



# NORMA TÉCNICA

L5.314

Dez/1990  
22 PÁGINAS

Métodos de coleta de zooplâncton marinho e de água doce

**Companhia Ambiental do Estado de São Paulo**  
Avenida Professor Frederico Hermann Jr., 345  
Alto de Pinheiros CEP 05459-900 São Paulo SP  
Tel.: (11) 3133 3000 Fax.: (11) 3133 3402

<http://www.cetesb.sp.gov.br>

CETESB	<b>MÉTODOS DE COLETA DE ZOOPLÂNCTON MARINHO E DE ÁGUA DOCE</b>	L5.314
	Método de ensaio	DEZ/90

SUMÁRIO	Pág.
Introdução.....	1
1 Objetivo.....	1
2 Definições.....	1
3 Aparelhagem.....	2
4 Reagentes.....	3
5 Métodos de amostragem.....	3
6 Procedimento de amostragem.....	3
7 Manutenção dos aparelhos de amostragem.....	11
8 Preservação e estocagem de amostras.....	12
Anexo A - Aparelhos de amostragem (Figuras).....	15
Anexo B - Referências bibliográficas.....	23

## INTRODUÇÃO

É de fundamental importância, em um estudo de comunidades zooplanc<sup>o</sup> tônicas, a obtenção de amostras representativas, uma vez que somente amostras bem coletadas podem fornecer resultados satisfatórios.

Deste modo, a escolha do método de amostragem e do equipamento a ser utilizado deve ser revista cuidadosamente, antes do início efetivo do estudo.

É necessário, também, que se faça um levantamento dos dados existentes sobre a região, caso estudos anteriores tenham sido já levados a efeito na área. É aconselhável uma visita ao local e uma amostragem preliminar, sendo que nesta ocasião deverão ser testados os aparelhos de captura e a metodologia mais adequados ao tipo de ambiente. Baseado nos resultados desse reconhecimento e nos dados preliminares, o planejamento pode ser modificado para melhor atender aos objetivos do estudo.

## 1 OBJETIVO

Esta Norma prescreve os vários métodos de coleta, preservação e estocagem de amostras de zooplâncton marinho e de água doce, a fim de que se possa estabelecer os instrumentos e a metodologia mais adequados a qualquer estudo que se deseje desenvolver.

## 2 DEFINIÇÕES

### 2.1 Zooplâncton

É o conjunto de animais suspensos ou que nadam na coluna d'água, in- capazes de sobrepujar o transporte pelas correntes devido ao pequ- no tamanho ou sua limitada capacidade de locomoção. Muitas vezes apresentam estratificação e migrações verticais relacionadas a fato- res físico-químicos e biológicos, como luz, correntes, clima e ali- mento. Pode ser encontrado no mar, tanques, pântanos, rios, lagos ou qualquer manancial com condições favoráveis à sua sobrevivência.

Praticamente todos os grupos de invertebrados estão representados no zooplâncton marinho, seja como adultos, larvas ou ambos, assim como os ovos e larvas de peixes.

Os principais grupos que constituem o zooplâncton dulcícola são os protistas não fotossintetizantes de vida livre, rotíferos, diversas classes de crustáceos, platielmintes e gastrótricos.

### 2.2 Ambiente lótico (ou de águas correntes)

Ambiente constituído pelas águas continentais com movimento conti- nuo e direção definida. Exemplo: veios de água, riachos, rios, etc.

### 2.3 Ambiente lêntico (ou de águas paradas)

Ambiente constituído por corpos de águas continentais essencialmente paradas. Exemplo: lagos, lagoas, pântanos, represas, etc.

### 2.4 Ambientes eutróficos

Ambientes com elevada produtividade primária, devido ao alto teor de nutrientes, possuindo poucas espécies, mas com muitos indivíduos.

### 2.5 Ambientes oligotróficos

Ambientes que apresentam baixo teor de nutrientes, sendo insuficien- te para produzir altas densidades de algas, mas com elevado número de espécies.

### 2.6 Zona bêntica

Região próxima ao fundo, onde são encontrados os organismos cujo ci- clo de vida depende diretamente do substrato.

## 3 APARELHAGEM

3.1 Aparelhos de amostragem (os citados a seguir são os mais utili- zados em coletas):

- a) Garrafa van Dorn;
- b) Redes de plâncton;
- c) Bomba de sucção.

3.2 Material para preservação e estocagem:

- a) Frascos descartáveis de 500 mL a 1 litro;
- b) Pissetes.

4 REAGENTES

4.1 Formaldeído 40% (formol comercial) neutralizado com  $\text{NaHCO}_3$  (bicarbonato de sódio). Dissolver 5 g de  $\text{NaHCO}_3$  em 1 litro de formol comercial 40%.

4.2 Bórax comercial. Alguns autores recomendam a neutralização do formol comercial com bórax (tetraborato de sódio). Dissolver 30-40 g de bórax em 1 litro de formaldeído 40%.

4.3 Solução de Rosa de Bengala a 0,02%. Esta solução é indicada para diferenciar matéria animal e vegetal, a qual é quimicamente específica para carapaças (conchas) de organismos zooplanctônicos. Dissolver 0,2 g de rosa de Bengala em 1 litro de água destilada.

4.4 Fixador de Steedman. Esta solução é indicada para fixar organismos marinhos. Para preparar 1 litro de solução deve-se usar:

Formaldeído neutralizado 40%.....	25 mL
Propileno fenoxitol.....	10 mL
Propileno glicol.....	100 mL
Água do mar filtrada.....	865 mL

5 MÉTODOS DE AMOSTRAGEM

A adoção de técnicas seguras de coleta constitui um dos requisitos básicos em estudos da comunidade zooplanctônica, sendo que não há regras gerais para a escolha, dependendo, portanto, do problema particular a ser analisado e senso crítico na adequação dos métodos.

5.1 Amostragem quantitativa

Estima o número ou biomassa dos vários componentes do zooplâncton, ou o número de organismos de cada espécie por unidade de volume de água (densidade).

5.2 Amostragem qualitativa

Fornece indicações quanto à diversidade e abundância relativa, e quanto às espécies de organismos que podem ser encontrados em determinada região.

6 PROCEDIMENTO DE AMOSTRAGEM

## 6.1 Ambiente dulcícola

### 6.1.1 Garrafas de amostragem

As amostras podem ser obtidas com garrafas de amostragem, tanto para análise qualitativa quanto para análise quantitativa, equipadas com dispositivo de fechamento automático e operadas com mensageiro. As garrafas variam no volume e mecanismo de fechamento, mas têm a característica comum de coletar um volume conhecido de água, sendo mais adequadas para amostragem de organismos pequenos, que não são possíveis de ser capturados com redes e que apresentam uma distribuição mais ou menos homogênea, como protozoários e pequenos rotíferos. Contudo, para esse tipo de amostragem, são preferidas garrafas cujas válvulas de fechamento são construídas de modo a produzir o mínimo de distúrbio na água quando operadas, para não provocar reações de fuga por parte dos animais.

Em regra, a amostragem consiste na coleta de volumes conhecidos de uma série de profundidade pouco espaçadas, sendo geralmente necessário um grande número de amostras para se caracterizar a comunidade quanto à sua distribuição.

Entre os vários tipos de garrafas existentes, a mais comumente utilizada é a van Dorn (ver Figura 1 do Anexo A), que, embora tenha sido desenvolvida com a finalidade de atender às necessidades do estudo da distribuição vertical do zooplâncton, tem sido utilizada também com outros objetivos.

Fundamentalmente, a garrafa van Dorn consta de um cilindro de PVC, com capacidade de 5 a 20 litros. Para a coleta, faz-se descer a garrafa aberta em ambas as extremidades, de maneira que a água passe livremente pelo interior do cilindro, não havendo possibilidade de mistura da água das camadas superiores com as inferiores. Ao atingir a profundidade desejada, deve-se enviar pelo cabo o mensageiro, que aciona um dispositivo permitindo a vedação das aberturas do cilindro, trazendo água da profundidade desejada.

A vantagem da utilização da garrafa van Dorn é que sua forma cilíndrica e a posição das tampas quando abertas não oferecem resistência ao fluxo, provocando pouca turbulência.

A amostra obtida é filtrada em uma rede de forma cônica, de malha de nylon de 76  $\mu\text{m}$ , caso se pretenda incluir rotíferos e náuplios na amostragem.

Recomenda-se a coleta de um volume mínimo de 50 litros tanto para am

bientes lóticos como para lânticos. No caso de coleta em várias profundidades (amostra composta), sugere-se que a mesma seja realizada a cada metro, obtendo-se um volume mínimo final de 50 litros.

Atualmente, os pesquisadores vêm adotando a prática de amostragem com réplicas para cada local de coleta, em estudos de variabilidade temporal e espacial. Um número reduzido de réplicas deve ser coletado ao mesmo tempo e em diferentes horários, em poucas estações geográficas fixas. Isto levará a menos dúvidas quanto à representatividade das amostras, e também fornecerá um número significativo para cada uma, permitindo maior precisão da população estimada.

Outros tipos de garrafas de amostragem conhecidas são as de Friedinger e Ruttner. A garrafa do tipo Ruttner tem a desvantagem de que o seu fechamento provoca turbulência na água, formando ondas de pressão que podem afetar as camadas de plâncton; por outro lado, a garrafa de Friedinger apresenta modificação nas tampas: estas são horizontais em relação ao eixo da garrafa, e o fechamento é feito "cortando" a água, evitando turbulência.

#### 6.1.1.1 Deficiência dos métodos com garrafas:

- a) a maioria das garrafas é de pequena capacidade, o que aumenta muito o volume de trabalho, além de causar erros devido à heterogeneidade na distribuição espacial do zooplâncton;
- b) as garrafas geralmente não são adequadas para a coleta de organismos zooplânctônicos maiores ou que apresentam maior mobilidade, capazes de escapar na captura;
- c) comparando-se com redes de fechamento, as garrafas coletam amostras apenas a uma profundidade casual, correspondente à posição vertical do aparelho. Corre-se, então, o risco de não se amostrar agregados pouco extensos de plâncton abundante, ou, ao amostrá-los, proceder-se a uma sub ou superestimativa da população.

#### 6.1.2 Redes de plâncton

As redes de plâncton constituem a aparelhagem mais apropriada para estudos qualitativos do zooplâncton, porém, se o objetivo for um estudo quantitativo, deve-se equipar as redes com medidores de fluxo ou padronizar o tempo, a velocidade e a distância de arrasto, de acordo com o tipo de ambiente em questão.

A rede de plâncton comum (ver Figura 2 do Anexo A) consiste, basi

camente, de um cone truncado, com boca de 30 a 50 cm de diâmetro, e um copo coletor na extremidade inferior. No aro da boca são amarrados, equidistantemente, três cordéis unidos por uma argola de metal, pela qual se fixará uma corda graduada, para que se possa conhecer a profundidade no ponto de coleta. Na extremidade inferior encaixa-se o copo coletor, que pode ser rosqueado e apresentar orifícios com malha de nylon adequada (igual ou menor que a malha da rede), o qual vai armazenar os organismos retidos durante o processo de filtração. As redes devem ser constituídas por material que não seja facilmente suscetível a alterações e deformidades. Atualmente, as mais indicadas são confeccionadas com malha de nylon.

A confecção de uma rede de plâncton comum é simples:

- a) corta-se um pedaço de 1 m<sup>2</sup> de um tecido filtrante como indica a Figura 3 do Anexo A;
- b) se a largura do tecido é de 1,0 m, as duas peças pequenas restantes (b e c) são costuradas, resultando um pedaço igual ao indicado em a;
- c) acrescenta-se a cada pedaço uma borda superior de lona de 12 a 15 cm de largura (ambos são costurados para formar um cone);
- d) o interior da rede deve ficar uniforme e liso para que a filtração ocorra de modo suave;
- e) o aro da rede, por exemplo, de 56,6 cm de diâmetro, é costurado na borda superior da lona. Na extremidade inferior é preso um copo coletor que possui uma torneira para saída da amostra;
- f) a rede é provida de três cordéis para suspensão, que estão presos ao aro, e unidos por meio de uma manilha, onde se fixa o cabo de arrasto.

A coleta de microcrustáceos de água doce é bem sucedida usando-se redes de nylon com abertura da malha de 159 µm; entretanto, se se desejar incluir rotíferos e náuplios na amostragem, deve-se usar redes de malha de 76 µm.

#### 6.1.2.1 Redes de fechamento

Existem várias redes de fechamento (ver Figura 4 do Anexo A) que são equipadas com dispositivo que abre ou fecha a boca da rede quando acionado por um mensageiro, permitindo a coleta de amostras na profundidade desejada. As redes de fechamento mais comuns são as de

Nansen, Apstein e Clarke-Bumpus (ver Figura 5 do Anexo A).

#### 6.1.2.2 Outros tipos de redes

Várias modificações e adaptações da rede de plâncton comum foram in trodúzidas por diversos autores. Cita-se como principais tipos as redes de: Furhmann, Birge, Hensen (ver Figura 6 do Anexo A), Juday, Zeppelin e Wisconsin (ver Figuras 7 e 8 do Anexo A).

Para a realização de arrastos, é recomendável a utilização de um bar co equipado com guincho, com indicador de ângulo e um cabo de arra sto marcado a cada metro. Este cabo deve possuir um peso (3 a 5 kg) para afundar a rede, e a velocidade do barco é estabelecida de modo a manter o cabo a um ângulo de 60°, para facilitar os cálculos. A profundidade real da rede será igual ao comprimento do cabo multipli cado pelo co-seno do ângulo.

#### 6.1.2.3 Deficiência do uso de redes

Como as redes estão submetidas a uma crescente obstrução durante o arrasto, causando a deterioração de sua capacidade de coleta, na rea lidade só é filtrada uma fração do volume estimado, que representa a eficiência de filtração.

A eficiência de filtração pode ser calculada pela seguinte fórmula:

$$F = \frac{V}{A \cdot D}$$

onde:

- F = eficiência de filtração
- V = volume de água filtrada pela rede
- A = área da boca da rede
- D = distância do arrasto

Muitas vezes, os organismos são expulsos pela malha das redes; isto ocorre quando organismos muito maiores que a abertura da malha são comprimidos contra a rede e forçados através dela. Na prática, para arrastos de velocidade (0,7 - 1,0 m seg<sup>-1</sup>) é aconselhável o uso de rede com um tamanho de malha de cerca de 75% da largura do menor or ganismo a ser amostrado.

Basicamente, essas deficiências não podem ser definidas e evitadas, o que constitui a principal desvantagem no uso das redes para estu dos quantitativos.

#### 6.1.3 Tipos de amostragem

- a) Arrasto horizontal: dá-se preferência à amostragem por arrastos horizontais ou em determinados ângulos em luga

res onde a influência de fatores físicos, como vento e correntezas, é grande. Este tipo de coleta tem a finalidade de estimar a distribuição e abundância do zooplâncton dentro de uma camada de água em particular, utilizando-se uma rede comum, equipada com medidor de fluxo.

Para a coleta, deve-se fixar um peso junto à boca da rede, para mantê-la na profundidade desejada; a coleta deve ser feita com o barco em movimento, em velocidade constante.

- b) Arrasto vertical: esse tipo de amostragem deve ser realizada em regiões onde os fatores físicos quase não interferem na coleta da amostra. O princípio do arrasto é descer a rede com um peso, fixo junto ao copo coletor, para evitar que a mesma seja levada pela corrente, até a profundidade desejada e então ressuspendê-la até a superfície a uma velocidade constante. Possibilita a realização de uma análise quantitativa, uma vez que se conhece a espessura da coluna d'água percorrida pela rede durante o arrasto e, portanto, o volume da água filtrada é calculado a partir da seguinte fórmula:

$$V = \pi \cdot R^2 \cdot h$$

onde:

V = volume da água filtrada, em m<sup>3</sup>

R = raio da boca da rede, em metros

h = profundidade do arrasto vertical, em metros

Para se obter amostragens estratificadas quanto ao tamanho dos organismos zooplanctônicos, pode-se prender duas redes de malhagem diferente no mesmo cabo, separadas a curta distância.

No estudo da comunidade zooplanctônica, é mais indicada a coleta através de arrasto vertical desde a zona bêntica do manancial, pois o zooplâncton pode apresentar-se verticalmente descontínuo, com tendência a se concentrar em regiões mais profundas durante o dia, enquanto que no período noturno, ou na ausência de luz, sua distribuição tende a tornar-se mais homogênea na coluna d'água.

Em rios e lagos o zooplâncton pode ser amostrado da margem, lançando-se uma rede com peso, tão longe quanto possível, deixando afundar e recolhendo-se a uma velocidade de 0,5 a 1,0 m por segundo.

#### 6.1.4 "Armadilhas" de plâncton

Existem outros tipos especiais de amostradores, as "armadilhas" de plâncton, que são utilizadas em estudos quantitativos. A mais comum é a armadilha de Juday (ver Figura 9 do Anexo A).

A armadilha de Juday possui o mesmo princípio das garrafas, mas é especialmente projetada para amostragem de organismos zooplanc<sup>t</sup>ônicos, particularmente grandes copépodos. Entretanto, não é recomendada para lagos oligotróficos ou outros corpos d'água com poucos organismos. Além disso, é constituída de metal e não deve ser usada quando a análise de metais pesados for necessária.

A armadilha de Schindler-Patalas é preferível à de Juday, pois é construída com acrílico transparente e pode ser abaixada na água com um mínimo de distúrbio, além de ser adequada para coletar grandes organismos zooplanc<sup>t</sup>ônicos (ver Figura 10 do Anexo A).

Do mesmo modo que a de Juday, a armadilha de Schindler-Patalas pode ser adaptada com redes de várias malhagens, sendo a malha de 76  $\mu$ m a mais usada.

#### 6.1.5 Bomba de sucção

O uso de uma bomba de sucção, equipada com um tubo de borracha ou outro material flexível, é recomendado quando se necessita coletar rapidamente um grande número de organismos que são concentrados diretamente por filtração da água bombeada, tendo como vantagem de sua utilização a obtenção de coletas homogêneas de organismos (em um estrato), ou se coletar gradualmente todos os organismos de uma coluna d'água. O volume da amostra pode ser ajustado facilmente com o auxílio de medidores de fluxo e tempo.

Além disso, a bomba de sucção pode coletar exatamente a mesma água, ao mesmo tempo, para análise de parâmetros físico-químicos. No entanto, devido ao seu peso, uso de mangueira (tubo de borracha) e a necessidade da força de um navio, a amostragem em profundidade é praticamente limitada a 100 metros ou menos.

A escolha do tipo de bomba deve ser feita baseada em testes para assegurar-se que os organismos zooplanc<sup>t</sup>ônicos não sejam danificados pelas partes móveis da bomba. Antes da amostragem, é necessário deixar fluir um volume de água do local, pelo menos três vezes o volume interno de todo o comprimento do tubo de borracha; tal procedimento evita a contaminação da amostra de água de profundidades maiores.

Para se obter amostras representativas de uma camada espessa, deve-se mover o tubo para cima e para baixo com movimentos uniformes,

de modo a cobrir toda a espessura da camada a ser amostra. O tubo deve ser de diâmetro relativamente grande, porque a alta velocidade do fluxo de água pode danificar organismos mais delicados. A filtração da água geralmente é feita no barco com auxílio de uma rede. Esta deve ficar imersa na água a fim de evitar danos a organismos frágeis, e alteração das características de filtração da rede.

O método da bomba de sucção pode ser usado sempre que o ambiente permitir. Recomenda-se que cada investigador se certifique de que não está obtendo amostras influenciadas por seleção de tamanho, comparando amostras diurnas e noturnas, pois os organismos podem sofrer migrações verticais.

O uso da bomba pode ser seletivo: os organismos maiores, especialmente copépodos, fogem quando entram na área de influência de sucção da água. A bomba tem a vantagem de fornecer amostragem contínua, sem precisar ser recolhida e esvaziada, como no caso de amostradores.

## 6.2 Ambiente marinho

### 6.2.1 Garrafas de amostragem

Para amostragem em ambientes marinhos são utilizados, basicamente os mesmos tipos de garrafas com as mesmas finalidades e metodologia (ver 6.1.1).

### 6.2.2 Redes de plâncton

#### 6.2.2.1 Rede comum e arrastos

A rede de plâncton tem a forma similar à utilizada em ambientes dulcícolas, entretanto, pode ser utilizada em maiores dimensões para ser arrastada por navios oceanográficos.

A diferença fundamental entre as redes descritas no item 6.1.2 e as marinhas é que estas últimas devem possuir malhas com poros maiores. É recomendável a utilização de malha de 180  $\mu\text{m}$ ; entretanto, para copépodos adultos, em águas costeiras e estuarinas, são utilizadas as malhas de 239  $\mu\text{m}$ , e de 158  $\mu\text{m}$  para copepoditos de mar aberto.

Em ambientes marinhos também são realizados arrastos horizontais ou verticais, de acordo com o objetivo do estudo (ver 6.1.3). Em tais ambientes a amostragem pode ser feita através de arrasto oblíquo, que fornece dados qualitativos e quantitativos (utilizando medidor de fluxo). A exemplo dos arrastos horizontais, o peso deve ser colocado junto ao copo da rede, podendo a coleta ser realizada com barco em movimento, em velocidade constante.

Em geral, realizam-se arrastos de 8 minutos, em quatro níveis da coluna d'água (2 minutos em cada nível), para estimar a abundância do zooplâncton. Em casos particulares, este tempo e o número de níveis podem ser aumentados ou diminuídos, uma vez que as águas costeiras e estuarinas são mais rasas e ricas em organismos do que as de mar aberto.

### 6.2.3 Outros aparelhos de amostragem

Foram desenvolvidos vários tipos de amostradores de alta velocidade, especiais para a amostragem de zooplâncton de maior tamanho e mais veloz. São operados enquanto o navio está com força total, por exemplo, quando se dirige de uma estação para outra, em campanhas oceanográficas. A maioria destes amostradores são alongados, metálicos, com forma de torpedo; são tubos que possuem uma rede ou filtro no interior. A abertura da entrada é sempre menor que a da rede, a fim de reduzir a pressão, quando puxada a altas velocidades.

O registrador contínuo de plâncton de Hardy (ver Figura 11 do Anexo A), foi projetado para ser rebocado por navios comerciais, que atravessam os oceanos. No registrador, os organismos planctônicos retidos na malha são conduzidos para um tanque de formol, instalado no interior do aparelho.

Embora a amostra seja comprimida entre duas malhas, podendo com isso alterar a aparência de muitos organismos, é possível distinguir importantes grupos.

Equipamentos mais sofisticados para estudos em grande escala têm sido desenvolvidos, como contadores de partículas que operam pelo princípio de Coulter e permitem a contagem de partículas definidas em classes de tamanho, porém não possibilitam a identificação. Também, tem-se desenvolvido estudos com ecossonda, para detecção de "cardumes" de zooplâncton.

## 7 MANUTENÇÃO DOS APARELHOS DE AMOSTRAGEM

Após sua utilização, os aparelhos operados por mensageiro devem ser enxaguados com água limpa (de torneira, por exemplo), e secos. Suas partes móveis devem ser lubrificadas com óleo de máquinas leves.

O material filtrante de nylon deve ser lavado com água limpa em jatos fortes e deixado para secar à sombra; deve ser guardado pendurado na posição vertical, para evitar danos à malhagem.

As garrafas de amostragem devem ser guardadas na posição vertical,

com as extremidades abertas, pois aquelas guardadas horizontalmente são mais sujeitas a danos e, quando permanecem fechadas, podem ter sua superfície de fechamento e material elástico deformados. Precisam ser protegidas contra choques nas extremidades do cilindro, que podem provocar a ocorrência de um fechamento defeituoso, com consequente vazamento.

No campo, as garrafas devem ser transportadas em maletas adequadas, para evitar danos.

#### 8 PRESERVAÇÃO E ESTOCAGEM DE AMOSTRAS

O material retido nas redes é colocado em frascos descartáveis de 250 mL, devidamente etiquetados, devendo-se lavar a superfície externa do copo coletor com o auxílio de pissetes contendo água do local.

No caso de amostragem de zooplâncton de água doce, deve-se acrescentar o mesmo volume de água fervente, antes da adição do formaldeído 40% neutralizado, com a finalidade de evitar alterações morfológicas nos organismos, principalmente rotíferos.

A seguir, a amostra deve ser preservada em formaldeído 40% neutralizado, de tal modo que se obtenha uma concentração final de 4% (1 parte de formol e 9 partes de água com amostra). Uma vez que os organismos zooplantônicos podem se deteriorar rapidamente, especialmente em atmosfera quente, deve-se preservá-los imediatamente após a coleta. Todavia, no caso de adição de água fervente, recomenda-se esperar de 15 a 30 minutos após a colocação da água fervente, para em seguida preservar com o formaldeído.

Atualmente, vem-se adotando o uso de agentes narcotizantes em organismos zooplantônicos para prevenir contrações e distorções pela preservação, principalmente em rotíferos, e, assim, mais tarde serem identificados em amostras estocadas.

O agente químico a ser utilizado vai depender do organismo a ser anestesiado. Por exemplo, para o grupo Crustacea pode-se usar cristais de mentol, clorofórmio e outros, enquanto que para Cnidaria sugere-se cloreto de magnésio ou cristais de mentol. Contudo, certas substâncias são tóxicas, com vapores nocivos, devendo ser manuseadas com cuidado.

Para a estocagem das amostras, recomenda-se a transferência dos organismos para um frasco contendo o fixador, preenchendo-se o recipiente até a boca. Os frascos devem ser guardados no escuro, com tempe

ratura entre 5° e 20°C.

O fixador deve ser escolhido de acordo com o grupo taxonômico a ser estudado. O Fixador de Steedman é mais usado para a fixação de organismos marinhos, enquanto que o formaldeído 40% é indicado tanto para zooplâncton de água doce como marinho. No entanto, a fixação não deve produzir mudanças morfológicas.

Para propósitos práticos, uma amostra preservada tem muitas vantagens, mas deve ser lembrado que os organismos zooplanctônicos em amostras concentradas e preservadas estão sujeitos a uma repentina imersão no fluido que freqüentemente produz contrações e distorções na forma dos mesmos.

---

/ANEXO A FIGURAS

REVOGADA

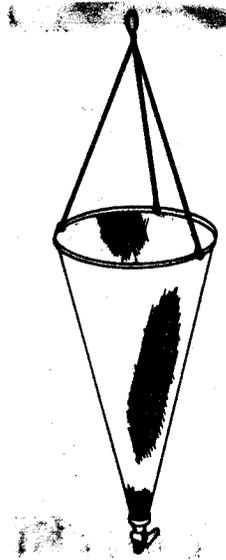


FIGURA 2 - Rede de plâncton comum

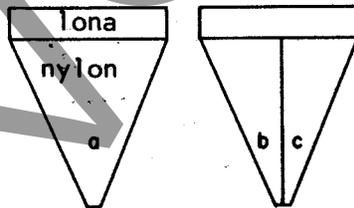
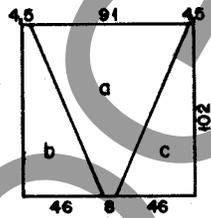


FIGURA 3 - Esquema para fabricação de uma rede de plâncton comum

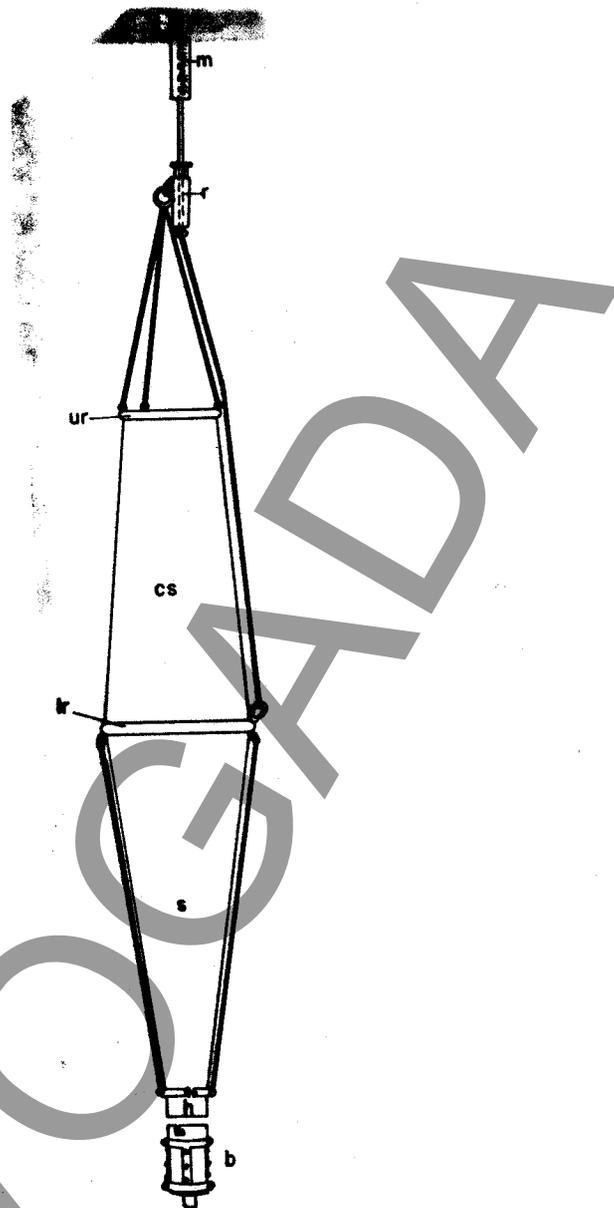


FIGURA 4 - Vista lateral da rede de fechamento do tipo usual

- ( b ) copo coletor destacável, mostrando-se separado da peça superior
- (cs) parte da rede impermeável, de lona
- ( h ) peça superior do copo coletor
- (lr) aro inferior
- ( m ) mensageiro
- ( r ) dispositivo de abertura e fechamento
- ( s ) cone de tecido filtrante
- (ur) aro superior.

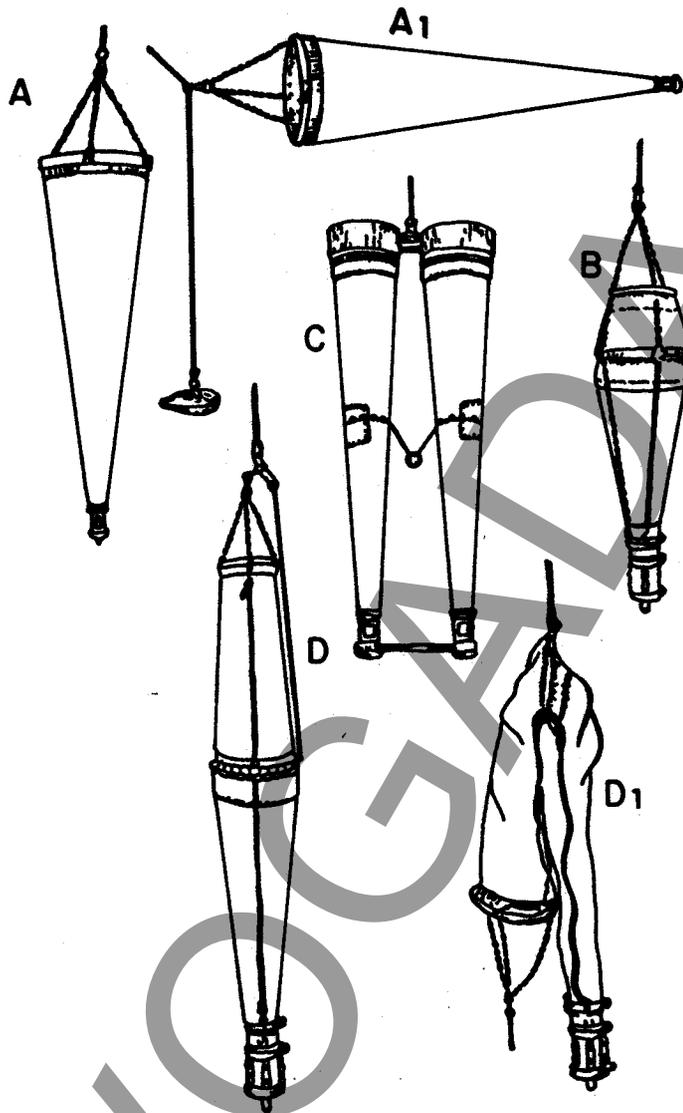


FIGURA 7 - Redes de amostragem de plâncton

- (A) Rede de arrasto cônica simples; A - armada para arrasto vertical; A<sub>1</sub> - para arrasto oblíquo ou horizontal
- (B) Rede de arrasto de Wisconsin (Birge), com cone truncado para melhorar a eficiência de filtração
- (C) Rede de Bongo, pode ser adaptada com hidrômetro e mecanismo de abertura e fechamento
- (D) Rede de Wisconsin, adaptada com mensageiro e mecanismo de fechamento armada; D - aberta; D<sub>1</sub> - fechada.

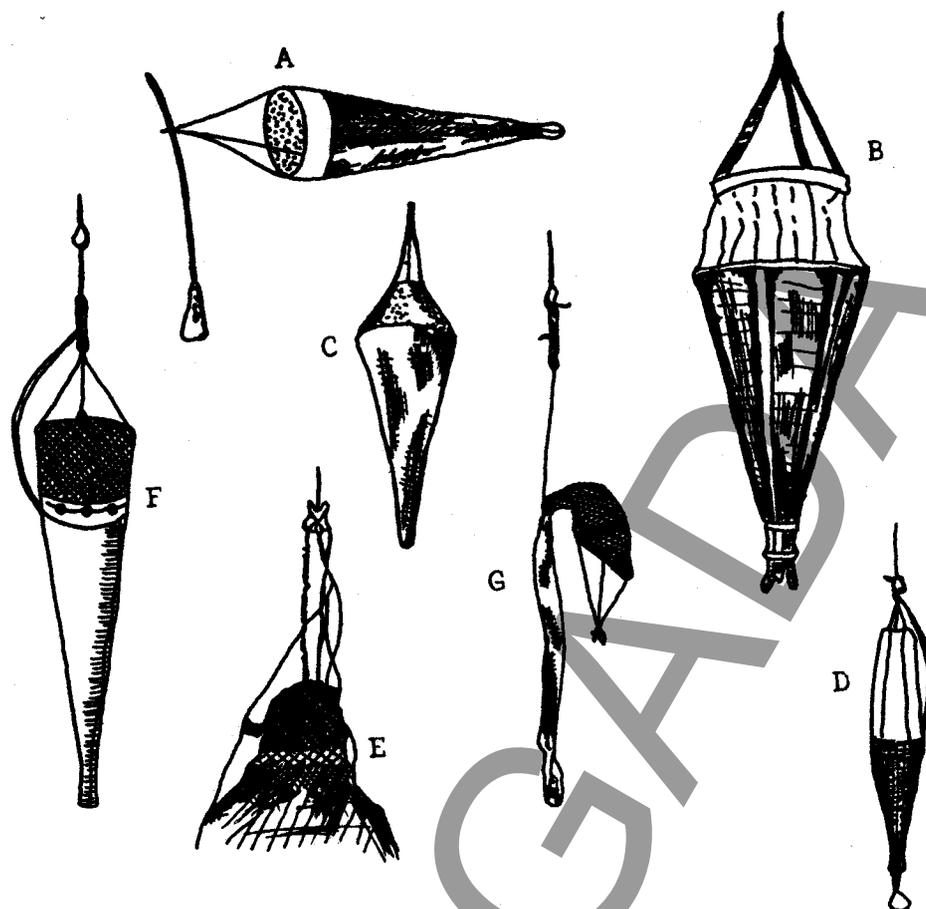


FIGURA 8 - Redes de amostragem de plâncton

- (A) Rede de arrasto cônica simples
- (B) Rede de Hensen
- (C) Rede de Apstein
- (D) Rede de Juday
- (E) Rede de Apstein com mecanismo de fechamento semi circular
- (F) Rede de fechamento de Nansen, aberta
- (G) Rede de fechamento de Nansen, fechada.



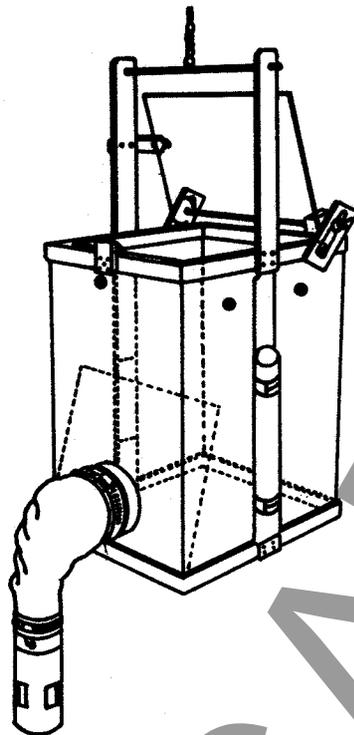


FIGURA 10 - Armadilha de plâncton de Schindler-Patalas

Navio comercial, que arrasta o amostrador de plâncton a uma profundidade de 10 m ( 33 pés )

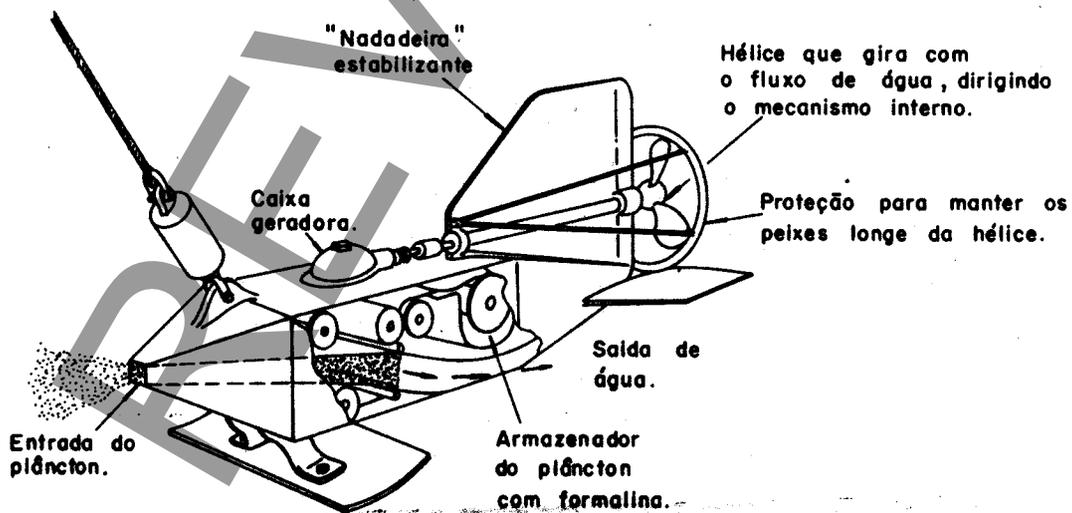


FIGURA 11 - Amostrador contínuo de plâncton de Hardy

ANEXO B - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- B-1 APHA, American Public Health Association . Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. 16 ed. New York, APHA, AWWA, WPCF, 1985, 1268 p.
- B-2 CETESB, São Paulo . Determinação de Zooplâncton Marinho - Métodos Qualitativo e Quantitativo. São Paulo, CETESB, 1978, 12 p. (Norma Técnica L5.301).
- B-3 \_\_\_\_\_, São Paulo. Determinação de Zooplâncton de Água Doce - Métodos Qualitativo e Quantitativo. São Paulo, CETESB, 1978, 15 p. (Norma Técnica L5.304).
- B-4 DAVIS, R.A. Principles of Oceanography. USA, Addison - Wesley Publishing Company, 1972, 434 p.
- B-5 EDMONDSON, W.T. & WINBERG, G.E. eds. A Manual on Methods for the Assessment of Secondary Productivity in Fresh Waters. Great Britain, Brackwell Scientific Publications, International Biological Programme (IBP), Handbook nº 17, 1971, 358 p.
- B-6 FRASER, J.H. Zooplankton Sampling. Paris, UNESCO, 1968, 174 p. (Monographs on Oceanographic Methodology, nº 2).
- B-7 OMORI, M. & IKEDA, T. Methods in Marine Zooplankton Ecology. USA, John Wiley & Sons, 1984, 332 p.
- B-8 SCHWOERBEL, J. Métodos de Hidrobiologia. Madrid, H. Blume Ediciones, 1972, 262 p. (Versão espanhola de Francisco Javier Haering Perez).
- B-9 STEEDMAN, H.F. ed. Zooplankton fixation and preservation. Paris, UNESCO Press, 1976, 350 p. (Monographs on Oceanographic Methodology).
- B-10 WEBER, C.I. ed. Biological field and laboratory methods for measuring the quality of surface waters and effluents. Ohio, EPA - Environmental Protection Agency - Program Element 1BA 027, 1973, Plankton - pag. 1 - 17.

- B-11 WELCH, P.S. Limnological Methods. USA, McGraw-Hill Book Company, 1948, 381 p.
- B-12 WICKSTEAD, J.H. Marine Zooplankton. Great Britain, The Camelot Press, 1976, 59 p.

REVOGGADA