



# NORMA TÉCNICA

L5.318

Mar/1979  
16 PÁGINAS

Procedimento de exame de fitoplâncton de água doce

RENOVADA

CETESB  
PROCEDIMENTO DE EXAME  
DE FITOPLÂNCTON DE ÁGUA DOCE

L 5. 3 1 8

SUMÁRIO

	<u>Página</u>
Introdução .....	1
1 Objetivo .....	1
2 Definições .....	1
3 Aparelhagem .....	2
4 Execução do Exame .....	3
Anexo A .....	11
Anexo B .....	13
Anexo C .....	15

INTRODUÇÃO

O exame qualitativo e quantitativo de comunidade aquática requer uma série de cuidados pois, através dele, pretende-se estimar a densidade e a diversidade dos organismos em estudo, em um determinado ecossistema. Em ecologia ambiental e em biologia aplicada ao saneamento básico, estes exames, se efetuados adequadamente, permitem avaliar as condições ambientais com bastante eficiência.

Assim, no exame de fitoplâncton de água doce, embora todas as etapas de sua execução, desde a coleta até o cálculo de número de organismos, sejam importantes e requeiram cuidados, é no procedimento em laboratório que muitos erros podem ser introduzidos, distorcendo os resultados que não mais refletirão a densidade e a composição real da comunidade em estudo.

1 OBJETIVO

Esta Norma prescreve em detalhes o procedimento que deve ser efetuado em laboratório para o exame de fitoplâncton de água doce. Tem por objetivo ilustrar e complementar a norma CETESB L5.303 "Determinação de fitoplâncton de água doce: Métodos Qualitativo e Quantitativo".

2 DEFINIÇÕES

2.1 Fitoplâncton

É o termo utilizado para se referir à comunidade vegetal, microscópica, que flutua livremente nas diversas camadas de água, estando sua distribuição vertical restrita ao interior da zona eufótica, onde, graças à presença da energia luminosa, promove o processo fotossintético.

## 2.2 Ecosistema

Entende-se por ecossistema ou sistema ecológico, qualquer unidade que inclua todos os organismos em uma determinada área interagindo com o ambiente físico, de tal forma que um fluxo de energia leva a uma estrutura trófica definida, diversidade biótica e reciclagem de material (troca de material entre componentes vivos e não vivos).

## 2.3 UPA

É a unidade padrão de área, aceita internacionalmente para quantificar o plâncton em águas de abastecimento, cujo valor é de 400  $\mu^2$ .

## 3 APARELHAGEM

### 3.1 Reagentes

3.1.1 Formaldeído neutralizado 4% (formalina): neutralizar o formaldeído 40% (formol comercial) com  $\text{NaHCO}_3$  (bicarbonato de sódio) - 5g de  $\text{NaHCO}_3$ /litro. Diluir 10 vezes na proporção de 1 parte de formaldeído neutralizado 40% para 9 partes de água.

### 3.1.2 Detergente

3.1.3 Solução de mertiolato - Esta solução é preparada a partir das seguintes soluções:

- a) Solução I  
Dissolver 1 g de mertiolato (sódio etil mercúrio tiosalicilato-timerosal) em 300 ml de água destilada.
- b) Solução II  
Dissolver 1,5 g de bórax (borato de sódio) em 300 ml de água destilada.
- c) Solução III  
Dissolver 40 g de iodo e 60 g de iodeto de potássio em 1 litro de água destilada.  
Tomar 1 ml desta solução e diluir em 300 ml de água destilada.  
Combinar as 3 soluções e elevar o volume a 1 litro com água destilada.

### 3.1.4 Solução de lugol

Dissolver 1 g de iodeto ressublimado, 2 g de iodeto de potássio em 300 ml de água destilada.

## 3.2 Aparelhos para preparação da amostra para exame

### 3.2.1 Centrífuga

### 3.2.2 Balança (vide Figura 2)

### 3.2.3 Provetas

3.2.4 Pipetas graduadas de 5 ou 10 ml.

3.3 Aparelhos para execução do exame

3.3.1 Microscópio binocular comum com ocular 10 X ou 12,5 X e objetivas 10 X ou 16 X.

3.3.2 Invertoscópio com ocular 10 X e objetivas 16 X e 40 X.

3.3.3 Pipetas graduadas de 1 ml e 5 ml.

3.3.4 Lâminas e lamínulas comuns.

3.3.5 Óleo de imersão.

3.3.6 Pipetas Pasteur.

3.3.7 Contador manual de várias teclas.

3.3.8 Câmara de Sedgwick - Rafter.

3.3.9 Câmaras tubulares para invertoscópio (câmaras de Utermöhl).

3.3.10 Câmara úmida.

3.3.11 Retículo de Whipple.

3.3.12 Micrômetro.

NOTA: As descrições dos aparelhos citados nos itens 3.3.8 a 3.3.12 constam do Anexo A.

4 EXECUÇÃO DO EXAME

4.1 Preparação da amostra para exame

4.1.1 Concentração das amostras por centrifugação.

4.1.1.1 Homogeneizar cada amostra e colocar em dois tubos de centrifuga de 50 ml numerados, contendo cada um 0ml25 ml de detergente (Figura 1 - Anexo C) . Evitar que o detergente permaneça no fundo do tubo. Se isto ocorrer, homogeneizar a amostra cuidadosamente com uma pipeta.

4.1.1.2 Colocar os dois tubos em caçapas de centrífuga e levar a uma balança, onde seus pesos serão iguallados (Figura 2 - Anexo C).

4.1.1.3 Após a pesagem, centrifugar a amostra a 2500 rpm durante 20 minutos.

4.1.1.4 De cada um dos dois tubos referentes à mesma amostra, desprezar 45 ml do sobrenadante após centrifugação (Figura 3 - Anexo C).

4.1.1.5 Homogeneizar os 5 ml restantes de um dos tubos e verter ao outro, obtendo desta forma 10 ml de amostra concentrada 10 vezes, pois partimos de 100 ml distribuídos em dois tubos (Figura 4 - Anexo C).

4.1.1.6 Examinar as amostras concentradas por centrifugação em câmaras de Sedgwick - Rafter.

NOTA 1: Para amostras provenientes de mananciais que apresentam grande quantidade de algas, como por exemplo amostras de lagoas de estabilização, não é necessário concentrar o material.

NOTA 2: Tratar amostras ricas em cianofíceas com mertiolato para facilitar a decantação. Acrescentar 37,6 ml por litro de amostra, homogeneizar e deixar por 24 hs em repouso. Após este período seguir o procedimento acima.

NOTA 3: As amostras que não puderem ser examinadas logo após o processo de concentração, deverão ser fixadas com lugol na proporção de 2 ml por litro de amostra.

4.1.2 Utilização da câmara de Sedgwick - Rafter.

4.1.2.1 Ao ser utilizada, a câmara deve estar criteriosamente limpa, isenta de poeira ou gordura a fim de que não haja interferências por ocasião de seu preenchimento.

4.1.2.2 Para preparação de uma câmara deve-se proceder da seguinte maneira:

- colocar a câmara em superfície plana e horizontal.
- colocar a lamínula em posição diagonal sobre a câmara (Figura 5 - Anexo C).
- homogeneizar a amostra a ser examinada e coletar uma alíquota com pipeta.
- colocar a ponta da pipeta em um dos cantos da câmara (Figura 5 - Anexo C).
- preencher cuidadosamente a câmara com a amostra.
- completado o volume da câmara, a lamínula gira sozinha sobre a mesma, cobrindo-a. Se isto não ocorrer, alinhar a lamínula cuidadosamente com as mãos, fechando a câmara.
- não deve haver formação de bolhas na câmara preparada. Se isto ocorrer, deve-se preparar nova câmara.
- deixar a câmara em repouso em posição horizontal por 10 a 20 minutos, a fim de que os organismos nela contidos decantem homogeneamente.

4.1.3 Concentração das amostras por decantação.

Outro método utilizado para concentração de amostras, é o da decantação de organismos em câmaras tubulares para invertoscópio ou câmaras de Utermöhl (Figura 6 - Anexo C).

Dependendo do número de algas presentes na água utilizam-se câmaras de volumes diferentes desde 2, 5 e 10 ml que são mais comumente empregados, até 50 ou 100 ml.

#### 4.1.4 Utilização das câmaras de Utermohl.

4.1.4.1 Para sua utilização a câmara deve estar limpa, isenta de poeira ou gordura, a fim de que não haja interferência na decantação e distribuição dos organismos.

4.1.4.2 Para preparação de uma câmara deve-se proceder da seguinte maneira:

- colocar a câmara em superfície plana e horizontal
- homogeneizar previamente a amostra e fixar com lugol ou mertiolato
- com pipeta ou proveta, dependendo da câmara a ser utilizada, retirar uma alíquota da amostra, suficiente para completar o volume da câmara
- com a lâmina de vidro espesso recobrir a câmara, sem permitir a formação de bolhas
- colocar a câmara imediatamente em uma câmara úmida (Figura 7 - Anexo C) e deixar em repouso em local plano e horizontal por 12 horas ou mais, dependendo da altura da câmara, pois calcula-se que o fitoplâncton fixado decante a uma velocidade de 1 cm por hora.

#### 4.2 Calibração do retículo de Whipple

4.2.1 O microscópio binocular comum e o invertoscópio, ao serem utilizados para contagem de microorganismos devem estar equipados com retículo de Whipple (Figura 8 - Anexo C), que deverá ser previamente calibrado com auxílio de micrômetro (Figura 9 - Anexo C), para a objetiva e a ocular que serão utilizadas durante o exame.

Em geral utilizar ocular 10 X ou 12,5 X com objetiva 16 X em microscópio binocular e 40 X em invertoscópio, para exame de fitoplâncton de água doce.

4.2.2 Para proceder à calibração, colocar o micrômetro na platina do microscópio e superpor-lo a um dos lados do retículo. Desta maneira medir o lado do retículo como mostra a Figura 10 - Anexo C.

4.2.3 Para proceder à medida do retículo, procurar um ponto de correspondência entre as graduações do retículo e do micrômetro, a fim de que a medida seja acurada.

Encontrado o ponto de correspondência, todas as medidas podem ser calculadas.

4.2.4 Exemplo hipotético aplicável a qualquer tipo de microscópio.

Tome como exemplo um microscópio binocular no qual serão realizados exames de fitoplâncton de água doce com ocular 10 X e objetiva 16 X.

Superpostos o retículo de Whipple e o micrômetro, verificou-se que houve superposição de escalas no 4º quadrado do retículo e a medida no micrômetro foi 150  $\mu$ . Assim, dez quadrados que compõem o lado do retículo de Whipple equivalem a 375  $\mu$ , um quadrado 37,5  $\mu$  e a menor subdivisão do retículo de Whipple 7,5  $\mu$  (37,5 : 5).

### 4.3 Cálculo para contagem de organismos em câmara de Sedgwick - Rafter

4.3.1 O ideal seria se se pudesse contar todos os organismos contidos na câmara de Sedgwick - Rafter. No entanto, este procedimento é impraticável e desnecessário. Assim, conforme a densidade dos organismos, optar pela contagem de uma faixa da câmara no seu sentido longitudinal ou pela contagem de dez campos distribuídos pela câmara.

4.3.2 Escolher a faixa ao acaso, mas localizada em geral próxima ao centro da câmara, e os dez campos também ao acaso, mas distribuídos na câmara como mostra a Figura 11, Anexo C.

4.3.3 Optar pela contagem de apenas dez campos, quando a amostra é muito rica em organismos, apresentando em cada campo, dez ou mais indivíduos da mesma espécie.

4.3.4 Para uma mesma amostra, pode-se contar dez campos para as espécies mais abundantes, e uma faixa para as demais.

4.3.5 A contagem de organismos de uma faixa longitudinal na câmara de Sedgwick-Rafter, corresponderá à contagem dos organismos contidos no retângulo, cuja largura será delimitada pelo lado do retículo de Whipple (375 $\mu$  ou 0,0375 cm, segundo o exemplo hipotético do item 4.2.4) e o comprimento será o da própria câmara (5 cm). A área desse retângulo será igual a 0,1875 cm<sup>2</sup> (0,0375 x 5).

Como a área da câmara de Sedgwick-Rafter é de 10 cm<sup>2</sup> (5cm x 2 cm) e a área examinada é de 0,1875 cm<sup>2</sup>, dividindo-se a primeira pela segunda, obter-se-á o fator de contagem para esse microscópio em câmara de Sedgwick-Rafter, que vem a ser o número de vezes que a área da faixa está contida na câmara (Figura 12, Anexo C).

F = fator

A = área da câmara

a = área da faixa longitudinal

$$F = \frac{A}{a} \quad \rightarrow \quad F = \frac{10}{0,1875} \quad \rightarrow \quad F = 53,33$$

Multiplicando o número de organismos de um mesmo gênero ou espécie, encontrados em uma faixa da câmara de Sedgwick - Rafter, pelo fator de contagem, obter-se-á o número de algas deste gênero ou espécie contidas em 1 ml da amostra.

Se a amostra foi concentrada 10 vezes, dividir o fator por 10 antes de se calcular o número de organismos por ml.

4.3.6 Utilizar para a contagem de organismos em dez campos, o mesmo raciocínio para a contagem em faixa. O fator de contagem é obtido, dividindo-se a área da câmara de Sedgwick-Rafter pela área total dos dez campos delimitados pelo retículo de Whipple.

4.3.7 Para exemplificar utilizaremos o exemplo hipotético do item 4.2.4.

A = área da câmara de Sedgwick-Rafter.

r = área do retículo de Whipple

F = Fator

$$F = \frac{A}{10r}$$

$$A = 5 \times 2 = 10 \text{ cm}^2$$

$$r = 0,0375 \times 0,0375 = 0,00140625 \text{ cm}^2$$

$$10r = 0,0140625 \text{ cm}^2$$

$$F = \frac{10}{0,0140625} = 711,11$$

Multiplicando o número de organismos em dez campos pelo fator de contagem, obter-se-á o número de algas presentes em 1 ml da amostra examinada. Se a amostra foi concentrada 10 vezes, o fator é dividido por 10 antes de se calcular o número de organismos por ml.

#### 4.4 Cálculo para contagem de organismos em câmara de Utermohl

4.4.1 Conforme o número de organismos contidos na câmara, examinar meia câmara ou dois transectos perpendiculares entre si, correspondentes ao diâmetro do campo. (Figura 13 - Anexo C).

4.4.2 A determinação do fator de contagem para dois transectos é feita, dividindo-se a área da câmara pela área total dos transectos.

4.4.3 Tomemos como exemplo um invertoscópio equipado com retículo de Whipple, que mede  $192\mu$  de lado, com objetiva 40 X e ocular 10 X.

4.4.4 A área interna de uma câmara de invertoscópio é a de um círculo.

$$\text{Diâmetro interno da câmara} = 2,6 \text{ cm}$$

$$\text{Área da câmara} = A' = \pi R^2$$

$$\pi = 3,1416$$

$$R = 1,3$$

$$A' = 3,1416 \times (1,3)^2 = 5,309 \text{ cm}^2$$

O transecto terá:

0,0192 cm de largura (lado do retículo de Whipple) por 2,6 cm de comprimento (diâmetro da câmara).

Assim:

$$\text{Área do transecto} = 0,0192 \times 2,6 = 0,04992 \text{ cm}^2$$

$$a' = \text{área de dois transectos} = 0,09984 \text{ cm}^2$$

$$v' = \text{volume da câmara} = 2 \text{ ml}$$

$$\text{Fator} = F = \frac{A' / a'}{v'}$$

$$F = \frac{5,309}{\frac{0,09984}{2}} = \frac{53,17}{2} = 26,58$$

Multiplicando o fator assim obtido, pelo número de algas encontradas em dois transectos, ter-se-á o número por ml de amostra.

4.4.5 No caso em que se opte pela contagem de meia câmara, o cálculo do número de organismos por ml, dependerá do volume da câmara. Assim, a contagem de meia câmara de volume de 2 ml corresponde ao número de organismos por ml.

4.4.6 A localização de um transecto na câmara para a contagem de meia câmara ou mesmo dois transectos, é feita através do retículo de Whipple, superpondo-o à borda da câmara, de tal forma que um dos lados do retículo fique paralelo com a borda da câmara. A partir deste ponto iniciar o exame, até que o retículo atinja o outro lado da câmara.

#### 4.5 Identificação dos organismos

4.5.1 O exame de fitoplâncton pode ser realizado em microscópio binocular comum em câmaras de Sedgwick-Rafter, sendo que em geral, a altura da câmara não permite a utilização de objetiva maior que 16 X.

4.5.2 Nestas condições, muitas vezes, é necessário que a identificação de certas espécies de algas, seja realizada com objetivas de 40 X ou mesmo 100 X. Para tanto, tomar uma alíquota da amostra, preparar uma lâmina comum, identificar as algas e retornar à câmara de Sedgwick - Rafter para a contagem.

4.5.3 O exame de fitoplâncton se realizado em invertoscópio, não requer o uso de lâmina e laminula para auxiliar na identificação de certas algas, pois, em geral, o exame é realizado com objetiva 40 X e a utilização da objetiva 100 X in depende do volume da câmara em uso.

#### 4.6 Cálculo de UPA

Em exames de águas de abastecimento, além da contagem e identificação de organismos, é calculada a área de cada organismo, tendo sido adotada para isso uma unidade padrão de área (UPA), aceita internacionalmente, cujo valor é de  $400 \mu^2$ . Utilizar o retículo de Whipple previamente calibrado. Se o quadrado menor do retículo medisse  $20 \mu$  de lado, sua área seria exatamente a de 1 UPA. Como é muito difícil calibrar o microscópio de tal forma que a área do quadrado menor seja a de 1 UPA, lança-se mão de um fator.

No exemplo do item 4.2.4, o retículo possui  $375 \mu$  de lado e o quadrado menor  $7,5 \mu$ . A área do quadrado menor é de  $56,25 \mu^2$ . Dividindo-se  $400 \mu^2$  por  $56,25 \mu^2$ , verifica-se que a área deste quadrado é 7.11 vezes menor que 1 UPA.

Durante o exame, superpor cada gênero ou espécie de alga aos quadrados pequenos, e anotar o número de quadrados que ela ocupa, supondo que cada um equivale a 1 UPA. Este número suposto de UPA está superestimado, pois, na realidade cada quadrado tem sua área 7.11 vezes menor que a de 1 UPA. Dividindo-se o número de quadrados ocupados por uma alga por 7,11, tem-se o número de UPA que ela realmente ocupa. Este raciocínio é válido para algas não filamentosas.

Exemplo:

*Pediastrum tetras* é uma alga não filamentosa, que ocupa 4 quadrados pequenos do retículo; foram encontrados 20 organismos desta espécie, em uma faixa longitudinal da câmara Sedgwick-Rafter, em um microscópio cujo fator é 5,33 para amostras concentradas 10 vezes.

Esta espécie de alga tem portanto  $4/7,11$  UPA, ou seja 0,56 UPA. Consequentemente os 20 organismos ocupam uma área igual a  $0,56 \times 20$ , isto é, 11,2 UPA em uma faixa examinada.

Em 1 ml da amostra, ter-se-á 11,2 x 5,33 ou seja 59,7 UPA, significando que em cada ml da amostra, *Pediastrum tetras* ocupa 59,7 unidades padrão de área.

Para algas filamentosas, pode-se sugerir duas maneiras para se calcular o número de UPA que elas ocupam. A primeira é semelhante à descrita acima: ao se examinar o filamento algal, como este apresenta comprimentos variáveis, mas diâmetros ou "largura" constante, admitir como unidade de filamento o quadrado médio do retículo, que no exemplo do item 4.2.4 mede 37,5  $\mu$ . Verificar quantos quadrados pequenos são ocupados pela unidade de filamento. Se ele tiver a largura de 1 quadrado ocupará 5 quadrados; se tiver a metade 2,5 quadrados, e assim por diante. Estabelecido o número de quadrados ocupados por cada unidade de filamento, contar todas as unidades presentes na faixa, ou nos campos da câmara que serão contados. Dividir o número de quadrados ocupados por cada unidade por 7,11, para o microscópio descrito no item 4.2.4 determinando o número de UPA equivalente. Assim no primeiro caso a unidade de filamento ocupa 0,70 UPA e no segundo 0,35 UPA.

A segunda maneira para se calcular o número de UPA ocupado por algas filamentosas, consiste em determinar as medidas em  $\mu$  de cada unidade de filamento algal. Assim, um filamento terá no exemplo do item 4.2.4, 37,5  $\mu$  de comprimento e 7,5  $\mu$  de largura que sua área será.  $37,5 \times 7,5 = 281,25 \mu^2$ . Dividindo-se este valor por 400  $\mu^2$ , ter-se-á o número de UPA que a unidade de filamento ocupa, ou seja, 0,70. Multiplicando este número, pelo número de algas contadas na faixa, ou dez campos, pelo fator do microscópio utilizado, obter-se-á o valor de UPA por ml.

#### 4.7 Anotações na ficha de leitura

Para facilitar o exame, na ficha de leitura anotar o nome da alga identificada, entre parênteses o número de quadrados que ela ocupa, seguido do número de vezes que ela ocorreu na faixa, ou dez campos contados. No topo direito da folha de leitura, anotar o fator do microscópio. Para ilustrar, estão citados a seguir os exemplos do item anterior.

- 1) Alga não filamentosa: *Pediastrum tetras* (4) 20
- 2) Alga filamentosa: *Oscillatoria* spp (5) 150  
   ou  
   *Oscillatoria* spp (37,5 x 7,5/400) 150

ANEXO AA-1 Aparelhos para execução do exame.A-1.1 Câmara de Sedgwick - Rafter

A câmara de Sedgwick-Rafter é uma lâmina de vidro, equipada com um retângulo de vidro em alto relevo, com 50 mm de comprimento, 20 mm de largura e 1 mm de altura, que, fechado por uma lamínula, comporta um volume de amostra de exatamente 1 ml. Esta câmara é utilizada em microscópio binocular comum (Figura 5).

A-1.2 Câmaras tubulares para investoscópio

Estas câmaras são cilíndricas, fechadas inferiormente por uma lamínula, e, superiormente por uma lâmina de vidro mais espessa. São encontradas em volumes variáveis desde 2, 5 e 10 ml até 50 ou 100 ml (Figura 6).

A-1.3 Câmara úmida

A câmara úmida pode ser facilmente preparada com material corrente de laboratório. Consiste de um recipiente fechado, cujo interior esteja saturado de vapor de água. Isto pode ser conseguido, pela utilização de um cristizador com água no fundo, ou mais facilmente, com uma bandeja plástica com fundo revestido de papel de filtro embebido em água. Esta bandeja pode ser coberta com papel alumínio bem ajustado às suas bordas. A bandeja é mais adequada, pois, pode comportar um grande número de câmaras de contagem quando necessário. A câmara úmida tem por finalidade, armazenar as câmaras de contagem durante o tempo necessário à decantação da amostra, sem que haja formação de bolhas de ar devido à evaporação de água (Figura 7).

A-1.4 Retículo de Whipple

O retículo de Whipple constitui-se de uma peça circular de vidro, contendo um quadrado precisamente subdividido em cem quadrados iguais. Um destes quadrados menores é subdividido em vinte e cinco quadrados ainda menores. O retículo é facilmente colocado em uma ocular regulável de microscópio e, apresenta um dispositivo de rosqueamento. Sua finalidade é delimitar campos de observação (Figura 8).

A-1.5 Micrômetro

O micrômetro consiste de uma lâmina de vidro comum, que apresenta uma escala padronizada e precisa, com um comprimento total de 1 mm (100  $\mu$ ), subdividida em 0,01 mm (10  $\mu$ ). (Figura 9).

ANEXO B - BIBLIOGRAFIA

- B-1 AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION - Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 12<sup>a</sup> ed, New York, APHA, AWWA, WPCF, (1965).
- B-2 AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION - Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 14<sup>a</sup> ed, New York, APHA, AWWA, WPCF, (1975).
- B-3 RELATÓRIO CONVÊNIO DAEE - CETESB - Concentração de amostras para exame de fitoplâncton de água doce. Agosto 1977.
- B-4 WEBER, C.I. - Biological Field and Laboratory Methods for Measuring the Quality of Surface Waters and Effluents, U.S E P A. Program Element I B A 027,(1973).

---

/ANEXO C

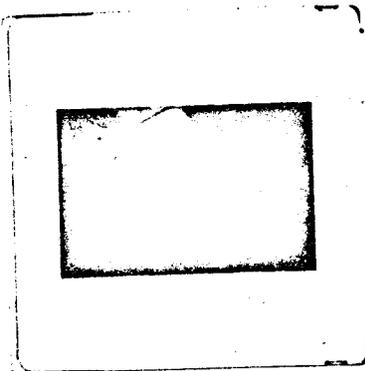
ANEXO C

Figura 1 - Amostra sendo colocada em tubo de centrífuga

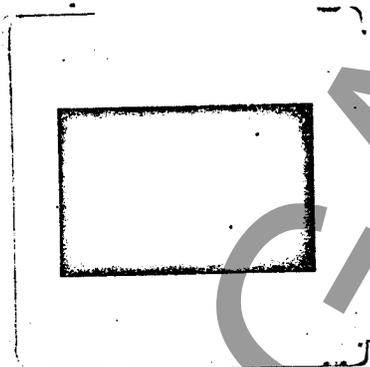


Figura 2 - Pesagem dos tubos de centrífuga, em suas respectivas caçapas

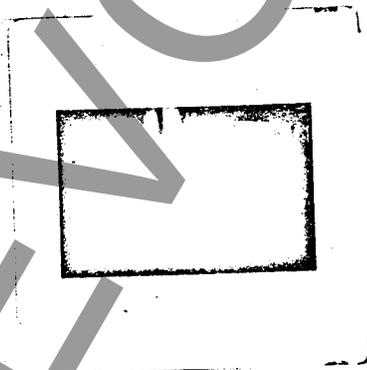


Figura 3 - Transferência dos 45 ml sobrenadantes dos tubos de centrífuga para a proveta

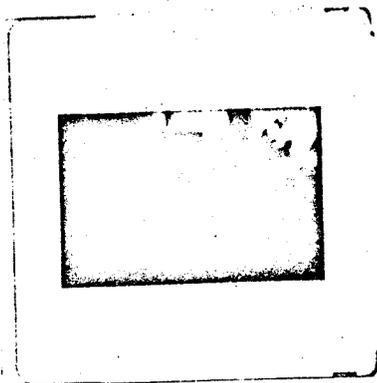


Figura 4 - Obtenção de 10 ml de amostra, vertendo-se os 5 ml do centrifugado, de um tubo para outro

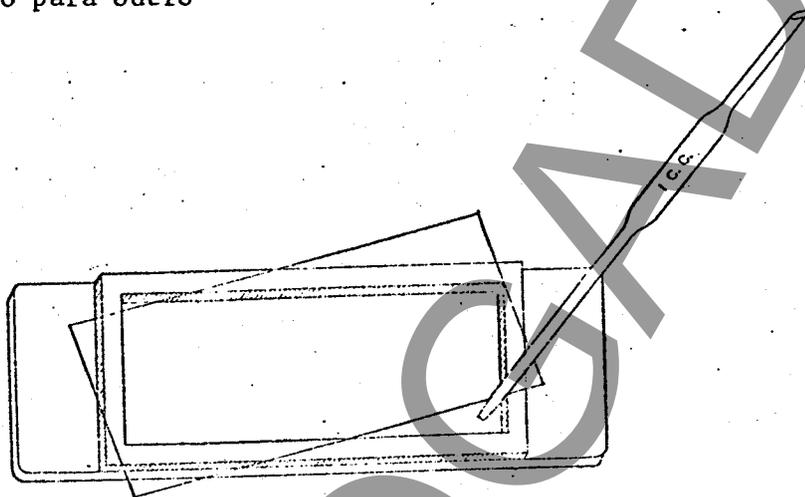


Figura 5 - Câmara de Sedgwick - Rafter com lâmina e pipeta

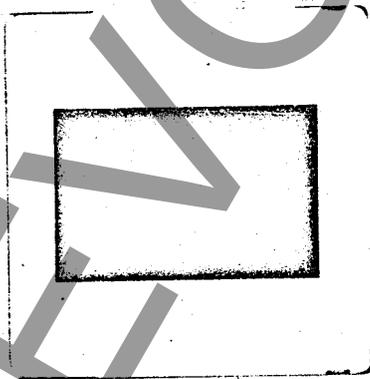


Figura 6 - Lâminas de Utermohl de 2, 5, 10, 25, 50 e 100 ml.

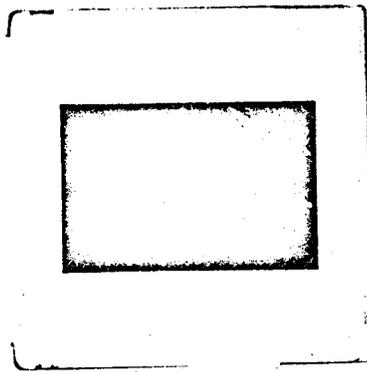


Figura 7 - Câmara úmida: bandeja plástica com papel alumínio

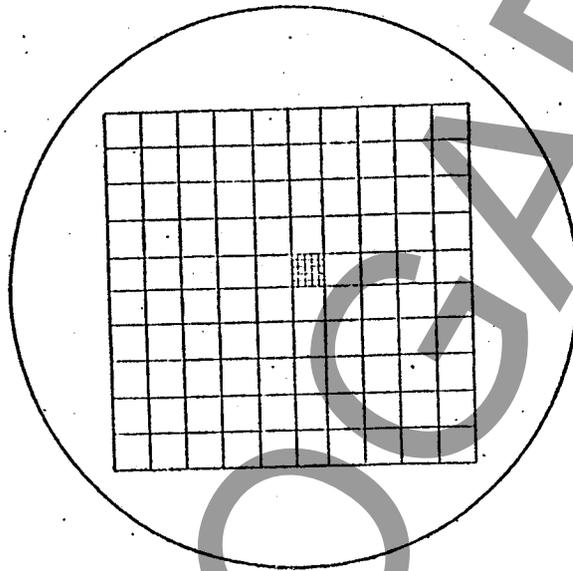


Figura 8 - Retículo de Whipple

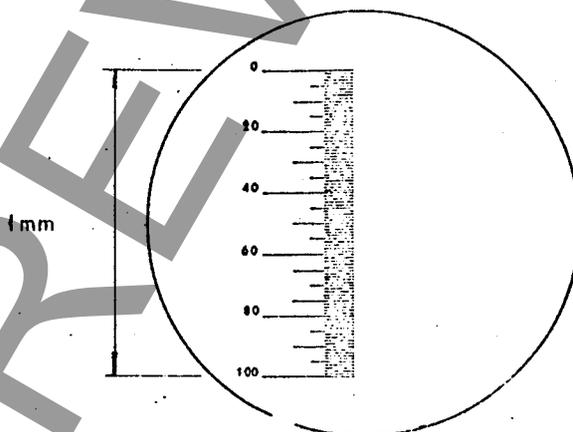


Figura 9 - Micrômetro com suas respectivas divisões

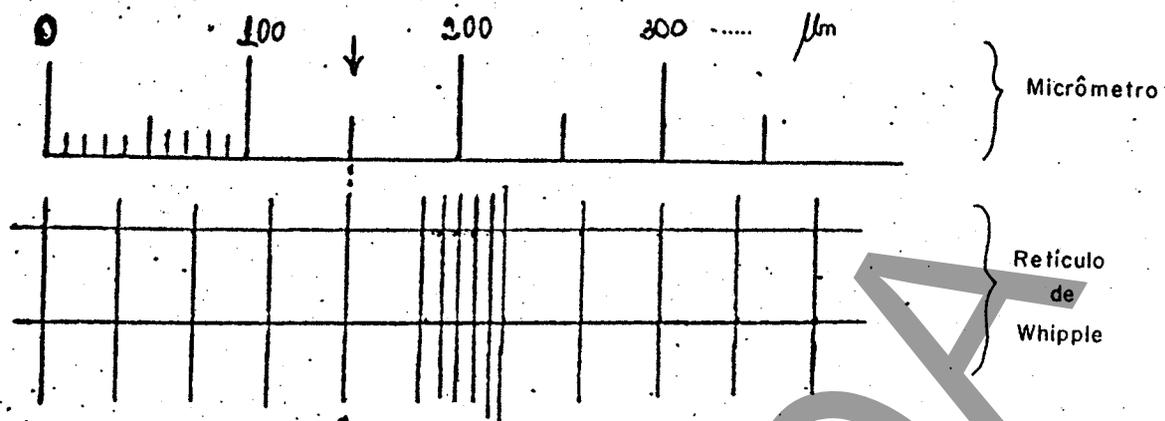


Figura 10 - Superposição do micrômetro ao Retículo de Whipple

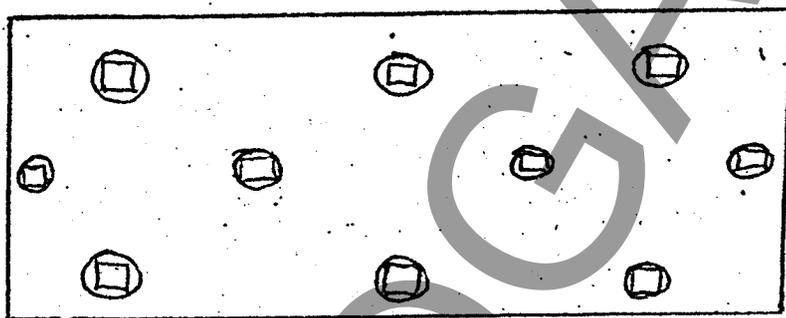


Figura 11 - Distribuição dos dez campos na câmara de Sedgwick - Rafter

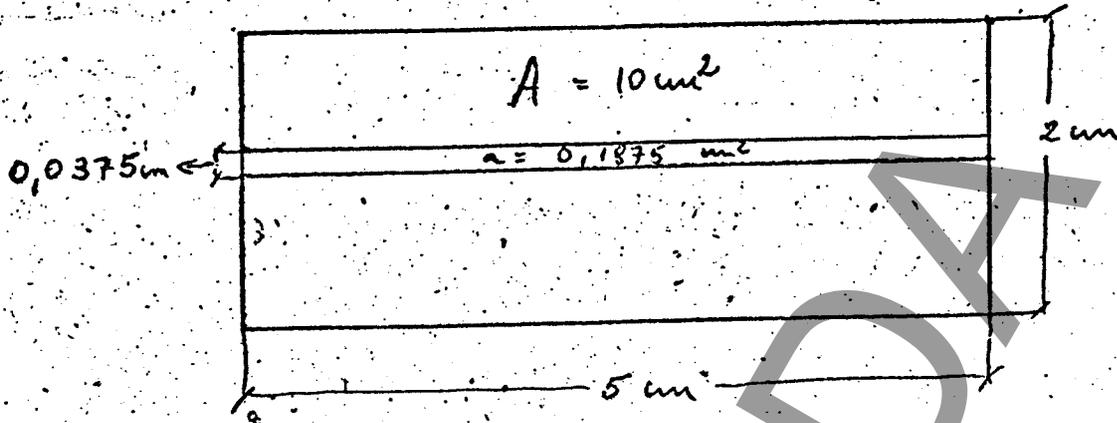


Figura 12 - Faixa longitudinal em câmara de Sedgwick - Rafter

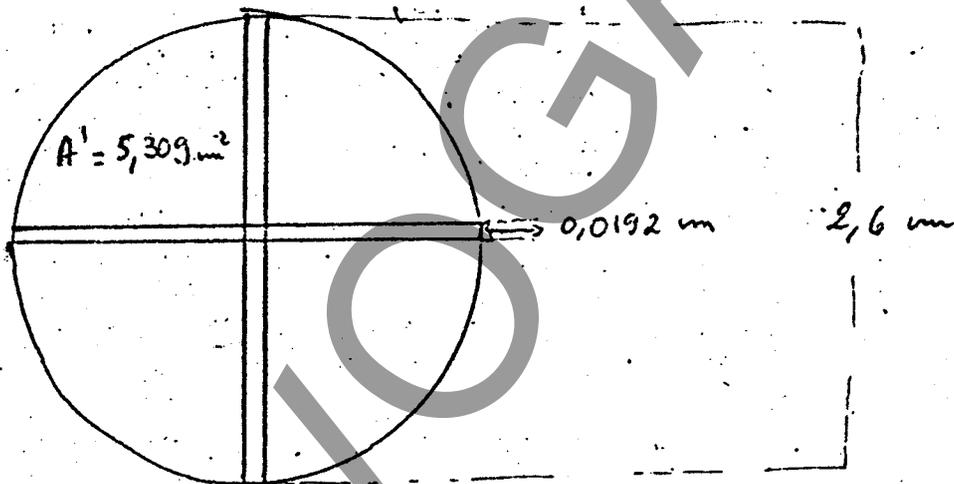


Figura 13 - Câmara de Utermohl com os dois transectos representados