostragem qualitativa e semiquantitativa da macrofauna bentônica e do perifiton, em ambientes lóticos pouco profundos ou lêntico litorâneo. A amostragem com substrato artificial é não destrutiva e adequa-se a: (a) estudos de biomonitoramento da qualidade das águas em ambientes de acesso restrito; (b) inventário faunístico em áreas de proteção ambiental; (c) atividades de educação ambiental; (d) auxiliar no levantamento faunístico, somando-se a outras técnicas de amostragem; (e) coleta em situações em que seja impraticável o uso de outros amostradores, como em rios mais profundos (em que as dimensões do substrato artificial sejam compatíveis com a profundidade local, no período seco), de fundo pedregoso ou em laje.

As principais desvantagens em seu uso referem-se à: (a) necessidade de duas viagens a campo (instalação e coleta); (b) susceptibilidade ao vandalismo, o que acarreta perda ou má geração de dados; (c) limitação do histórico do dado à extensão do período de exposição; (d) avaliação da qualidade da água e não do sedimento natural; (e) necessidade de definição prévia do tempo de exposição ideal (em que não há mais aumento de riqueza no processo de colonização), que irá variar com o tipo de substrato e ambiente de estudo.

Estudos com substratos artificiais devem ser evitados no verão, já que enchentes podem aumentar a probabilidade de perda e causar distúrbios no processo de colonização.

5.4.1 Cestos com Pedras (Zoobentos)

Os cestos preenchidos com pedras desenvolvidos pela CETESB (Fig. 38) são retangulares, confeccionados em tela plástica resistente e com abertura de malha de 1cm a 2cm (KUHLMANN et al, 2003). Exibem uma alça superior para facilitar a manipulação, feita em tubo fino de PVC. São preenchidos com pedra de brita de diâmetro aproximado de 4cm e seu peso final é, em média, entre 7kg e 8kg. O uso da pedra de brita foi adotado tendo em vista sua rugosidade, que facilita a colonização, e fácil obtenção.



Figura 38. Substrato artificial do tipo cesto preenchido com pedra de brita (Foto: Monica L. Kuhlmann).

Na instalação, cada cesto deve ser preso pela alça a uma corda de náilon, fixada em um ponto da margem pela outra extremidade. Como ponto de fixação podem ser usadas árvores ou, quando essas não ocorrerem, estacas de madeira. É importante camuflar (com barro ou vegetação, por exemplo) tanto as estacas quanto as partes expostas da corda. As réplicas de substrato devem ser colocadas em pontos diferentes, selecionados de forma aleatória com distância mínima de 2 metros, mas próximos à margem. A localização dos cestos deve ser registrada em um croqui ou registro fotográfico do local de coleta para facilitar seus resgates.

Como medida preventiva à perda de animais por lavagem pelo filme de tensão superficial da água, pode-se (a) costurar um pedaço de tela no fundo e nas laterais do cesto; (b) colocar uma rede manual sob o cesto, antes de retirá-lo da água, lavando o material aprisionado na rede no saco plástico, onde o cesto for acondicionado; (c) acondicionar o cesto diretamente no saco plástico, ainda quando este estiver sob a superfície da água.

5.4.2 Flutuador com Lâminas (Perifiton)

Flutuadores constituem uma opção, dentre os substratos artificiais utilizados para o estudo e coleta de perifiton. Os flutuadores desenvolvidos pela CETESB (Fig. 39) são retangulares, confeccionados com dois tubos de PVC e comportam lâminas de vidro usadas em microscopia comum, que são presas em encaixes existentes nas placas laterais de acrílico. Em uma das extremidades de cada tubo de PVC, há um orifício que permite amarrar uma corda de náilon e prender o flutuador em um ponto fixo da margem, como uma árvore, por exemplo (Fig. 40).

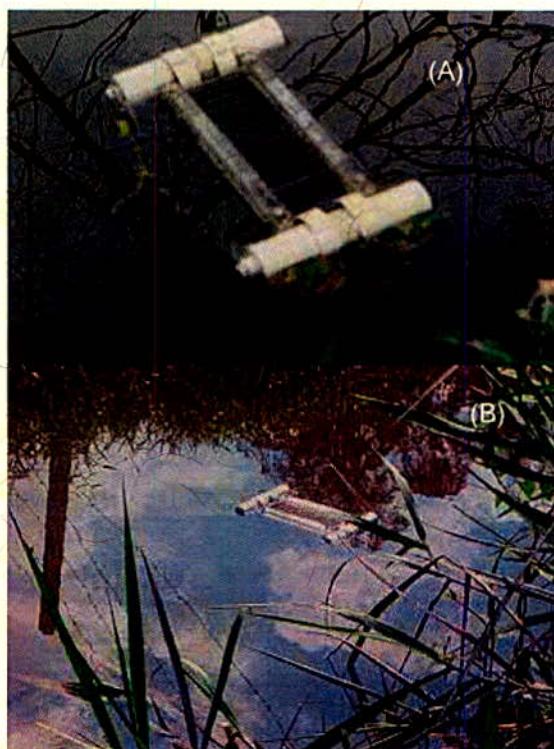


Figura 39. Substrato artificial do tipo flutuador, com lâminas de vidro: (A) Vista superior do flutuador; (B) Vista do flutuador instalado próximo à margem (Foto: Rita Cerqueira Ribeiro de Souza).

A localização dos flutuadores deve ser registrada em um croqui ou registro fotográfico do local de coleta, anotando-se pontos de referência e coordenadas geográficas para facilitar o resgate dos mesmos. É aconselhável a instalação dos flutuadores em locais pouco freqüentados e protegidos, para evitar a perda pelo manuseio por estranhos e/ou roubo.

Existem flutuadores de diferentes modelos, como aqueles com tubos ou placas múltiplas de diferentes materiais (por exemplo madeira, acrílico) ao invés de lâminas. Perifitômetros podem ser comprados em algumas lojas especializadas em material e equipamentos para estudos limnológicos e podem ser usados em reservatórios ou rios/riachos.

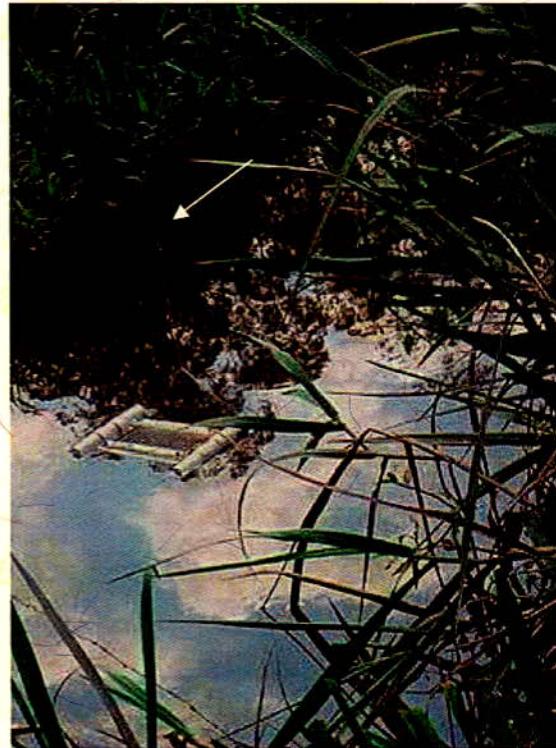


Figura 40. Substrato artificial do tipo flutuador, com lâminas de vidro: Detalhe do fio náilon de sustentação do flutuador (Foto: Rita Cerqueira Ribeiro de Souza)

5.5 Substrato Natural

- **Perifitômetro com escova (VIS, 1997, modificado)**

Perifitômetros com escovas são utilizados para coleta de perifiton em substratos naturais consolidados (rochas) e podem ser usados para coleta em rios e riachos rasos, em rochas que não podem ser removidas.

O perifitômetro com escova adaptado pela CETESB (Fig. 41) consiste em um tubo de acrílico ao qual são acoplados uma escova e uma pêra de sucção. A escova é presa na parte superior do equipamento por uma peça de borracha flexível, que permite movimentá-la em todas as direções por meio de um cabo, externo. Um furo permite a passagem de mangueira de borracha, à qual se prende uma pêra de sucção. Do outro lado do tubo, uma mangueira mais fina serve para transferência da amostra do equipamento para o frasco de coleta.



Figura 41. Perifitômetro com escova -VIS, 1997, modificado (Foto: Rita Cerqueira Ribeiro de Souza).

Na parte inferior do equipamento, que é aberta, uma borracha com diâmetro de medida conhecida permite que o equipamento seja encostado no substrato que se pretende amostrar, possibilitando uma medida quantitativa, relativa à área do amostrador, dos organismos coletados.

Na Tabela 3 estão relacionados os amostradores de substratos apresentados nesse capítulo, trazendo as principais vantagens e desvantagens das aplicações de seus usos.

Tabela 3. Principais características de alguns amostradores de sedimento, comunidades bentônicas e perifíticas.

EQUIPAMENTO	AMBIENTE	USO	VANTAGENS	DESVANTAGENS
PEGADORES				
Ponar	<ul style="list-style-type: none"> • marinho e estuarino. • água doce – rios profundos e margens de reservatórios. 	<ul style="list-style-type: none"> • em substrato grosso e duro (arenoso à cascalho). • para ensaios químicos, toxicológicos, microbiológicos e de comunidades bentônicas. • a versão maior (523 cm^2) é mais indicada para ambientes marinhos, estuarinos e prístinos de água doce; a menor (232 cm^2) para locais de água doce poluídos. • serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade bentônica. 	<ul style="list-style-type: none"> • apresenta vários tamanhos. • é considerado o melhor amostrador quantitativo em substrato duro para a comunidade bentônica. • as placas laterais e telas previnem a perda de amostra no fechamento e reduzem a formação de ondas de choque. • possui pino de segurança. 	<ul style="list-style-type: none"> • a amostra obtida não é tão íntegra quanto em amostragens com testemunhador ("corer"). • a versão maior é pesada e necessita de guincho. • não é muito adequado para uso em substrato mole, podendo haver perda de partículas finas por ondas de choque e não captura adequadamente organismos que se enterram mais profundamente. • suas garras podem ser bloqueadas por pedras, galhos ou outros detritos, acarretando perda de amostra. • é possível ocorrer contaminação da amostra por metais que possam compor a estrutura do pegador (verificar o material empregado na confecção do equipamento).
Petersen ou van Veen modificado	<ul style="list-style-type: none"> • marinho e estuarino. • água doce – rios profundos e margens de reservatórios. 	<ul style="list-style-type: none"> • em substrato grosso e duro (arenoso à cascalho). • para ensaios químicos, toxicológicos, microbiológicos e de comunidades bentônicas. • a versão maior (588 cm^2 e 1000 cm^2) é mais indicada para ambientes marinhos e estuarinos; a menor (390 cm^2) para locais de água doce. • serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade bentônica. 	<ul style="list-style-type: none"> • apresenta vários tamanhos. • captura grande volume de sedimento. 	<ul style="list-style-type: none"> • a amostra obtida não é tão íntegra quanto em amostragens com testemunhador ("corer"). • as versões média e maior são pesadas e necessitam de guincho. • não é muito adequado para uso em substrato mole, havendo perda de partículas finas por ondas de choque e de organismos que se enterram mais profundamente • suas garras são frequentemente bloqueadas por pedras, galhos ou outros detritos, acarretando perda de amostra. • é possível ocorrer contaminação da amostra por metais que possam compor a estrutura do pegador (verificar o material empregado na confecção do equipamento).

EQUIPAMENTO	AMBIENTE	USO	VANTAGENS	DESVANTAGENS
Ekman-Birge	<ul style="list-style-type: none"> estuarino. água doce – região profunda de reservatórios e regiões de fraca correnteza em rios. 	<ul style="list-style-type: none"> em substrato fino e mole (arenoso fino à argiloso). para ensaios químicos, toxicológicos, microbiológicos e de comunidades bentônicas. serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade bentônica. a modificação de Lenz permite estratificação e estudos ao longo do perfil vertical do sedimento. 	<ul style="list-style-type: none"> é leve e de fácil operação. reduz as ondas de choque pela existência de placas que se abrem no topo. a amostra é obtida quase íntegra, permitindo subamostragem. 	<p>equipamento).</p> <ul style="list-style-type: none"> a amostra obtida não é tão íntegra quanto em amostragens com testemunhador ("corer"). é muito leve para ser usado em substrato duro ou sob correnteza moderada ou forte. suas garras frequentemente não fecham totalmente por falha no mecanismo. é possível ocorrer contaminação da amostra por metais que possam compor a estrutura do pegador (verificar o material empregado na confecção do equipamento). é possível a perda de material fino na subida do amostrador.
REDES e DELIMITADORES				
Simples ou múltiplo	<ul style="list-style-type: none"> marinho e estuarino. água doce – rios profundos e região profunda de reservatórios. 	<ul style="list-style-type: none"> em substrato fino e mole (arenoso fino à argiloso). para ensaios químicos, toxicológicos, microbiológicos e de comunidades bentônicas. a versão maior ($45,6\text{cm}^2$) é mais indicada para ambientes marinhos e estuarinos; a menor ($20,3\text{ cm}^2$) para locais de água doce. serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade bentônica. 	<ul style="list-style-type: none"> a amostra é obtida íntegra, permitindo estratificação e estudos ao longo do perfil vertical do sedimento. a perturbação da interface sedimento-água é mínima. é adequado para coleta de organismos que se enterram profundamente em sedimento mole. o pequeno tamanho amostral permite maior número de replicatas, com redução do tempo de ensaio. existem vários modelos (por ex.: fechamento por gravidade ou mensageiro), diâmetros e comprimentos. pode apresentar válvulas de funcionamento automático que previnem 	<ul style="list-style-type: none"> aqueles que operam por gravidade podem apresentar problemas de funcionamento e ocasionar perda da amostra. a área de amostragem é limitada, requerendo repetição da operação e retirada de tubos. devido a pequena área de amostragem, não permite precisão na estimativa da biomassa bentônica e de densidade populacional de organismos bentônicos de maior porte. não retém areia. muitos modelos requerem barco e guincho na operação. é necessário cuidado no manuseio para evitar perda de sedimento na retirada da amostra.

EQUIPAMENTO	AMBIENTE	USO	VANTAGENS	DESVANTAGENS
Manual	• marinho, estuarino e de água doce rasos.	• em substrato fino e mole (arenoso fino à argiloso). • para ensaios químicos, toxicológicos, microbiológicos e de comunidades bentônicas. • serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade bentônica.	a perda da amostra. • baixo risco de contaminação da amostra por metais que possam compor a estrutura do pegador devido ao uso de material inerte na confecção dos tubos removíveis.	• a área de amostragem é limitada, requerendo repetição da operação e retirada de tubos. • devido a pequena área de amostragem, não permite precisão na estimativa da biomassa bentônica e de densidade populacional de organismos bentônicos de maior porte. • não retém areia. • é necessário cuidado no manuseio para evitar perda de sedimento na retirada da amostra .
Rede para “kick sampling”	• riachos rasos (profundidade inferior a 32 cm) de correnteza moderada.	• em substrato grosso e duro (arenoso grosso, cascalho e seixos). • para ensaios de comunidades bentônicas. • serve para amostragem semi-quantitativa e	• a amostra é de fácil processamento analítico. • é de fácil construção e operação. • equipamento de baixo custo. • pode ser usado em banco de macrófitas.	• necessita de experiência do coletor, que deve ser capaz de reconhecer os diferentes -meso hábitats do local.

EQUIPAMENTO	AMBIENTE	USO	VANTAGENS	DESVANTAGENS
		qualitativa da comunidade bentônica.		
Hess	• riachos rasos (profundidade inferior a 32 cm) de correnteza moderada.	<ul style="list-style-type: none"> • em substrato grosso e duro (arenoso grosso, cascalho e seixos). • para ensaios de comunidades bentônicas. • serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade bentônica. 	<ul style="list-style-type: none"> • amostra uma unidade de área definida e totalmente cercada, o que impede a perda lateral de organismos. • a amostra é de fácil processamento analítico. • é de fácil construção e operação. • equipamento de baixo custo. 	<ul style="list-style-type: none"> • difícil de ser colocado sobre alguns substratos, podendo ocorrer perda de organismos pela parte inferior do equipamento. Adaptações com espuma na base do equipamento melhoraram a sua aderência ao fundo, minimizando essa perda. • não pode ser usado eficientemente sob correnteza branda. • necessita de experiência do coletor, que deve ser capaz de reconhecer os diferentes mesohábitats do local. • é pesado e volumoso, o que dificulta o seu transporte, principalmente em trilhas.
Surber	• riachos rasos (profundidade inferior a 32 cm) de correnteza moderada.	<ul style="list-style-type: none"> • substrato grosso e duro (arenoso grosso, cascalho e seixos). • para ensaios de comunidades bentônicas. • serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade bentônica. 	<ul style="list-style-type: none"> • amostra unidade de área definida. • a amostra é de fácil processamento analítico. • é de fácil construção e operação. • equipamento de baixo custo. 	<ul style="list-style-type: none"> • difícil de ser colocado sobre alguns substratos, podendo ocorrer perda de organismos pela parte inferior do equipamento. Adaptações com espuma na base do equipamento melhoraram a sua aderência ao fundo, minimizando essa perda. • pode ocorrer perda de organismos pela lateral da rede, devido a área de amostragem não ser totalmente cercada. • não pode ser usado eficientemente sob correnteza branda. • necessita de experiência do coletor, que deve ser capaz de reconhecer os diferentes mesohábitats do local.

EQUIPAMENTO	AMBIENTE	USO	VANTAGENS	DESVANTAGENS
Perifitômetro com escova	• agua doce – rios rasos com rochas.	consolidado. • serve para amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade perifítica.	• é de fácil manipulação. • é um equipamento de fácil confecção e custo relativamente baixo.	rasos, com rochas. • demanda cuidados especiais na limpeza da escova, borrachas e mangueiras antes do uso entre diferentes locais de coleta. • não há padronização do tipo de superfície do substrato.
SUBSTRATO ARTIFICIAL				
Cesto com pedras	• rios, riachos e margens de reservatórios.	• em substrato grosso e duro (arenoso a rochoso). • para ensaios de comunidades bentônicas (amostragem semi-quantitativa e qualitativa).	• padroniza o substrato de coleta. • permite amostragem em locais duros demais para uso de outros amostradores. • a amostra é de fácil processamento analítico. • é de fácil construção e operação. • equipamento de baixo custo.	• o tempo de colonização dos organismos é espacial e temporalmente variável. Por isso, exige um estudo prévio de tempo de colonização dos organismos para cada ambiente em que o equipamento for empregado. • exige duas viagens a campo (instalação e retirada). • só reflete as condições do ambiente no período de colonização. • é seletivo para alguns organismos, favorecendo a coleta de insetos. Consequentemente, não retrata a estrutura da comunidade bentônica do local de amostragem. • é frequente a perda de amostras por vandalismo ou inundações no local.
Flutuador com lâminas	• rios, riachos e margens de reservatórios	• para coleta de perifiton. • amostragem quantitativa e qualitativa da comunidade perifítica.	• padroniza o substrato de coleta. • a amostra é de fácil processamento analítico. • é de fácil construção e operação. • é um equipamento de baixo custo.	• o tempo de colonização dos organismos é espacial e temporalmente variável. Por isso, exige um estudo prévio de tempo de colonização dos organismos para cada ambiente em que o equipamento for empregado. • exige duas viagens a campo (instalação e retirada). • só reflete as condições do ambiente no período

EQUIPAMENTO	AMBIENTE	USO	VANTAGENS	DESVANTAGENS
				<p>de colonização.</p> <ul style="list-style-type: none"> • é seletivo para alguns organismos e favorece o estudo de diatomáceas. Conseqüentemente, não retrata a estrutura da comunidade perifítica do local de amostragem. • é frequente a perda de amostras por vandalismo ou inundações no local.

5.6 Amostradores de Nécton

Existe uma variedade muito grande de amostradores de nécton para fins científicos (estudos de comunidades, de taxonomia, bioacumulação etc.) e a escolha do equipamento depende de diversos fatores, tais como: características do ambiente (rio, reservatório etc.), objetivos de estudo, estrutura da comunidade do local e época do ano. É uma amostragem que envolve vários técnicos e geralmente se estende por muitos dias, o que torna necessário um planejamento detalhado, considerando a disponibilidade de pessoal, recursos materiais e financeiros. Desta forma, antes de definir os procedimentos de amostragem de nécton, composto majoritariamente por peixes, é necessário consultar o item 6.1.7.8 do Capítulo 6, Comunidade Nectônica.

Os amostradores de nécton podem ser passivos ou ativos. Amostradores passivos são fixos ou estacionários, como anzol, espinhel, armadilha, rede de espera etc. Amostradores ativos são móveis, como as redes de deriva (rede de lance) e de arrasto e tarrafas. A captura com os amostradores passivos depende do movimento dos peixes em relação ao aparelho, enquanto que nos ativos, os peixes são capturados a partir do movimento do amostrador. Amostradores como anzol, espinhel e armadilhas dependem não só do movimento como também do comportamento do peixe em relação à isca utilizada. Quando do uso de redes, a escolha do tamanho das malhas (abertura entre nós) dependerá dos organismos e dos ambientes a que são destinadas.

Outros recursos podem ser utilizados na coleta de amostras ictiológicas científicas, como por exemplo: drogas (como o timbó), arpões e aparelhos elétricos. A seguir são listados alguns dos equipamentos mais utilizados na pesca científica para amostragem da comunidade nectônica. É importante destacar a necessidade de atender a legislação específica em vigor que rege esta atividade.

5.6.1 Aparelhos de Pesca Passivos

(1) Rede de espera

A rede de espera sem o emprego de isca é muito utilizada para a amostragem de peixes, pode ser empregada em diversos ambientes, e sua disposição na massa líquida é no plano vertical. Também conhecida como rede de poita, pode ser armada na superfície, meio e fundo. Consiste basicamente de uma malha retangular, de comprimento e altura variáveis, presa a um cordel superior no qual estão dispostas as bóias a intervalos regulares (tralha de bóias) (Figs. 42, 43 e 44). Na parte inferior há um cordel com pesos a intervalos regulares (tralha de chumbo). Na rede de superfície, a tralha de bóias deve apresentar poder de flutuação suficiente para sustentar o peso da panagem e a tralha de chumbo (lastro de baixo peso) e a rede deve ser presa a uma bóia ancorada, ou na margem.

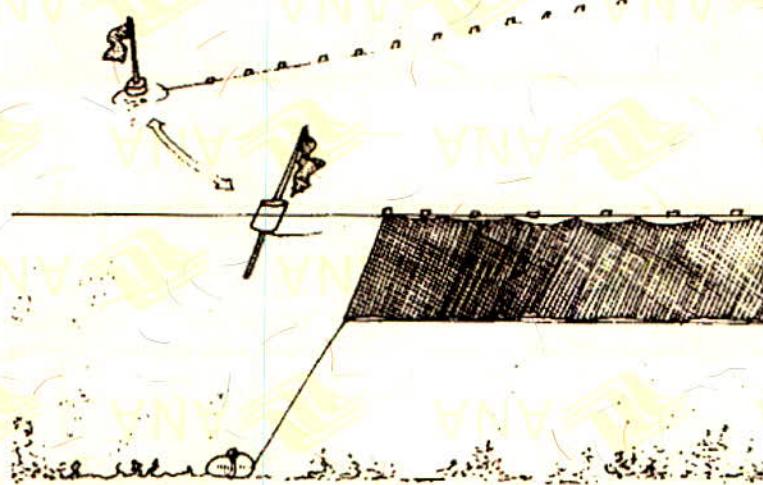


Figura 42. Rede de espera de superfície (Fonte: CETESB, 1988).



Figura 43. Rede de espera armada (Foto: Adriana C. C. R. de Deus).



Figura 44. Retirada da rede de espera (Foto: Adriana C. C. R. de Deus).

Variações no peso e na tralha de chumbo permitem a disposição da rede no meio da coluna d'água ou ancorada no fundo. Assim, a rede de espera de fundo (Fig. 45) deve ter lastros mais pesados e bóias menores. As extremidades dos cabos de bóia e da rede são presas na margem ou a uma bóia demarcada na superfície da água, por meio de um cabo suficientemente resistente para permitir a retirada da rede. Há também redes de espera com duas ou mais panagens diferentes sobrepostas, presas a um único cordel de bóias e de chumbada, como a rede feiticeira (ou de tresmalho).

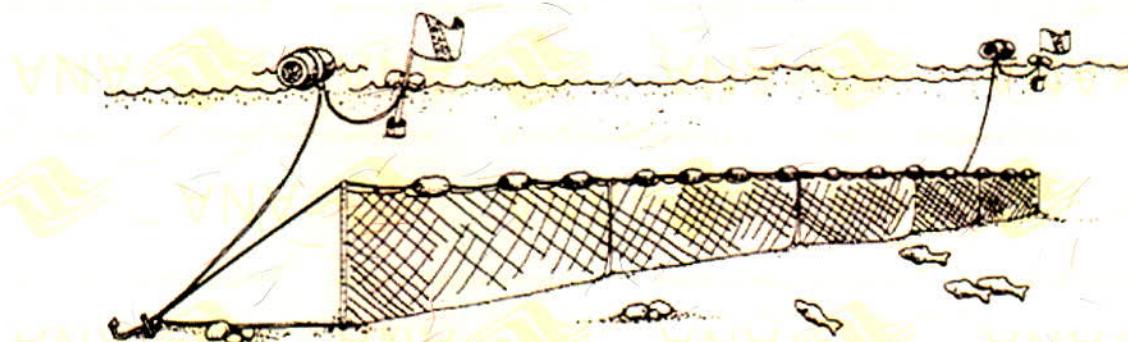


Figura 45. Rede de espera ancorada no fundo (Fonte: American Fisheries Society - Esquema utilizado com permissão).

(2) Espinhel ou linhada

Há uma grande variedade de espinhéis e, basicamente, são constituídos de uma linha mestra ao longo da qual se aplicam linhas secundárias com anzóis. A quantidade de linhas secundárias e o tipo de anzol vão depender das espécies de peixes a serem capturadas. O espinhel de superfície possui bóias ao longo da linha mestra, sendo suas extremidades presas a boias separadas e ancoradas ou presas em troncos, pedras ou qualquer outro suporte; o espinhel de fundo não apresenta bóias ao longo da linha mestra (Fig. 46).

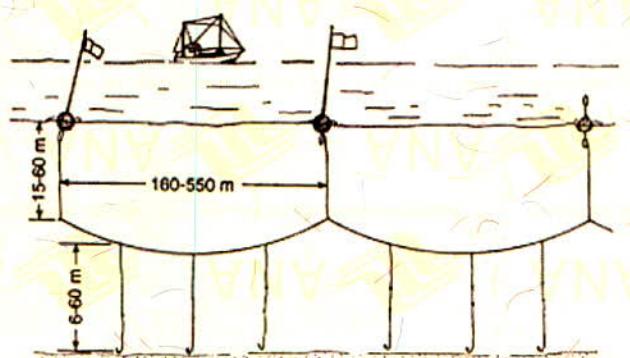
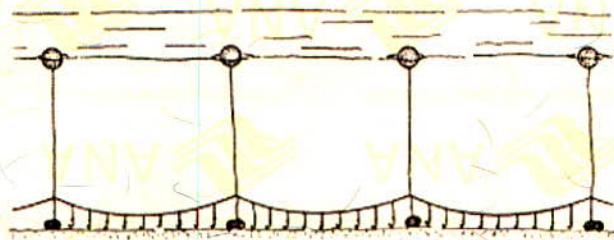


Figura 46. Exemplos de espinhéis (Fonte: American Fisheries Society - Esquema utilizado com permissão).

(3) Caniço ou vara de pesca

Esse mecanismo de pesca é constituído de uma vara de bambu e uma linha de náilon resistente, com ou sem bóia, e anzol na extremidade com isca viva ou artificial. Esse tipo de pesca pode ser realizado com uso de embarcação ou não (Fig. 47).



Figura 47. Caniço ou vara de pesca (Foto: Adriana C. C. R. de Deus).

(4) Curral (rede de estacas ou cerco)

Constitui-se de um cerco geralmente feito de taquaras trançadas, fixado no substrato por meio de estacas, onde existe apenas uma abertura que permite a entrada do peixe, mas não a sua saída. Por isso, é importante garantir que a parede do curral tenha altura suficiente para permanecer sempre acima do nível da água (para que possa ser feita a vistoria e coleta dos organismos) e trama bem fechada (para impedir a fuga dos peixes) (Fig. 48).



Figura 48. Curral (Foto: Adriana C. C. R. de Deus).

(5) Cesto ou canastra

Armadilha de forma variável, podendo ser cônica, côncava ou em fundo de saco. Sua confecção também é variável, podendo ser de taquara trançada, arame trançado ou aros de arame recobertos de malhagem de algodão (Figs. 49 e 50).



Figura 49. Cesto ou canastra (Foto: Adriana C. C. R. de Deus).



Figura 50. Cesto ou canastra (Foto: Adriana C. C. R. de Deus).

(6) Covo

Tipo de armadilha, de forma cilíndrica ou cônica, que permite a entrada do peixe, mas não a saída, podendo ser usado com ou sem isca. A entrada do covo é de forma cônica, com o vértice voltado para o interior, sendo flexível de modo a permitir a entrada do peixe. Na sua confecção emprega-se tela metálica, arame, taquara ou arame revestido de malha de náilon, algodão etc. (Fig. 51).

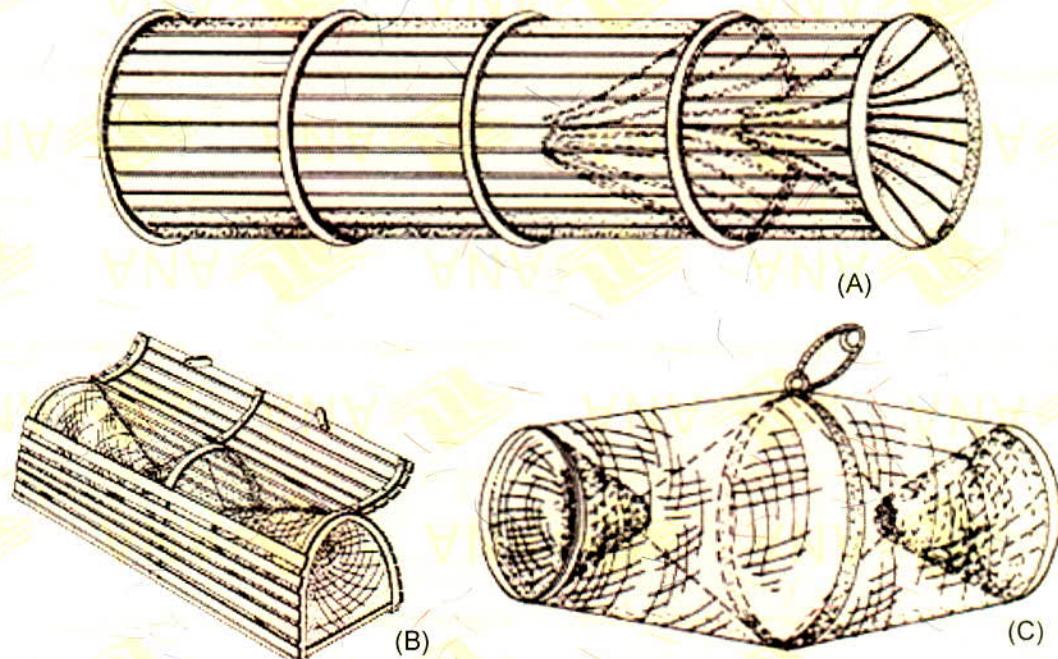


Figura 51. Diferentes armadilhas “Tipo Covo”: (A) Armadilha de forma cilíndrica; (B) Armadilha para pesca da lagosta; (C) Armadilha para peixes de pequeno porte em rios (Fonte: American Fisheries Society – Esquema utilizado com permissão).

5.6.2 Aparelhos de Pesca Ativos

(1) Rede de lance

Empregada principalmente para amostragem de peixes em corredeiras suaves e sem obstáculos, e em braços de estuário.

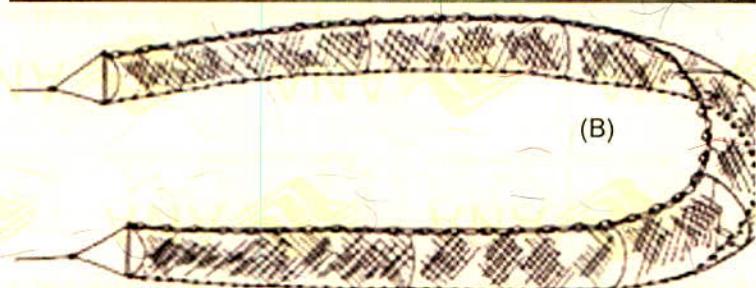
É também chamada de rede de deriva, pois é lançada no corpo d’água e acompanhada pela embarcação. Semelhante à rede de espera, consta de um único pano, mas o cordel inferior apresenta lastro de pesos menores e não usa poita nem bóias ancoradas. Nas extremidades da rede são colocados flutuadores que servem de guia e fazem com que ela permaneça aberta durante o trajeto.

(2) Rede de arrasto

Constituída de panagem inteira ou de duas partes. Na parte superior são colocadas bóias e na inferior, as chumbadas. As extremidades superiores e inferiores de cada lado da rede são amarradas a hastas laterais de madeira. Em locais pouco profundos, o arrasto pode ser feito diretamente pelas hastas, enquanto que em locais de maior profundidade e correnteza, onde é necessária a utilização de embarcação, uma corda de tração pode ser presa em cada uma das extremidades das hastas (Figs. 52 e 53).



(A)



(B)

Figura 52. Rede de arrasto manual: (A) Foto da rede de arrasto manual em operação; (B) Esquema da rede de arrasto manual (Fonte: American Fisheries Society – Foto e esquema utilizados com permissão).

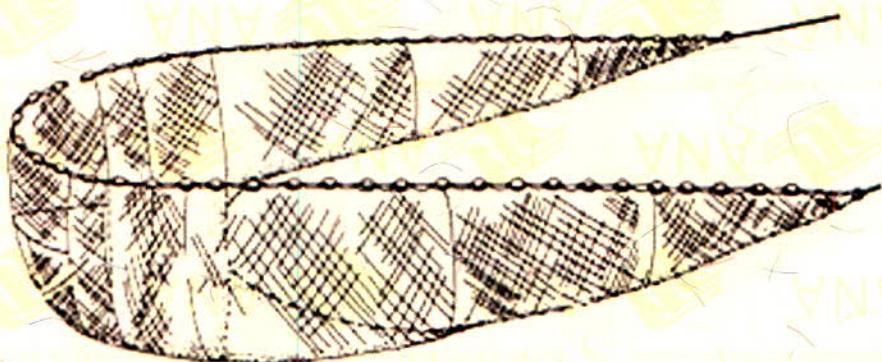


Figura 53. Rede de arrasto por embarcação (Fonte: American Fisheries Society – Esquema utilizado com permissão).

(3) Rede de saco

Consta de um pano de confecção semelhante à da rede de espera. No seu centro forma-se um saco semelhante a um coador, com malha de diâmetro maior que o das extremidades. A sua fixação se faz como a da rede de espera (Fig. 54).



Figura 54. Rede de arrasto manual do tipo saco: A) Foto da rede de arrasto manual tipo saco em operação; B) Esquema do detalhe do saco (Fonte: American Fisheries Society – Foto e esquema utilizados com permissão).

(4) Tarrafa

Empregada em locais de pouca profundidade, consta de uma rede de forma cônica, presa pelo vértice a um cabo, e cuja base circular é provida de tralha de chumbo, destinada ao fechamento do aparelho quando o cabo é tracionado. O seu lançamento é feito de modo que possa se abrir no ar, atingindo a superfície da água na maior área possível, e afundando rapidamente em virtude da tralha de chumbo (Fig. 55).

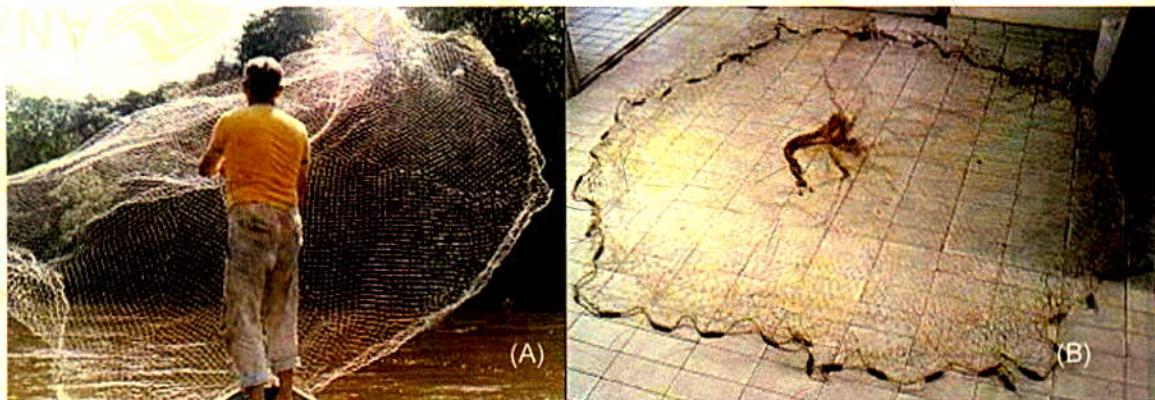


Figura 55. Tarrafa: (A) Tarrafa em uso; (B) Vista superior da tarrafa (Fotos: CETESB e Adriana C. C. R. de Deus).

(5) Linha de arrasto (corrico)

Consta de uma linha resistente com anzol e isca artificial, usada com o barco em movimento.

(6) Puçá e coador

São aparelhos geralmente utilizados para recolhimento de espécimes durante atividades de pesca ou em episódios de mortandade de organismos aquáticos. São constituídos de um círculo de metal ao qual se prende uma rede afunilada de tamanho variado. O círculo de metal é preso a um cabo de bambu, madeira ou a um cordel. Dependendo da região, a malha da rede pode diferir (Figs. 56 e 57).

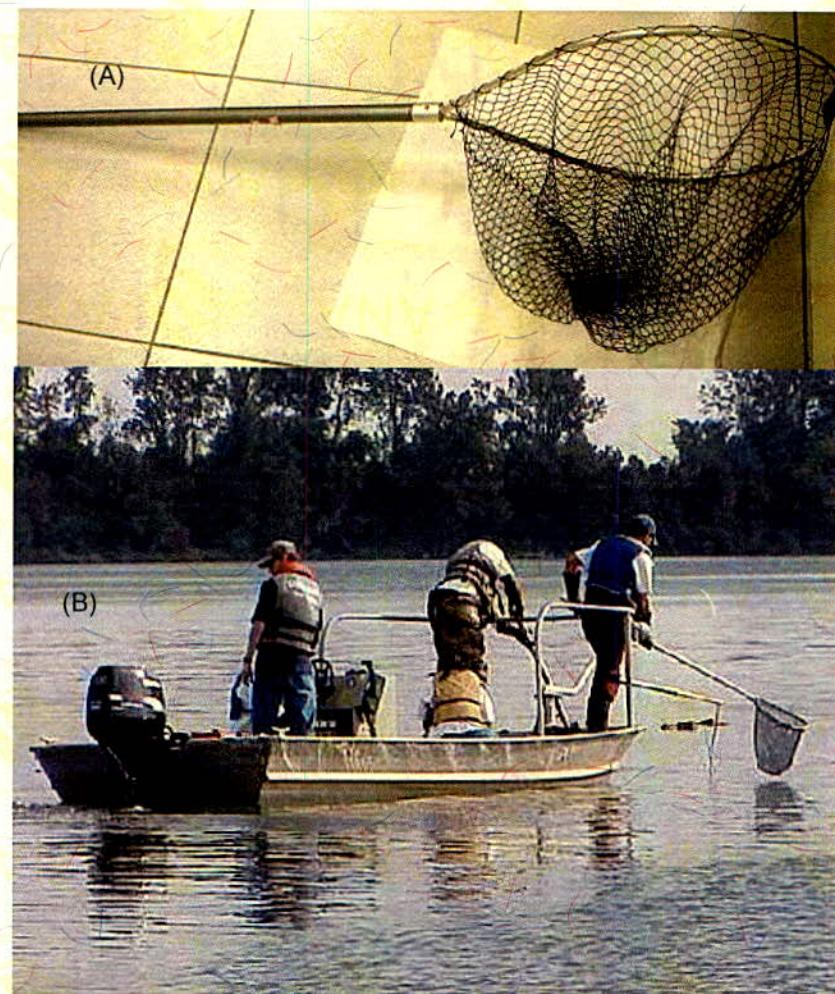


Figura 56. Puçá: (A) Vista lateral (Foto: Adriana C. C. R. de Deus); (B) Equipamento em uso (Fonte: American Fisheries Society – Foto utilizada com permissão).

(7) Pesca Elétrica

A pesca elétrica é um método de amostragem empregado para fins científicos. Esse tipo de coleta é normalmente utilizado em ambientes de águas rasas. A pesca elétrica pode ser empregada a partir de embarcação preparada para esse fim ou por meio de aparelhagem adaptada para uso móvel, tipo mochila (Fig. 57). Independentemente do equipamento a ser empregado, devem ser observadas as medidas de segurança necessárias para coleta em campo, principalmente as relativas aos riscos inerentes a descargas elétricas.