



CETESB

NORMA TÉCNICA

L5.304

2ª Edição
Junho 2012
13 páginas

Zooplâncton de água doce: métodos qualitativo e quantitativo

Title in English

Freshwater zooplankton: qualitative and quantitative methods

Resumo:

Prescreve os métodos qualitativos e quantitativos para a análise do zooplâncton de água doce, visando determinar as populações existentes em um ecossistema. O conhecimento das populações de organismos zooplanctônicos aplica-se: em estudos ecológicos; na verificação do grau de eutrofização; na identificação de corpos d'água que estão sendo misturados a outros; na identificação de poluição orgânica ou industrial; na avaliação de processos de autodepuração; como indicadores biológicos entre outros.

Palavras chave

Cladocera; Copepoda; Rotifera; Zooplâncton.

Key words

Cladocera; Copepoda; Rotifera; Zooplankton.

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>

Primeira Edição

Janeiro/2000, homologada pela Decisão de Diretoria – D.D. n. 021/2000/D, de 30/11/2000. Publicada Ementa no Diário Oficial do Estado de São Paulo – Caderno Empresarial, -v. 111, n. 20, de 31/01 /2001, p. 43.

Segunda Edição

Junho/2012, homologada pela Decisão de Diretoria – DD. n. 172/2013/E, de 21/05/2013. Publicada no Diário Oficial do Estado de São Paulo – Caderno Empresarial, -v. 123, n. 98, de 25/05 /2013, p. 44 a 46.

© CETESB 2012

É permitida a reprodução total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte. Direitos reservados de distribuição.

Sumário	página
1 Introdução	2
2 Escopo	2
3 Documento Complementar	3
4 Definições	3
5 Metodologia	4
6 Resultados	8
7 Preservação da amostra após a análise	9
8 Referências	10
Anexo A – Materiais para análise do zooplâncton	11
Anexo B – Exemplo de ficha de análise.	12
Anexo C – Exemplo de Boletim de Análise de Zooplâncton	13

1 Introdução

O zooplâncton de água doce é constituído por animais invertebrados de pequeno porte que vivem em suspensão na água, oferecendo pouca ou nenhuma resistência às correntes. Inclui, principalmente, protozoários (protozooplâncton), rotíferos, cladóceros e copépodes, podendo ser registrados eventualmente, gastrotríquios, larvas de insetos e de moluscos, nematódeos, crustáceos ostrácodes, platelmintos, etc. Habita os mais variados ambientes de água doce, como açudes, charcos, lagos, poças, reservatórios e rios.

Nos ecossistemas aquáticos a comunidade zooplanctônica atua como elo intermediário na cadeia trófica, participando no fluxo de energia e de nutrientes. Esses organismos encontram-se distribuídos em toda a coluna d'água, apresentando muitas vezes estratificação e migração verticais relacionadas aos fatores físicos, químicos e biológicos, destacando-se a disponibilidade de alimento e a variação da intensidade luminosa. Diferenças na sua densidade e composição são observadas sazonalmente, e entre as regiões litorânea e limnética, mas também podem ser em resposta ao aumento excessivo da comunidade fitoplanctônica e/ou à presença de compostos tóxicos, entre outros.

A avaliação da comunidade zooplanctônica é importante em estudos de caracterização ecológica, monitoramento e avaliação de impactos, pois várias espécies podem ser empregadas como indicadores da qualidade da água.

2 Escopo

Esta Norma prescreve alguns métodos qualitativos e quantitativos para a análise do zooplâncton de água doce, visando determinar as comunidades existentes nos diferentes ecossistemas. As informações

sobre abundância e/ou composição do zooplâncton podem auxiliar em um ou mais dos seguintes propósitos:

- a) no estudo e identificação da natureza, extensão e efeitos biológicos da poluição (orgânica e/ou industrial);
- b) no progresso de processos de autodepuração em corpos d'água;
- c) na identificação de mistura de corpos d'água;
- d) no levantamento de espécies (inventário) para caracterização ambiental;
- e) na interpretação de várias determinações físicas e químicas, tais como: oxigênio dissolvido, turbidez, cor, etc.; e
- f) na obtenção de informação regular e constante de sistemas aquáticos (monitoramento), com objetivo de fornecer subsídios para a tomada de decisões baseada em séries históricas contínuas.

Os objetivos de cada projeto específico é que irão determinar a natureza da informação a ser obtida por meio do zooplâncton.

Nota: Esta Norma não contempla a metodologia para a análise do protozooplâncton (actinópodos, ciliados, flagelados e rizópodos) de água doce.

3 Documento Complementar

O documento relacionado a seguir contém disposições que constituem fundamento para este procedimento. A edição indicada estava em vigor no momento desta publicação. Como toda norma está sujeita a revisões e alterações, aqueles que realizam procedimentos com base nesta, devem verificar a existência de legislação superveniente aplicável ou de edições mais recentes dos documentos citados.

Para a coleta de amostras sugere-se consultar:

BRANDÃO, C. J. et al. (Org.). **Guia nacional de coleta e preservação de amostras:** água, sedimento, comunidades aquáticas e efluentes líquidos. São Paulo: CETESB; Brasília: ANA, 2011. 325 p. Disponível em:
<http://www.ana.gov.br/bibliotecavirtual/arquivos/20120321181900_Guia_Nacional_de_Coleta.pdf>.
Acesso em: out./ 2012.

4 Definições

Para efeitos desta Norma são adotadas as definições:

4.1 Autodepuração

Sucessão de processos naturais (físicos, químicos e biológicos) em um corpo hídrico, resultando no retorno das características semelhantes às observadas antes do lançamento de uma carga poluidora.

4.2 Comunidade

Conjunto de populações que ocupa uma determinada área.

4.3 Ecossistema

Qualquer unidade que abranja todos os organismos que funcionam em conjunto (biota) numa dada área, interagindo com o ambiente físico de tal forma que um fluxo de energia produza estruturas bióticas claramente definidas e uma ciclagem de materiais entre as partes vivas e não-vivas.

4.4 Fitoplâncton

Comunidade vegetal microscópica (algas e cianobactérias) que vive em suspensão nas diversas camadas de água onde, graças à presença de energia luminosa, promove o processo fotossintético, principal responsável pela base da cadeia alimentar no meio aquático.

4.5 População

Qualquer grupo de organismos da mesma espécie (ou outros grupos dentro dos quais os indivíduos podem trocar a informação genética) que ocupa determinado espaço ao mesmo tempo.

4.6 Região limnética (ou pelágica)

Região central de um corpo hídrico, que não está em contato direto com o ecossistema terrestre.

4.7 Região litorânea (ou ripária)

Região de um corpo hídrico que está em contato direto com o ecossistema terrestre.

4.8 Táxon

Unidade taxonômica, onde os organismos compartilham alguma semelhança. Exemplos de táxons: Ordem, Família, Gênero, Espécie.

4.9 Trophi

Estrutura componente da faringe muscular (“mastax”) nos rotíferos. Atua como mandíbula. Utilizada na identificação de determinadas espécies.

5 Metodologia

A seguir será apresentada a metodologia necessária para a análise da comunidade zooplanctônica.

5.1 Equipamentos

Equipamentos necessários para a observação dos organismos:

- a) Microscópio binocular comum, que proporcione aumentos de 100 X a 1.000 X;
- b) Microscópio binocular estereoscópico que proporcione aumentos de 20 X a 40 X, ou maior.

5.2 Soluções/Produtos químicos

Soluções/produtos químicos necessários para a análise e preservação dos organismos:

- a) Ácido láctico (para clareamento de organismos);
- b) Água sanitária (hipoclorito de sódio) (análise da “trophi” de rotíferos);
- c) Álcool etílico ($\geq 70\text{GL}$);
- d) Corante Rosa-de-Bengala (sugere-se adicionar 1 a 3mL de solução rosa-de-bengala 0,1% em amostras de 250mL). Dissolver 1g de corante em 1L de formaldeído 4%. Caso a amostra tenha sido fixada com álcool etílico, a solução corante a ser adicionada na amostra deve ser preparada em álcool etílico.
- e) Solução de formaldeído 4%. Diluir uma (1) parte de formaldeído 40% em nove (9) partes de água destilada. Neutralizar a solução com bicarbonato de sódio (5g/L) ou tetraborato de sódio (20g/L). Acrescentar sacarose comercial (açúcar) (40g/L).

Nota: Alguns autores denominam a solução comercializada como “formol” ou “formalina” 100%, embora contenha entre 37 e 40% de formaldeído, portanto as soluções formol 10 %, formalina 10% e formaldeído 4%, são equivalentes.

- f) Glicerina 50%. Diluir uma (1) parte de glicerina em uma (1) parte de água destilada; e
- g) Óleo de imersão.

5.3 Materiais

Materiais necessários para a execução do ensaio:

- a) Béqueres graduados com diferentes capacidades (a seleção da capacidade dos béqueres depende da concentração que se quer obter);
- b) Câmara de contagem Sedgwick-Rafter, com fundo listrado ou quadriculado, com capacidade de 1mL (ver **Anexo A, desenho 1**);
- c) Câmara (ou placa) de contagem com fundo quadriculado, com capacidade para 5mL;
- d) Contador manual;
- e) Erlenmeyer (250mL);
- f) Estiletes com ponta reta ou retorcida;
- g) Ficha de análise;
- h) Folha de alumínio;
- i) Frasco para acondicionar a amostra analisada;
- j) Lâminas de vidro planas (comuns) e escavadas; lamínulas;
- k) Pinças de ponta fina;
- l) Pipeta para subamostragem: pipeta graduada com ponta larga (ponta com aproximadamente 4mm de diâmetro) ou pipeta Hensen-Stempel;
- m) Pisseta;
- n) Conjunto para preparo da amostra (método de preparo 1):
Constituído por cilindro plástico com malha de náilon na base (com abertura igual ou menor à malha utilizada na coleta) e tubo plástico acoplado a uma pera de borracha para retirada do sobrenadante filtrado (ver **Anexo A, desenho 2**, ou o **item o**); e
- o) Conjunto para preparo da amostra (método de preparo 2):
Constituído por cilindro plástico com base afunilada e fundo desmontável, com malha de náilon com abertura igual ou menor à malha usada na coleta, encaixado a um erlenmeyer (ver **Anexo A, desenho 3**).

5.4 Execução do ensaio

A seguir serão apresentados os métodos para o preparo da amostra:

5.4.1 Preparo da amostra

Caso a amostra não tenha sido corada no campo, pode-se adicionar o corante rosa-de-bengala logo após a chegada da(s) amostra(s) no laboratório. A coloração facilita a visualização dos organismos e também possibilita o controle de possíveis perdas decorrentes do manuseio durante a execução do ensaio.

Uma amostra pode ser concentrada quando a quantidade de organismos for pequena, ou deve ser

diluída caso o número de organismos seja muito alto, ou devido a grande quantidade de detritos e/ou fitoplâncton.

Devido a toxicidade do formaldeído, quando se trabalha com câmaras/placas de contagem abertas, pode-se substituí-lo temporariamente por água. A amostra pode permanecer nesta condição por poucos dias (2 dias em temperatura ambiente ou 4 dias sob refrigeração) (USEPA, 2003). Pode-se também substituir permanentemente o formaldeído por álcool etílico $\geq 70^\circ$ GL (APHA; AWWA; WEF, 2006).

5.4.1.1 Método de preparo 1

Este método consiste na remoção do sobrenadante da amostra por meio de um tubo cujo ápice contém uma pera de borracha, sendo esse tubo introduzido em um cilindro com base contendo malha de náilon com abertura igual ou menor à utilizada na coleta (ver **Anexo A, desenho 2**), de modo a impedir a passagem dos organismos (APHA; AWWA; WEF, 2006; DODSON; THOMAS, 1964).

- a) despejar a amostra em um béquer;
- b) retirar o sobrenadante;
- c) ajustar o volume adicionando água no béquer; e
- d) retirar uma alíquota do béquer e colocar em uma câmara ou placa de contagem, e observar ao microscópio se há uma quantidade adequada de organismos. Se houver poucos organismos, retire mais sobrenadante, ou adicione mais água se houver uma grande quantidade de organismos ou detritos que possam dificultar a análise.

5.4.1.2 Método de preparo 2

Outro método consiste em filtrar diretamente a amostra em um recipiente cuja base é desmontável e o fundo apresenta malha de náilon igual ou menor à empregada na coleta (ver **Anexo A, desenho 3**). Para tanto, pode-se elaborar recipientes de diferentes capacidades para usar em amostras de diferentes volumes.

- a) despejar a amostra no tubo plástico encaixado a um erlenmeyer;
- b) retirar a rede do tubo e com jatos de água, transferir o concentrado na rede para um béquer;
- c) lavar com jatos de água a parede do tubo plástico para que os organismos presentes no mesmo sejam também transferidos para o béquer; e
- d) ajustar o volume adicionando água, retirar uma alíquota do béquer e observar ao microscópio, e verificar se há necessidade de diluir mais a amostra, ou mesmo concentrá-la ainda mais.

Nota: Recomenda-se que o béquer seja envolvido com uma folha de alumínio para que não ocorra fotodegradação do corante rosa-de-bengala.

5.4.2 Procedimento de análise:

Na maioria das vezes as amostras contêm um número elevado de organismos, o que torna necessária a análise por meio de subamostragem (**item 5.4.2.1**). Dependendo do objetivo, pode-se contar toda a amostra, ou então definir o número de subamostras ou o número de organismos a serem contados. Amostras com pequeno número de organismos (< 200 organismos) devem ser analisadas integralmente (APHA; AWWA; WEF, 2006) (**item 5.4.2.2**).

5.4.2.1 Procedimento de análise por meio de subamostragem

- a) homogeneizar a amostra contida no béquer em movimentos aleatórios com o auxílio de um bastão de vidro ou com a própria pipeta de ponta larga;
- b) retirar uma subamostra com a pipeta graduada (ponta cortada) ou uma pipeta Hensen-Stempel.

Para análise de organismos menores (rotíferos e náuplios de Copepoda) transferir 1mL para uma câmara de Sedgwick-Rafter, e observar em microscópio comum. Para organismos maiores (copepoditos e adultos de Copepoda e Cladocera) transferir 5mL para uma câmara (placa) com capacidade para 5mL, e observar em microscópio estereoscópico. Contar todos os organismos do zooplâncton contidos nas câmaras, anotar os resultados na ficha de análise, incluindo o volume da amostra no béquer e o volume da subamostra (**ver Anexo B**).

Nota: Todos os organismos podem ser contados em microscópio estereoscópico, desde que o mesmo ofereça aumento necessário para a visualização adequada de organismos menores (rotíferos e náuplios de Copepoda). Organismos maiores (adultos de Copepoda e Cladocera) também podem ser contados em câmara de Sedgwick-Rafter em microscópio comum, embora a obtenção de um número representativo destes organismos possa necessitar de um número maior de subamostras.

O critério para escolha do número de organismos a serem contados deve levar em consideração os objetivos a serem alcançados. O número mínimo de 100 organismos, por subamostra, em um total de três subamostras, pode ser suficiente quando o objetivo é estimar os organismos de menor porte (náuplios e rotíferos), assim como a obtenção de coeficientes de variação menores que 20% entre as subamostras (**item 5.4.3**). Há autores que sugerem como critério a contagem de no mínimo 400 organismos de uma dada espécie (BRANDL, 2002), podendo ser, por exemplo, a espécie mais frequente, sem estabelecer o número de subamostras.

Para ambientes em que o grupo Rotifera, assim como os náuplios, são numericamente superiores, com o estabelecimento de um número mínimo de organismos (ex.: 100) para a subamostra, as densidades para os grupos Cladocera e Copepoda (adultos) podem ser subestimadas, sendo assim necessário estabelecer um número mínimo de organismos para estes grupos. Mack et al. (2012) sugerem não incluir as densidades de rotíferos e náuplios de Copepoda no limite escolhido, ou seja, conta-se estes organismos, mas esta densidade não é levada em consideração na obtenção do número mínimo estabelecido de organismos a serem contados para Cladocera e Copepoda, e não é estabelecido o número mínimo de subamostras.

O número mínimo de organismos contados por subamostra ou por grupo, que tenha sido adotado, deve ser registrado na ficha de análise e também posteriormente no boletim de análise.

Após a contagem de cada subamostra, despejar o conteúdo da câmara ou placa em um frasco e, ao término da análise, transferir estes organismos para a amostra contida no béquer e substituir a água (**itens 5.4.1.1 ou 5.4.1.2**), por formaldeído 4% ou álcool etílico $\geq 70\text{GL}$, para que a amostra seja armazenada de forma adequada (**item 7**).

5.4.2.2 Procedimento para análise da amostra total

Todos os organismos da amostra devem ser contados, não sendo necessária, portanto, a verificação dos coeficientes de variação entre as subamostragens.

5.4.3 Controle de qualidade

Deve-se considerar que, além do erro envolvido na obtenção de amostra representativa de um corpo d'água, a subamostragem também introduz um erro na obtenção do número de organismos zooplanctônicos por unidade de volume. Contudo, esse erro pode ser controlado e minimizado e a densidade estimada dentro de limites estatísticos pela contagem de várias subamostras (FRONTIER, 1981) de cada amostra. Desta forma, recomenda-se verificar o coeficiente de variação entre as subamostras de acordo com a seguinte expressão:

$$CV (\%) = \frac{(\text{Desvio Padrão} \cdot 100)}{\text{Média Aritmética}} \quad s = \frac{\sqrt{\sum(x_i - x_m)^2}}{n - 1} \quad (1)$$

Onde:

CV = coeficiente de variação (%)

s = desvio padrão entre as subamostras

x_i = número de organismos de uma subamostra

x_m (ou Média Aritmética) = média de organismos das subamostras

n = número de subamostras

Caso o coeficiente de variação esteja acima de 20%, realizar outra subamostragem, e substituir a subamostragem que apresentou maior desvio da média, e recalculá-lo o coeficiente de variação.

5.4.4 Identificação dos organismos

A identificação dos organismos pode ser feita antes da contagem, de forma a evitar a remoção dos organismos das subamostras durante o ensaio. Caso ocorra dúvida em relação a algum espécime durante a contagem, somente retirá-lo para identificação após o término da contagem.

A identificação dos rotíferos, copépodes e cladóceros pode ser feita com base na morfologia externa. Para os rotíferos, muitas vezes é necessária a observação da “trophi”, sendo utilizada água sanitária (hipoclorito de sódio) para a dissolução da musculatura, possibilitando a visualização desta estrutura, sob aumento mínimo de 400X.

Os copépodes podem ser dissecados em microscópio estereoscópico, possibilitando que partes do corpo sejam observadas em microscópio comum, sob maiores aumentos ($\geq 100X$).

Para facilitar a visualização de determinadas estruturas muitas vezes é necessário o clareamento dos espécimes com ácido láctico para remoção do corante (rosa-de-bengala).

O analista deve sempre manter atualizado o material bibliográfico utilizado para as identificações, como também buscar a ajuda de especialistas quando tiver dúvidas na identificação.

6 Resultados

Os dados obtidos podem ser expressos de forma qualitativa por meio da estimativa da riqueza (número de espécies) e abundância relativa (%), como também de forma quantitativa, por meio do número de organismos por unidade de volume (L ou mais comumente m^3), sendo esta extrapolação possível apenas quando se conhece o volume de água filtrada em campo.

6.1 Estimativa da riqueza

A riqueza de uma amostra é obtida pela contagem do número de táxons de mesma categoria (famílias ou gêneros ou espécies) presentes na amostra.

Exemplo: foram identificadas 5 espécies (*Brachionus angularis*, *Filinia longiseta*, *Thermocyclops decipiens*, *Bosmina longirostris* e *Daphnia gessneri*). Desta forma, a riqueza da amostra é igual a 5.

6.2 Estimativa da abundância relativa

A abundância relativa de um determinado táxon é obtida por meio da seguinte expressão:

$$AR (\%) = \frac{(n \cdot 100)}{N} \quad (2)$$

Onde:

AR = abundância relativa (%)

n = número de organismos de um determinado táxon

N = número total de organismos

Exemplo: foram identificados 480 organismos (N), dos quais 30 (n) pertenciam à espécie *Brachionus angularis*, portanto: *Brachionus angularis* (abundância relativa) = $(30 \times 100) / 480 = 6,25 \%$

6.3 Estimativa de organismos por unidade de volume

Para estimar o número de organismos por unidade de volume, geralmente m^3 , utiliza-se a seguinte expressão:

$$N = \frac{Ns \cdot Vac}{Vs \cdot Va} \quad (3)$$

Onde:

N = número de organismos (m^3)

Ns = número de organismos encontrados em todas as subamostras

Vac = volume da amostra concentrada no béquer (mL)

Vs = volume total das subamostras (mL)

Va = volume amostrado (filtrado em campo) (m^3)

Exemplos:

a) Foram encontrados 450 rotíferos da espécie *Brachionus dolabratus* (Ns) em 3 subamostras (cada subamostra = 1mL, portanto Vs = 3mL), de uma amostra concentrada em 300mL (Vac). O volume amostrado (filtrado em campo) foi 300L ($0,3m^3$) (Va). O número total de *Brachionus dolabratus* por m^3 é: $(450 \times 300) / (3 \times 0,3) = 150.000$ organismos/ m^3 .

b) Foram encontrados 110 cladóceros da espécie *Bosmina longirostris* (Ns) em 3 subamostras (cada subamostra = 5mL, portanto Vs = 15mL), de uma amostra concentrada em 200mL (Vac). O volume amostrado (filtrado em campo) foi 240 L ($0,24m^3$) (Va). O número de *Bosmina longirostris* por m^3 é: $(110 \times 200) / (15 \times 0,24) = 6.111$ organismos/ m^3 .

Nota: Para expressar os resultados por litro (L) deve-se dividir o resultado obtido em m^3 por 1.000.

7 Preservação da amostra após a análise

Após a análise, a amostra é transferida para um frasco devidamente etiquetado, com todas as informações necessárias para a pronta identificação da amostra tais como: data de coleta, ponto e local de amostragem, número da amostra, nome do cliente ou projeto. É recomendado manter um registro de todas as amostras analisadas e estocadas.

A adição de um pouco de glicerina na amostra, após a análise, pode prevenir o ressecamento dos organismos caso ocorra evaporação do fixador.

8 Referências

APHA; AWWA; WEF. 10200: plankton – G: zooplankton counting techniques. In: _____. **Standard methods for the examination of water and wastewater on line**. Washington, DC, c2006. p. 19-21. Approved by SM Committee 2011. Disponível em: <<http://www.standardmethods.org>>. Acesso em: out. 2012.

BRANDÃO, C. J. et al. (Org.) **Guia nacional de coleta e preservação de amostras: água, sedimento, comunidades aquáticas e efluentes líquidos**. São Paulo: CETESB; Brasília: ANA, 2011. Disponível em: <http://www.ana.gov.br/bibliotecavirtual/arquivos/20120321181900_Guia_Nacional_de_Coleta.pdf>. Acesso em: out. 2012.

BRANDL, Z. Methodology and general ecology. In: FERNANDO, C.H. (Ed.). **A guide to tropical freshwater zooplankton: identification, ecology and impact on fisheries**. Leiden, The Netherlands: Backhuys, 2002, p. 1-21.

CETESB. **L.5.304: Zooplâncton de água doce: métodos qualitativo e quantitativo – método de ensaio**. São Paulo, 2000. 17 p.

DODSON, A. N.; THOMAS, W. H. Concentrating plankton in gentle fashion. **Limnol. Oceanogr.**, Lawrence, KS, v. 9, n. 3, p. 455-456, 1964. Disponível em: <http://www.aslo.org/lo/toc/vol_9/issue_3/0455.pdf>. Acesso em: out. 2012.

FRONTIER, S. Cálculo del error en el recuento de organismos zooplanctónicos. In: BOLTOVSKOY, D. (Ed.). **Atlas del zooplancton del Atlántico Sudoccidental**. Mar del Plata, AR: INIDEP, 1981. p. 163-168. (Publicaciones Especiales INIDEP).

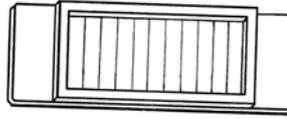
MACK, H. R. et al. A comparative analysis of zooplankton field collection and sample enumeration methods. **Limnol. Oceanogr.: Methods**, Lawrence, KS, v. 10, p. 41-53, jan. 2012. Disponível em: <<http://www.aslo.org/lomethods/locked/2012/0041.pdf>>. Acesso em: out. 2012.

USEPA. Great Lakes National Program Office. **Standard operating procedure for zooplankton analysis**. Rev. 03. Great Lakes, 2003. Chap. 4, 20 p. (SOP LG 403). Disponível em: <http://www.epa.gov/glnpo/monitoring/sop/chapter_4/LG403.pdf>. Acesso em: out. 2012.

.../Anexo A

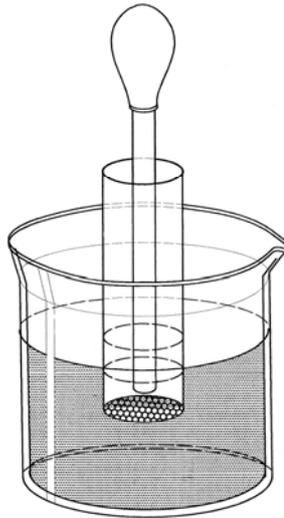
Anexo A – Materiais para análise do zooplâncton

Desenho 1 – Esquema de uma câmara de Sedgwick-Rafter.



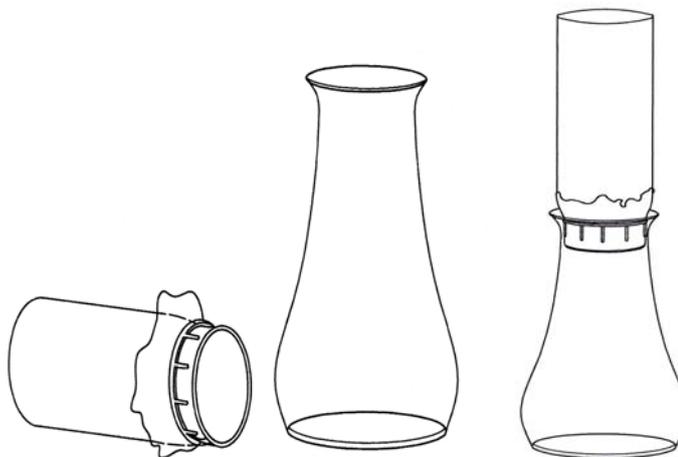
Fonte: Adaptado de CETESB (2000)

Desenho 2 – Esquema do conjunto para preparo de amostra, baseado em DODSON e THOMAS (1964) e APHA (2006)



Fonte: Antenor Paraíso Araujo/CETESB (2012), conforme APHA; AWWA; WEF (2006)

Desenho 3 – Esquema do conjunto para preparo de amostra (cilindro plástico acoplado a um erlenmeyer)



Fonte: Antenor Paraíso Araujo/CETESB (2012)

.../Anexo B

Anexo C – Exemplo de Boletim de Análise de Zooplâncton

Boletim de Análise – Zooplâncton de Água Doce		Sigla/n ^o laudo/ano	
Dados do Cliente: Nome: CETESB Endereço/Município/UF: Av. Prof. Frederico Hermann Jr., 345 – São Paulo – SP			
Dados de Campo: Manancial: Reservatório Principal Descrição da amostra: Bruta Ponto de Coleta: RP 1 Coletor (es): José Equipamento de coleta: armadilha Schindler-Patalas Volume filtrado (L): 300 Profundidade (m): 25 Malha de seleção (µm): 63			
N^o Amostra: 122222			
Data de coleta: 02/02/2012		Data de entrada: 02/02/2012	
Data de emissão: 12/02/2012			
RESULTADOS			
Grupo	Identificação	Densidade (org./m ³)	Abundância relativa (%)
ROTIFERA			
	<i>Asplanchna brightwelli</i>	16.400	20,32
	<i>Brachionus calyciflorus</i>	24.690	30,60
	<i>Conochilus unicornis</i>	4.982	6,17
	<i>Kellicottia bostoniensis</i>	723	0,90
	Sub-total	46.795	
CLADOCERA			
	<i>Bosmina longirostris</i>	1.389	1,72
	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	789	0,98
	Sub-total	2.178	
COPEPODA CYCLOPOIDA			
	Náuplios	12.064	14,95
	Copepoditos	3.927	4,86
	<i>Thermocyclops decipiens</i>	1.619	2,00
	Sub-total	17.610	
COPEPODA CALANOIDA			
	Náuplios	7.892	9,77
	Copepoditos	4.938	6,12
	<i>Notodiaptomus iheringi</i>	1.296	1,61
	Sub-total	14.126	
Total		80.709	100,00
Observações: os dados deste exemplo não são reais.			
Metodologia:			
_____ (assinatura) Nome (biólogo responsável) – CRBio n ^o		_____ (assinatura) Nome (gerente responsável)	
Este Boletim de Análise só pode ser reproduzido por inteiro e sem nenhuma alteração. Os resultados desta análise referem-se tão somente à amostra encaminhada.			

Fonte: Adaptado de boletim da CETESB (2012)

Nota: Exemplo meramente ilustrativo, os boletins internos estão sujeitos a alterações.