



# Apresentação

O presente documento foi organizado com o objetivo de reunir, de forma clara e padronizada, os protocolos operacionais adotados no Laboratório de Ciências Ambientais (LCA) da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF).

As instruções aqui descritas abrangem:

- o Metodologias analíticas aplicadas diferentes matrizes ambientais e biológicas
- o Procedimentos para uso seguro e eficiente dos equipamentos disponíveis no laboratório
- o Preparo de soluções de uso comum, reagentes e materiais
- o Recomendações gerais de segurança, organização e rastreabilidade

Cada protocolo ou seção temática está vinculado a uma estrutura de navegação por hiperlinks, permitindo o retorno rápido ao menu principal (Metodologias analíticas, Soluções de uso comum, Uso de equipamentos) ou a outros protocolos relacionados. Esse sistema facilita o acesso, garante maior agilidade no uso prático e contribui para a organização digital do material.

Este documento é de uso contínuo e poderá ser atualizado conforme a introdução de novos procedimentos, equipamentos ou requisitos institucionais. Recomenda-se a sua leitura completa antes do início de qualquer atividade analítica no LCA.

Recomendações gerais

# Segurança no Manuseio de Reagentes

- Sempre preparar soluções ácidas na capela, especialmente as que envolvem ácidos concentrados, como HCl e HNO<sub>3</sub>, para evitar a exposição a vapores tóxicos.
- Utilizar Equipamentos de Proteção Individual (EPIs), como jaleco, luvas de borracha, óculos de proteção e máscara, especialmente ao manusear ácidos concentrados e reagentes tóxicos.

## Precisão nas Medidas

- Usar balanças analíticas para pesagens precisas e vidrarias apropriadas, como pipetas e provetas, para garantir a exatidão nas diluições.
- Evitar o uso de balões volumétricos para preparar misturas altamente reativas, como água régia; preferir o uso de provetas ou bêqueres.

## Limpeza e Armazenamento de Soluções

- Limpar adequadamente toda a vidraria antes e após o uso com água Milli-q e, quando necessário, com Extran para evitar contaminação cruzada.
- Armazenar soluções em frascos de vidro ou plástico apropriados, com rotulagem clara indicando o conteúdo, a concentração, a data de preparação e a validade.

## Descarte de Resíduos Químicos

- Respeitar os protocolos de descarte de resíduos químicos, encaminhando soluções ácidas e outras substâncias potencialmente tóxicas para o sistema de tratamento de resíduos do laboratório.
- Registro e Controle de Qualidade
- Registrar todas as preparações, anotando a quantidade de reagentes usados, o volume final, a data e o nome do responsável pela preparação.
- Realizar testes periódicos de qualidade para verificar a concentração e a eficácia das soluções, principalmente quando preparadas em grandes quantidades ou armazenadas por períodos prolongados.

# **Metodologias de análise**

# **Protocolo para preparação de solos e sedimentos para a determinação de metais semi totais**

## **Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) Obrigatórios**

- Jaleco de algodão ou poliéster de mangas longas
- Luvas de nitrila (devem ser trocadas ao menor sinal de contaminação) Óculos de proteção
- Máscara (recomendado, especialmente durante manipulação de ácidos)

## **Cuidados Pessoais e de Contaminação**

- Higienize as mãos antes e após o uso de luvas.
- Evite tocar superfícies externas com luvas contaminadas.
- Trabalhe sempre sobre papel absorvente limpo.
- Etiquete previamente todos os frascos, tubos e recipientes.
- Utilize materiais previamente descontaminados com  $\text{HNO}_3$  10% e enxaguados com água Milli-Q.
- Nunca reutilize funis, tubos ou frascos sem reprocessar a limpeza.
- Realize o procedimento exclusivamente dentro da capela de exaustão.

## **Material necessário**

- Preparo prévio: Liofilizar, fracionar e homogeneizar as amostras de acordo com o necessário
- Lista de identificação das amostras
- Frascos para o extrato (em vidro ou plástico limpo, iguais ao número de amostras)
- Proveta de vidro de 10 mL
- Béquer de 50 mL (1 de vidro e 1 de plástico)
- Tubos de teflon (Igual ao número de amostras)
- Provetas de plástico (Igual ao número de amostras)
- Funis (Igual ao número de amostras)
- Piceta para ácido nítrico e Milli-Q
- Recipientes para descarte de resíduos líquidos e sólidos

## **Outros materiais e reagentes**

- Ácido nítrico e ácido clorídrico

- Água Milli-Q
- Filtro de papel analítico
- Papel toalha

## Procedimento passo a passo

### Etapa 1 – Organização e Preparação

- Higienize a capela com álcool 70%.
- Organize os materiais de forma limpa e acessível.
- Verifique e registre o número e identificação das amostras.
- Certifique-se de que todos os tubos e frascos estejam limpos e secos.
- Coloque papel absorvente sob cada área de trabalho para conter possíveis derramamentos.

### Etapa 2 – Adição das Amostras

- Ligue a balança analítica e verifique se está nivelada e calibrada corretamente.
- Com cuidado, coloque o tubo de teflon vazio no centro do prato da balança. Tare a balança (zerar o peso com o tubo no prato).
- Com uma espátula de plástico ou inox limpa, adicione aproximadamente 0,5 g da amostra liofilizada no tubo. Aguarde a estabilização da leitura da balança e registre o peso exato da amostra (pode ser ligeiramente diferente de 0,5 g, mas deve ser anotado com precisão).
- Remova o tubo da balança e feche-o provisoriamente com tampa limpa, evitando exposição ao ambiente.
- Repita o procedimento para cada amostra, sempre:
- Limpando a espátula entre as amostras (com papel limpo ou solução ácida
- diluída, seguida de enxágue com água Milli-Q).
- Utilizando papel absorvente limpo na base da balança para evitar respingos ou acúmulo de resíduos.
- Trabalhando com cuidado para evitar perdas de amostra ou contaminação cruzada.

### Etapa 3 – Digestão Ácida

- Adicione cuidadosamente 9,0 mL de  $\text{HNO}_3$  e 3,0 mL de  $\text{HCl}$  em

cada tubo com amostra.

- Deixe a tampa rosqueada de forma leve ou entreaberta, permitindo a exaustão de gases durante a etapa de digestão ácida.
- Aguarde 12 horas à temperatura ambiente para reação prévia.

#### **Etapa 4 – Digestão por Microondas**

- Coloque os tubos no equipamento de digestão por microondas, respeitando a simetria de posicionamento.
- Execute o programa de digestão apropriado para metais semi totais (consultar protocolo específico do equipamento).
- Após o ciclo, aguarde os tubos resfriarem até temperatura ambiente.

#### **Etapa 5 – Filtração e Armazenamento**

- Filtre o conteúdo dos tubos em proveta de plástico com papel analítico sobre funil limpo.
- Faça a aferição do volume e complete até 50 mL com água Milli-Q.
- Transfira os extratos para frascos rotulados.
- Armazene sob refrigeração (4 °C) até o momento da análise.

# **Protocolo para preparação de solos e sedimentos para a determinação de metais totais**

## **Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) Obrigatórios**

- Jaleco de algodão ou poliéster de mangas longas
- Luvas de nitrila (devem ser trocadas ao menor sinal de contaminação)
- Óculos de proteção
- Máscara (recomendado, especialmente durante manipulação de ácidos)

## **Cuidados Pessoais e de Contaminação**

- Higienize as mãos antes e após o uso de luvas.
- Evite tocar superfícies externas com luvas contaminadas.
- Trabalhe sempre sobre papel absorvente limpo.
- Etiquete previamente todos os frascos, tubos e recipientes.
- Utilize materiais previamente descontaminados com  $\text{HNO}_3$  10% e enxaguados com água Milli-Q.
- Nunca reutilize funis, tubos ou frascos sem reprocessar a limpeza.
- Realize o procedimento exclusivamente dentro da capela de exaustão.

## **Material necessário**

- Preparo prévio: Liofilizar, fracionar e homogeneizar as amostras de acordo com o necessário
- Lista de identificação das amostras
- Frascos para o extrato (em vidro ou plástico limpo, iguais ao número de amostras)
- Proveta de vidro de 10 mL
- Béquer de 50 mL (1 de vidro e 1 de plástico)
- Tubos de teflon (Igual ao número de amostras)
- Provetas de plástico (Igual ao número de amostras)
- Funis (Igual ao número de amostras)
- Piceta para ácido nítrico e Milli-Q
- Recipientes para descarte de resíduos líquidos e sólidos

## **Outros materiais e reagentes**

- Ácido nítrico, ácido clorídrico e ácido bórico
- Água Milli-Q
- Filtro de papel analítico
- Papel toalha
- Procedimento passo a passo

## **Etapa 1 – Organização e Preparação**

- Higienize a capela com álcool 70%.
- Organize os materiais de forma limpa e acessível.
- Verifique e registre o número e identificação das amostras.
- Certifique-se de que todos os tubos e frascos estejam limpos e secos.
- Coloque papel absorvente sob cada área de trabalho para conter possíveis derramamentos.

## **Etapa 2 – Adição das Amostras**

- Ligue a balança analítica e verifique se está nivelada e calibrada corretamente.
- Com cuidado, coloque o tubo de teflon vazio no centro do prato da balança. Tare a balança (zerar o peso com o tubo no prato).
- Com uma espátula de plástico ou inox limpa, adicione aproximadamente 0,5 g da amostra liofilizada no tubo. Aguarde a estabilização da leitura da balança e registre o peso exato da amostra (pode ser ligeiramente diferente de 0,5 g, mas deve ser anotado com precisão).
- Remova o tubo da balança e feche-o provisoriamente com tampa limpa, evitando exposição ao ambiente.
- Repita o procedimento para cada amostra, sempre:
  - Limpando a espátula entre as amostras (com papel limpo ou solução ácida diluída,
- seguida de enxágue com água Milli-Q).
- Utilizando papel absorvente limpo na base da balança para evitar respingos ou acúmulo de resíduos.
- Trabalhando com cuidado para evitar perdas de amostra ou contaminação cruzada.

## **Etapa 3 – Digestão Ácida**

- Adicione cuidadosamente 9,0 mL de  $\text{HNO}_3$ , 3,0 mL de  $\text{HCl}$  e 2 mL de ácido fluorídrico em cada tubo com amostra.
- Deixe a tampa rosqueada de forma leve ou entreaberta, permitindo

- a exaustão de gases durante a etapa de digestão ácida.
- Aguarde 12 horas à temperatura ambiente para reação prévia.

## **Etapa 4 – Digestão por Microondas**

- Coloque os tubos no equipamento de digestão por microondas, respeitando a simetria de posicionamento.
- Execute o programa de digestão apropriado para metais semi totais (consultar protocolo específico do equipamento).
- Após o ciclo, aguarde os tubos resfriarem até temperatura ambiente.

## **Etapa 5 – Neutralização com Ácido Bórico**

- Adicione cuidadosamente 16 mL de solução de ácido bórico a 4% (m/v) em cada tubo para neutralizar o excesso de HF e prevenir a formação de fluoretos insolúveis.
- Feche os tubos e retorne-os ao micro-ondas.
- Execute um programa de aquecimento adequado para garantir a completa neutralização (consultar protocolo específico do equipamento).
- Após o ciclo, aguarde os tubos resfriarem até temperatura ambiente.
- 

## **Etapa 6 – Filtração e Armazenamento**

- Filtre o conteúdo dos tubos em proveta de plástico com papel analítico sobre funil limpo.
- Faça a aferição do volume e complete até 50 mL com água Milli-Q.
- Transfira os extratos para frascos rotulados.
- Armazene sob refrigeração (4 °C) até o momento da análise.

# **Protocolo para preparação de solos e sedimentos para a determinação de metais biodisponíveis**

## **Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) Obrigatórios**

- Jaleco de algodão ou poliéster de mangas longas
- Luvas de nitrila (devem ser trocadas ao menor sinal de contaminação)
- Óculos de proteção
- Máscara (recomendado, especialmente durante manipulação de ácidos)

## **Cuidados Pessoais e de Contaminação**

- Higienize as mãos antes e após o uso de luvas.
- Evite tocar superfícies externas com luvas contaminadas.
- Trabalhe sempre sobre papel absorvente limpo.
- Etiquete previamente todos os frascos, tubos e recipientes.
- Utilize materiais previamente descontaminados com  $\text{HNO}_3$  10% e enxaguados com água Milli-Q.
- Nunca reutilize funis, tubos ou frascos sem reprocessar a limpeza.
- Realize o procedimento exclusivamente dentro da capela de exaustão.

## **Material necessário**

- Preparo prévio: Liofilizar, fracionar e homogeneizar as amostras de acordo com o necessário
- Lista de identificação das amostras
- Frascos para o extrato (em vidro ou plástico limpo, iguais ao número de amostras)
- Proveta de vidro de 10 mL
- Béquer de 50 mL (1 de vidro e 1 de plástico)
- Tubos de teflon (Igual ao número de amostras)
- Provetas de plástico (Igual ao número de amostras)
- Funis (Igual ao número de amostras)
- Piceta para ácido nítrico e Milli-Q
- Recipientes para descarte de resíduos líquidos e sólidos

## **Outros materiais e reagentes**

- Solução de HCl 1 mol L<sup>-1</sup> (preparada diluindo 83 mL de HCl concentrado em 917 mL de água Milli-Q)
- Filtro de papel analítico
- Papel toalha

## Procedimento passo a passo

### Etapa 1 – Organização e Preparação

- Higienize a capela com álcool 70%.
- Organize os materiais de forma limpa e acessível.
- Verifique e registre o número e identificação das amostras.
- Certifique-se de que todos os tubos e frascos estejam limpos e secos.
- Coloque papel absorvente sob cada área de trabalho para conter possíveis derramamentos.
- 

### Etapa 2 – Adição das Amostras

- Ligue a balança analítica e verifique se está nivelada e calibrada corretamente.
- Com cuidado, coloque o tubo de teflon vazio no centro do prato da balança. Tare a balança (zerar o peso com o tubo no prato).
- Com uma espátula de plástico ou inox limpa, adicione aproximadamente 1,00 g da amostra liofilizada em tubos Falcon. Aguarde a estabilização da leitura da balança e registre o peso exato da amostra (pode ser ligeiramente diferente de 1,0 g, mas deve ser anotado com precisão).
- Remova o tubo da balança e feche-o provisoriamente com tampa limpa, evitando exposição ao ambiente.
- Repita o procedimento para cada amostra, sempre:
  - Limpando a espátula entre as amostras (com papel limpo ou solução ácida diluída, seguida de enxágue com água Milli-Q).
  - Utilizando papel absorvente limpo na base da balança para evitar respingos ou acúmulo de resíduos.
  - Trabalhando com cuidado para evitar perdas de amostra ou contaminação cruzada.

### Etapa 3 – Extração

- Adicionar 10 mL da solução de HCl 1 mol L<sup>-1</sup> em cada tubo

contendo amostra, branco ou material certificado de referência.

- Deixe a tampa rosqueada de forma leve ou entreaberta, permitindo a exaustão de gases durante a etapa de digestão ácida.
- Colocar os tubos em agitador horizontal ou shaker a 150 rpm, durante 4 horas a temperatura ambiente.
- 

#### **Etapa 4 – Separação do extrato**

- Deixar os tubos repousarem por 10 minutos.
- Centrifugar a 4000 rpm durante 15 minutos.
- 

#### **Etapa 5 – Filtração e Armazenamento**

- Filtre o conteúdo dos tubos em proveta de plástico com papel analítico sobre funil limpo.
- Faça a aferição do volume e complete até 15 mL com  $\text{HNO}_3$  0,5 N.
- Transfira os extratos para frascos rotulados.
- Armazene sob refrigeração ( $4^\circ\text{C}$ ) até o momento da análise.

# **Protocolo para preparação de água para a determinação de metais totais**

## **Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) Obrigatórios**

- Jaleco de algodão ou poliéster de mangas longas
- Luvas de nitrila (devem ser trocadas ao menor sinal de contaminação)
- Óculos de proteção
- Máscara (recomendado, especialmente durante manipulação de ácidos)

## **Cuidados Pessoais e de Contaminação**

- Higienize as mãos antes e após o uso de luvas.
- Evite tocar superfícies externas com luvas contaminadas.
- Trabalhe sempre sobre papel absorvente limpo.
- Etiquete previamente todos os frascos, tubos e recipientes.
- Utilize materiais previamente descontaminados com  $\text{HNO}_3$  10% e enxaguados com água Milli-Q.
- Nunca reutilize funis, tubos ou frascos sem reprocessar a limpeza.
- Realize o procedimento exclusivamente dentro da capela de exaustão.

## **Material necessário**

- Lista de identificação das amostras
- Frascos para o extrato (em vidro ou plástico limpo, iguais ao número de amostras)
- Proveta de vidro de 10 mL
- Proveta de 50 mL
- Béquer de 50 mL (1 de vidro e 1 de plástico)
- Tubos de teflon (Igual ao número de amostras)
- Provetas de plástico (Igual ao número de amostras)
- Funis (Igual ao número de amostras)
- Piceta para ácido nítrico e Milli-Q
- Recipientes para descarte de resíduos líquidos e sólidos

## **Outros materiais e reagentes**

- Ácido nítrico e ácido clorídrico
- Água Milli-Q
- Filtro de papel analítico
- Papel toalha

## **Procedimento passo a passo**

### **Etapa 1 – Organização e Preparação**

- Higienize a capela com álcool 70%.
- Organize os materiais de forma limpa e acessível.
- Verifique e registre o número e identificação das amostras.
- Certifique-se de que todos os tubos e frascos estejam limpos e secos.
- Coloque papel absorvente ou plástico sob cada área de trabalho para conter possíveis derramamentos.

### **Etapa 2 – Adição das Amostras**

- Homogeneíze a amostra agitando o recipiente levemente.
- Com o auxílio de uma proveta limpa, adicione 22,5 mL da amostra de água ao tubo de teflon.
- Adicione 2,5 mL de ácido nítrico concentrado ( $\text{HNO}_3$  65%) diretamente no tubo contendo a amostra.

### **Etapa 3 – Digestão por Microondas**

- Coloque os tubos no equipamento de digestão por microondas, respeitando a simetria de posicionamento.
- Execute o programa de digestão apropriado para metais totais (consultar protocolo específico do equipamento).
- Após o ciclo, aguarde os tubos resfriarem até temperatura ambiente.

### **Etapa 5 – Filtração e Armazenamento**

- Filtre o conteúdo dos tubos em proveta de plástico com papel analítico sobre funil limpo.
- Faça a aferição do volume e complete até 25 mL com água Milli-Q.
- Transfira os extratos para frascos rotulados.
- Armazene sob refrigeração (4 °C) até o momento da análise.

# **Protocolo para preparação de água para a determinação de metais dissolvidos**

## **Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) Obrigatórios**

- Jaleco de algodão ou poliéster de mangas longas
- Luvas de nitrila (devem ser trocadas ao menor sinal de contaminação)
- Óculos de proteção
- Máscara (recomendado, especialmente durante manipulação de ácidos)

## **Cuidados Pessoais e de Contaminação**

- Higienize as mãos antes e após o uso de luvas.
- Evite tocar superfícies externas com luvas contaminadas.
- Trabalhe sempre sobre papel absorvente limpo.
- Etiquete previamente todos os frascos, tubos e recipientes.
- Utilize materiais previamente descontaminados com  $\text{HNO}_3$  10% e enxaguados com água Milli-Q.
- Nunca reutilize funis, tubos ou frascos sem reprocessar a limpeza.
- 

## **Material necessário**

- Lista de identificação das amostras
- Frascos para o extrato (em vidro ou plástico limpo, iguais ao número de amostras)
- Proveta de vidro de 10 mL
- Béquer de 50 mL (1 de vidro)
- Fitas indicadoras de pH (faixa 0–6)
- Piceta para ácido nítrico e Milli-Q
- Recipientes para descarte de resíduos líquidos e sólidos

## **Equipamentos para Filtração**

- Kitassato de vidro
- Bomba de vácuo
- Membranas de filtração de 0,70 µm (diâmetro conforme suporte)
- Suporte de membrana (funil adaptador com rosca)
- Mangueiras de silicone ou PVC (compatíveis com bomba de vácuo)

## **Outros materiais e reagentes**

- Ácido clorídrico diluído a 25%
- Água Milli-Q
- Papel toalha

## Procedimento passo a passo

### Etapa 1 – Filtração das Amostras (Logo após coleta ou chegada ao laboratório)

- Monte o sistema de filtração: Kitassato + suporte de membrana + membrana de 0,70 µm devidamente fixada e conectada à bomba de vácuo.
- Higienize todo o sistema com água Milli-Q antes do uso.
- Transfira a amostra de água homogeneizada para o copo do sistema e inicie o vácuo.
- Colete o filtrado diretamente em um frasco limpo e identificado.
- Descarte a membrana após cada amostra para evitar contaminação cruzada.

### Etapa 2 – Acidificação e Verificação do pH

- Imediatamente após a filtração, adicione ácido nítrico concentrado ( $\text{HNO}_3$  65%) à amostra filtrada até alcançar  $\text{pH} < 2$ .
- Utilize uma fita indicadora de pH para verificar.
  - Mergulhe uma gota da amostra sobre a fita e compare com a escala.
  - Se necessário, adicione mais ácido e repita a verificação.
- Tampe bem o frasco e armazene sob refrigeração (4 °C) até a determinação dos metais.



# **Protocolo para preparação de amostras de tecido animal para determinação de metais**

## **Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) Obrigatórios**

- Jaleco de algodão ou poliéster de mangas longas
- Luvas de nitrila (devem ser trocadas ao menor sinal de contaminação)
- Óculos de proteção
- Máscara (recomendado, especialmente durante manipulação de ácidos)

## **Cuidados Pessoais e de Contaminação**

- Higienize as mãos antes e após o uso de luvas.
- Evite tocar superfícies externas com luvas contaminadas.
- Trabalhe sempre sobre papel absorvente limpo.
- Etiquete previamente todos os frascos, tubos e recipientes.
- Utilize materiais previamente descontaminados com  $\text{HNO}_3$  10% e enxaguados com água Milli-Q.
- Nunca reutilize funis, tubos ou frascos sem reprocessar a limpeza.

## **Liofilização das Amostras**

### **Materiais Necessários**

- Plástico filme
- Agulha de insulina
- Tubos de armazenamento identificados
- Procedimento
- Remova as tampas dos tubos de armazenamento e reserve-as.
- Cubra os tubos com plástico filme e faça pequenos furos com uma agulha de insulina.
- Armazene as amostras a -20 °C até congelamento completo.
- Liofilize as amostras conforme protocolo do equipamento da Central Analítica.



## Homogeneização das Amostras

### Materiais Necessários

- Pilão e gral de porcelana (ou material inerte)
- Espátula de aço inox ou material inerte

### Procedimento

- Certifique-se de que as amostras estejam completamente secas.
- Transfira a amostra seca para o gral.
- Triture a amostra até obter um pó fino e homogêneo.
- Transfira o pó para tubo de armazenamento limpo e identificado.
- Armazene as amostras homogeneizadas sob condições apropriadas até a digestão.

### Digestão ácida

- Materiais Analíticos
- Etiquetas (uma por amostra)
- Frascos para extrato (iguais ao número de amostras)
- Proveta de vidro (10 mL)
- Béquer de 50 mL
- Tubos de vidro (iguais ao número de amostras)
- Provetas de plástico (iguais ao número de amostras)
- Funis (iguais ao número de amostras)
- Balão volumétrico de 1000 mL ou menor
- Recipientes para descarte de resíduos líquidos e sólidos

### Reagentes e acessórios

- Ácido nítrico concentrado ( $\text{HNO}_3$  65%)
- Piceta com  $\text{HNO}_3$  0,5 N
- Piceta com água Milli-Q
- Caneta marcadora
- EPIs e Higiene
- Álcool 70%
- Papel toalha

## Procedimento passo a passo

### Etapa 1 – Organização e Preparação

- Higienize a capela com álcool 70%.
- Organize os materiais de forma limpa e acessível.
- Verifique e registre o número e identificação das amostras.
- Certifique-se de que todos os tubos e frascos estejam limpos e secos.
- Coloque papel absorvente sob cada área de trabalho para conter possíveis derramamentos.

### Etapa 2 – Descongelamento e Pesagem

- Retire as amostras do freezer e deixe descongelar completamente à temperatura ambiente.
- Ligue a balança analítica, verifique se está nivelada e calibrada corretamente.
- Coloque o tubo de vidro vazio no centro do prato da balança e tare (zerar) o peso do tubo.
- Com uma espátula limpa, adicione cuidadosamente aproximadamente 0,5 g da amostra liofilizada no tubo.
- Aguarde a estabilização da leitura e registre o peso exato da amostra (mesmo que ligeiramente diferente de 0,5 g).
- Repita o procedimento para todas as amostras, sempre:
  - Limpando a espátula entre as amostras para evitar contaminação cruzada;
  - Trabalhando sobre papel absorvente limpo;
  - Garantindo que cada tubo esteja identificado corretamente com etiqueta.
  - Registre todas as massas em planilha de controle para rastreabilidade.

### Etapa 3 – Digestão Ácida

- Adicione 5 mL de  $\text{HNO}_3$  65% à amostra.
- Deixe reagir overnight a 60 °C em bloco digestor ou chapa

aquecida.

- No dia seguinte, aqueça gradualmente até atingir 150 °C, mantendo até que a solução esteja quase seca.

## **Etapa 4 – Preparo e Aplicação do HNO<sub>3</sub> 0,5 N**

- Prepare solução de ácido nítrico 0,5 N:
  - Dilua 32,5 mL de HNO<sub>3</sub> 65% em 967,5 mL de água Milli-Q em balão volumétrico de 1 L.
- Após digestão, retire os tubos e adicione quantidade suficiente de HNO<sub>3</sub> 0,5 N para ressuspender completamente o resíduo.
- Aqueça novamente a 60 °C por pelo menos 30 minutos.
- Deixe as amostras resfriarem antes da próxima etapa.

## **Etapa 5 – Aferição e Armazenamento**

- Complete o volume das amostras para volume desejado com HNO<sub>3</sub> 0,5 N.
- Transfira o conteúdo para frascos de armazenamento rotulados.
- Armazene sob refrigeração (4 °C) até a análise.

## **Etapa 6 – Limpeza e Descarte**

- Limpe a capela e descarte os resíduos conforme protocolo de segurança.
- Lave os tubos e vidrarias com HNO<sub>3</sub> 10% e enxágue com água Milli-Q.

# **Protocolo para preparação de amostras de peixes para determinação de metais em tecido úmido**

## **Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) Obrigatórios**

- Jaleco de algodão ou poliéster de mangas longas
- Luvas de nitrila (devem ser trocadas ao menor sinal de contaminação)
- Óculos de proteção
- Máscara (recomendado, especialmente durante manipulação de ácidos)

## **Cuidados Pessoais e de Contaminação**

- Higienize as mãos antes e após o uso de luvas.
- Evite tocar superfícies externas com luvas contaminadas.
- Trabalhe sempre sobre papel absorvente limpo.
- Etiquete previamente todos os frascos, tubos e recipientes.
- Utilize materiais previamente descontaminados com  $\text{HNO}_3$  10% e enxaguados com água Milli-Q.
- Nunca reutilize funis, tubos ou frascos sem reprocessar a limpeza.

## **Preparação da amostra**

### **Pesagem**

- Pese  $1,00 \pm 0,05$  g da pasta úmida no tubo.
- Prepare brancos de reagente e tubos com CRM (p.ex., DORM-4).

### **Digestão ácida**

#### **Pré-digestão**

- Adicione 5 mL de  $\text{HNO}_3$  65 % sobre a amostra.
- Deixe reagir 30–60 min em capela, tampa apoiada.

#### **Digestão térmica**

- Coloque os tubos no bloco a  $110^{\circ}\text{C}$  por 2 horas.
- Retire, incline cuidadosamente e adicione 1 mL de  $\text{H}_2\text{O}_2$  30 % pelas paredes internas.
- Retorne ao bloco e aqueça mais 10 horas (ou até solução límpida amarelo-pálida).

- Persistindo cor, acrescente 0,2 mL extras de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> e aqueça 15 min.

## Diluição e volume final

- Deixe os tubos esfriarem.
- Enxágue as paredes internas com água Milli-Q, levando o volume a ~12 mL.
- Transfira quantitativamente para tubo cônico de 15 mL, lavando o recipiente de digestão duas vezes.
- Complete até volume desejado com HNO<sub>3</sub> 2 %.

## Filtração e armazenamento

- Se houver turbidez, filtre em filtro analítico.
- Armazene a 4 °C; analisar em até 7 dias.

## Controle de qualidade

- Duplicatas de digestão a cada 10 amostras (RSD < 10 %).
- Brancos devem permanecer < 3 × LOD.
- Recuperação no CRM entre 80–120 %.
- Adicionar padrão interno (Sc, Rh ou In 10 µg L<sup>-1</sup>) on-line.

## Limpeza e descarte

- Descarte resíduos ácidos em coletor específico.
- Lave vidrarias com HNO<sub>3</sub> 10 % e enxágue Milli-Q.
- Limpe a capela com álcool 70 % ao finalizar.
-



# Preparação de lâminas permanentes de meristemas radiculares de Allium cepa

## Objetivo

Obter lâminas permanentes de pontas de raiz de cebola para análise citogenética (ciclo celular, aberrações cromossômicas, índices mitóticos), empregando o corante de Feulgen e a técnica de esmagamento suave.

## Fundamento

O corante de Feulgen marca DNA após hidrólise controlada em HCl. A técnica de esmagamento suave dispersa as células do meristema sem romper os cromossomos, permitindo observação em alto aumento.

## Segurança e boas práticas

- Vista jaleco de mangas longas, luvas de nitrila, óculos de proteção e máscara sempre que manusear ácidos ou solventes
- Realize hidrólise ácida e descarte de resíduos exclusivamente na capela de exaustão
- Rotule vidrarias com conteúdo, concentração, data e responsável; registre cada etapa no caderno do laboratório.

## Materiais necessários

- Pontas de raiz de A. cepa (1–1,5 cm) fixadas em Carnoy 3:1 (etanol:ácido acético).
- HCl 1 M pré-aquecido a 60 °C.
- Reagente de Schiff (Feulgen) recém-preparado ou comercial, protegido da luz.
- Água Milli-Q para lavagens.
- Lâminas e lamínulas previamente desengorduradas.
- Papel de filtro, nitrogênio líquido, verniz incolor ou resina sintética.

## Equipamentos

- Banho-maria termostatizado (60 °C), microscópio óptico (40× e 100×), Dewar com N<sub>2</sub> líquido, freezer –20 °C para armazenamento temporário.
- Procedimento

## Procedimento passo a passo

- Remoção do fixador: Lave as raízes três vezes em água Milli-Q durante 10 min cada.
- Hidrólise ácida: Transfira as raízes para HCl 1 M a 60 °C por 8 min. Evite ultrapassar esse tempo para não super-hidrolisar a cromatina.
- Lavagem pós-hidrólise: Enxágue três vezes em água Milli-Q (5 min cada) para remover todo o ácido.
- Coloração Feulgen: Cubra as raízes com reagente de Schiff e mantenha por 2 h no escuro.
- Enxágue da cor: Deixe a água corrente fria fluir sobre as raízes durante ~10 min, até que o excesso de corante seja removido.
  - Montagem por esmagamento suave:
  - Coloque um meristema sobre a lâmina.
  - Deposite 1–2 µL de reagente de Schiff residual.
  - Aplique a lamínula, cubra com papel de filtro e bata levemente com a extremidade de uma caneta para espalhar as células.
- Congelamento para retirada da lamínula: Apoie a lâmina sobre bloco metálico resfriado em N<sub>2</sub> líquido por ~5 s. Deslize a lamínula com pinça; as células permanecerão aderidas à lâmina.
- Selagem e cura: Deixe secar ao ar e aplique verniz incolor nas bordas ou cubra com Entellan®. Mantenha horizontalmente por 24 h.
- Observação microscópica: Examine inicialmente em 40× para localizar o meristema. Use 100× (óleo de imersão) para registrar interfase, prófase, metáfase, anáfase e telofase. Para cada tratamento conte 500 células por lâmina, totalizando 5 000 células.
- Armazenamento: Guarde as lâminas em caixas verticais, em local seco e escuro; fotografe campos representativos para arquivo digital.
- Descarte de resíduos: Soluções de HCl e Schiff devem ser recolhidas em recipientes específicos para resíduos ácidos/aldeídicos e encaminhadas ao sistema de tratamento do LCA. Após uso, lave vidrarias com HNO<sub>3</sub> 10 % e enxágue com água Milli-Q antes de armazena

# **Uso de equipamentos**

## Microondas Mars 5



### Observações:

- Para a realização deste procedimento, é necessário o agendamento prévio com o chefe da central analítica.

### Protocolo:

- A temperatura ambiente recomendada para utilização do liofilizador é de 21°C → verificar se os aparelhos de ar-condicionado estão ligados.
- Ligar a capela → o microondas só pode ser usado com a capela ligada.
- Coloque a tampa e aperte cada vaso manualmente. Em seguida, use a ferramenta de torque até acontecer um “TEC”.

Chave de  fechamento dos tubos



- Ligar a chave de energia I (ligar os dois botões).



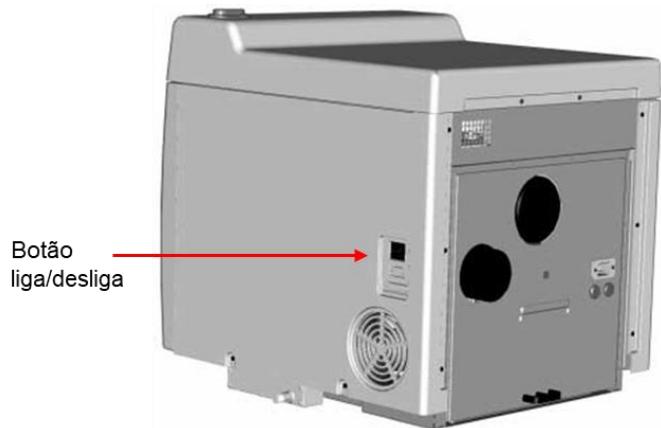
- Ligar o estabilizador e esperar o sinal (Barulho “Bip”).



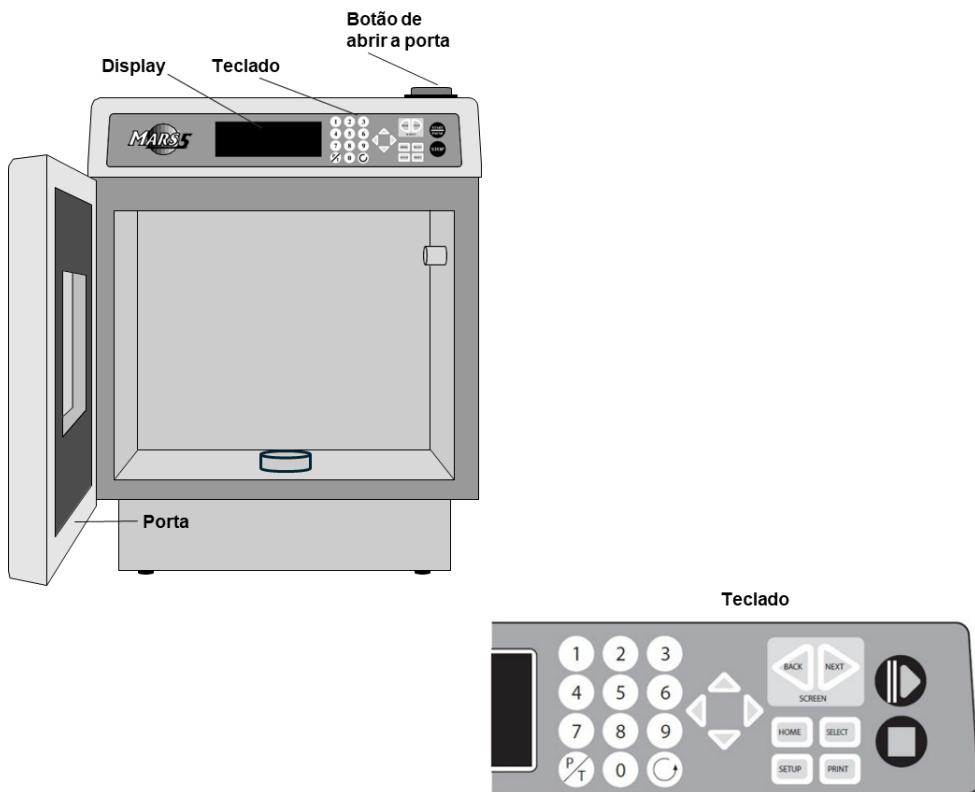
- Ligar a chave de energia II pressionando o botão verde (Só liga se fizer o barulho “Tuf”):



- Ligar o micro-ondas no botão lateral

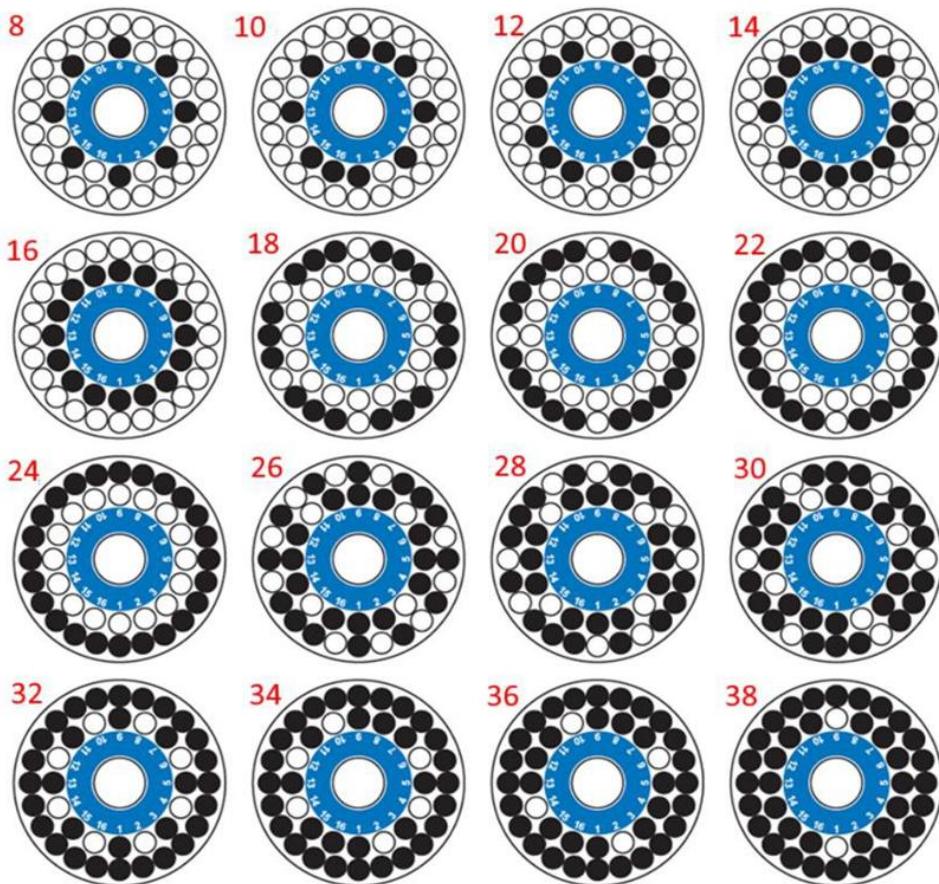


- Painel do microondas

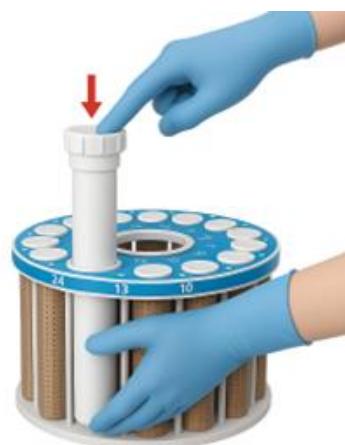


- Limpe os tubos com toalha de papel e coloque no carrossel de acordo conforme o número de tubos e o quadro abaixo.

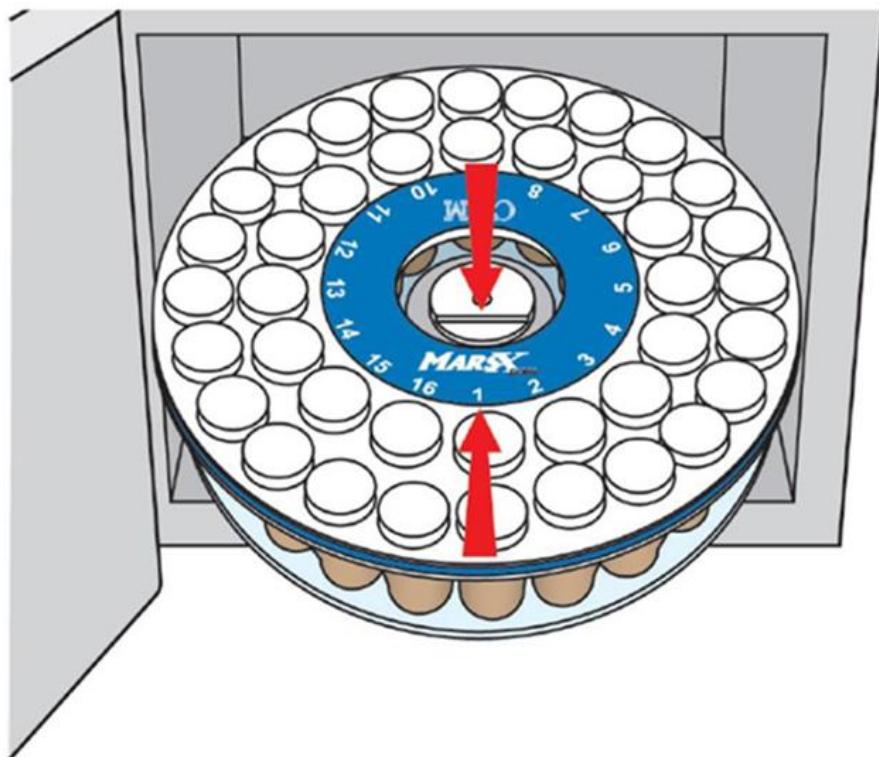
Parâmetro	Valor
Capacidade do frasco	55 mL
Volume mínimo	5 mL
Volume máximo	25 mL
Tamanho máx. da amostra orgânica (peso seco)	0,5 g
Tamanho máx. da amostra inorgânica (peso seco)	1,0 g
Temperatura máxima do método	210 °C
Mínimo de frascos por rodada	8



Todos os tubos devem ser inseridos **COMPLETAMENTE** dentro de uma manga composta sobre a plataforma giratória. Durante a digestão por micro-ondas, os vasos se expandem e formam bolhas, furos ou inchaço das paredes onde não estiverem contidos pela manga. Isso destruirá o vaso e a amostra será perdida.



- Colocar o carrossel no micro-ondas com o número 1 voltado para frente



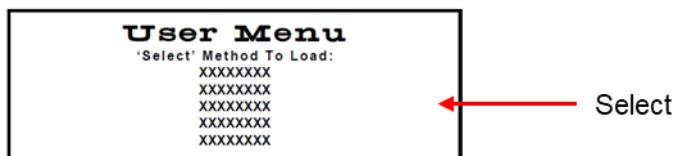
- Selecionar a opção Edit/Create Method e pressionar a tecla Select.



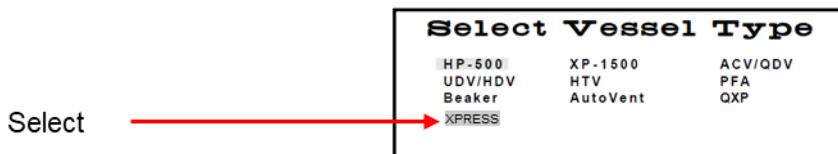
- Selecionar a opção User Directory e pressionar a tecla Select.



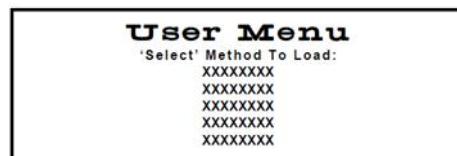
- Selecionar o tipo de método e pressionar a tecla Select.



- Selecionar o tipo de tubo, geralmente XPRESS e pressionar a tecla Select



- Selecionar o tipo de amostra e pressionar Select



- Programar a potência

- A potência será sempre 1600 W por causa do tipo de tubo (XPRESS)
- Programar a porcentagem da potência de acordo com a regra:

ENTER METHOD PARAMETERS							
STAGE	POWER	TIME	PSI	°C	S	HOLD	
X	1600W	000	00:00	0000	000	0	00:00
Press Select to Change							

8 a 12 tubos = 60%  
 13 a 24 tubos = 80%  
 25 a 40 tubos = 100%

- Editar o nome do método e/ou pressionar a tecla Next

METHOD NAME: XXX XXXX											
0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	A	B
C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N
O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y	Z
Á	Ç	É	È	Ê	Í	Ï	Ñ	Ó	Ô	Ö	Ü
SPACE	DELETE										

- Informar o número de tubos e pressionar a tecla Next

<b>Method Information</b>											
SAMPLE DESCRIPTION: XXXXX XXXXXX											
REAGENTS: XXXX											
NUMBER OF VESSELS: XX											
AV. SAMPLE WT.: X.XXG											
AV. SAMPLE VOL.: XXXmL											
Press Select to Change											

- Iniciar o método editado selecionando a opção Load Method e pressionar a tecla Start

<b>CEM Method Menu</b>											
Edit/Create Method				Load Method							
'Start' Current Method: XXXXXXX											

- Após o término da digestão, permita que os tubos esfriem por pelo menos 30 minutos antes de retirá-los do microondas ou abrir os tubos. A liberação de pressão não deve ser feita até que as amostras estejam em temperatura ambiente.
- Em capela, abra cuidadosamente cada vaso. Qualquer perda de amostra ou volume durante este procedimento comprometerá os resultados. Gire a tampa lentamente usando a chave de torque, mantendo o orifício de ventilação voltado para longe de você.
  - Pode ser necessário liberar a pressão gradualmente, afrouxando e apertando a tampa várias vezes. Repita o processo até que a amostra esteja completamente despressurizada.
  -

- Utilize sempre os Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) apropriados para evitar queimaduras químicas.
- Se a solução não estiver clara e homogênea, contate a equipe do laboratório.

### **Desligar o microondas:**

- 1º Retirar o carrossel e fechar a porta
- 2º Desligar o micro-ondas no botão lateral
- 3º Desligar a chave de energia II pressionando o botão vermelho
- 4º Desligar o estabilizador
- 5º Desligar a chave de energia I 6º Desligar a capela
- 7º Desligar o ar-condicionado

# Liofilizador de bancada

## Observações:

- Para a realização deste procedimento, é necessário o agendamento prévio d liofilizador com o chefe da central analítica.

## Protocolo:

- A temperatura ambiente recomendada para utilização do liofilizador é de 21°C → verificar se os aparelhos de ar-condicionado estão ligados.
- Abrir a tampa do liofilizador: Secar a câmara de condensação, tampa, reservatório e estantes com papel toalha.
- Abrir a válvula da mangueira (Drain), remover qualquer líquido, e fechar novamente.
- 

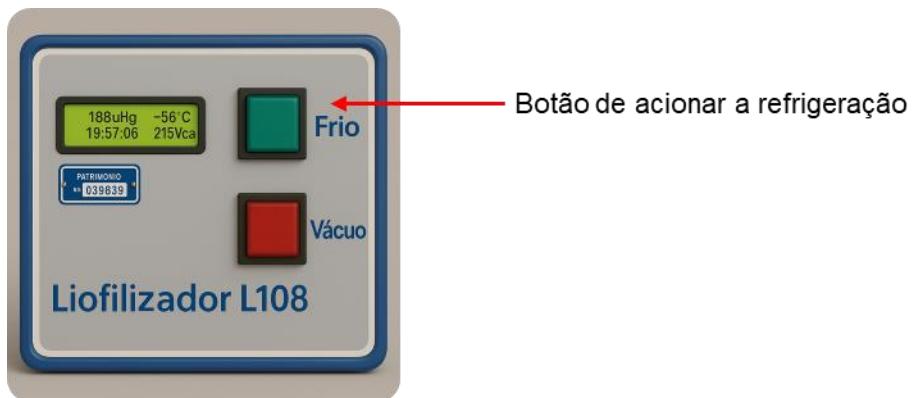
Válvula da mangueira



- Fechar a tampa do condensador novamente.
- Verificar nível do óleo da bomba de vácuo e completar se necessário.



- Conectar o liofilizador na rede de energia.
- Acionar a refrigeração (Frio), pressionando o botão verde.

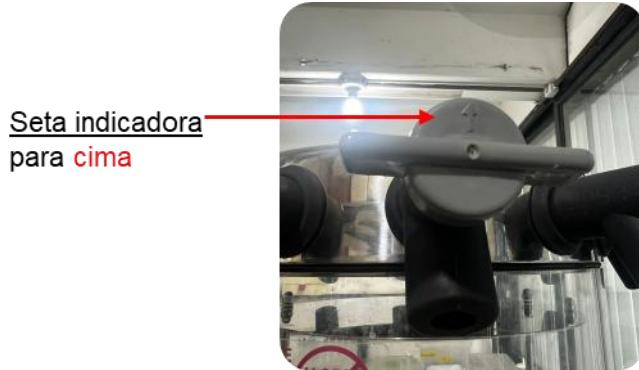


- Esperar aproximadamente 1 hora até a estabilização térmica a aproximadamente -56°C.
- Retirar as amostras do freezer e colocar diretamente nas bandejas ou garrafas, sem descongelar. As amostras devem ser tapadas com plástico filme perfurado com agulha, evitando vazamentos, especialmente de partículas.

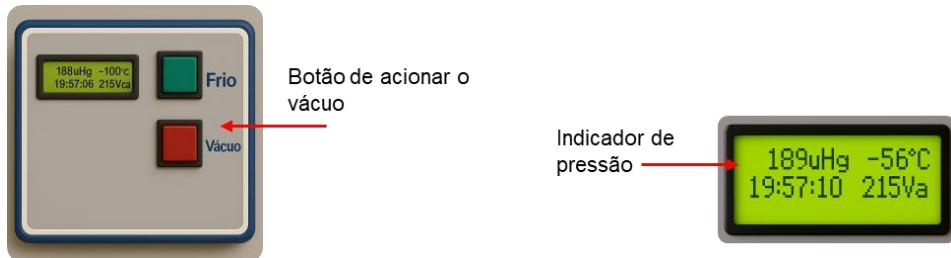
Plástico filme com  
pequenas  
perfurações.



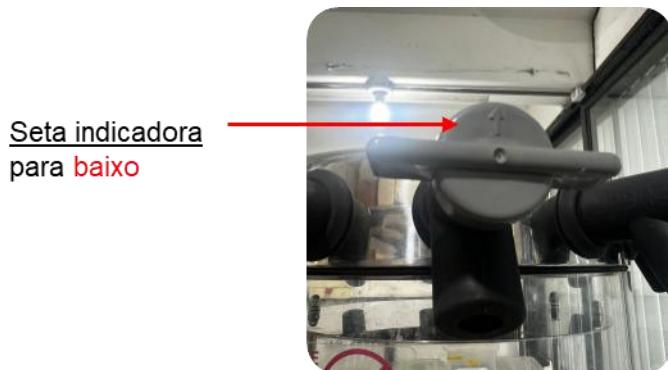
- Verificar se todas as válvulas estão na posição “vácuo”.



- Acionar o botão vermelho (“Vácuo”) e verificar se houve formação de vácuo observando a pressão no visor e esperar estabilizar até valores abaixo de 500 µHg.



- Deixar as amostras no Liofilizador por tempo determinado de acordo com o tipo de amostra e verificar o funcionamento do equipamento periodicamente.
- Para retirar as amostras, é preciso abrir lentamente as válvulas de vedação e deixar a pressão interna estabilizar.



- Fechar as amostras e armazenar de acordo com o tipo de material.
- Desligar a bomba de vácuo e o liofilizador, pressionando o botão vermelho e retirar o da energia.
- Abrir a válvula da mangueira Drain e retirar qualquer quantidade de líquidos que possa estar dentro da mesma e fechar a válvula novamente.
- Registrar a utilização no formulário de utilização de uso do Liofilizador.
- Desligar os aparelhos de ar-condicionado

# Liofilizador de orgânicos

## Observações:

- Para a realização deste procedimento, é necessário o agendamento prévio do liofilizador com o chefe da central analítica.

**ESTE LIOFILIZADOR NÃO PODE SER UTILIZADO COM MATERIAL SÓLIDO**

## Protocolo:

- A temperatura ambiente recomendada para utilização do liofilizador é de 21°C → verificar se os aparelhos de ar-condicionado estão ligados.
- Abrir a tampa do liofilizador: Secar a câmara de condensação, tampa, reservatório e estantes com papel toalha.
- Abrir a válvula da mangueira (Drain), remover qualquer líquido, e fechar novamente.



- Fechar a tampa do condensador novamente.
- Conectar o liofilizador na rede de energia.
- Acionar a refrigeração (Frio), pressionando o botão verde.
- Esperar aproximadamente 1 hora até a estabilização térmica a aproximadamente -100°C.
- Retirar as amostras do freezer e colocar diretamente nas bandejas ou garrafas, sem descongelar. As amostras devem ser tapadas com plástico filme perfurado com agulha, evitando vazamentos, especialmente de partículas.

Plástico filme com  
pequenas  
perfurações.



Não use frascos  
com excesso de  
material para  
evitar  
transbordamentos

- Verificar se todas as válvulas estão na posição “vácuo”.

Palavra “Abrir”  
para cima



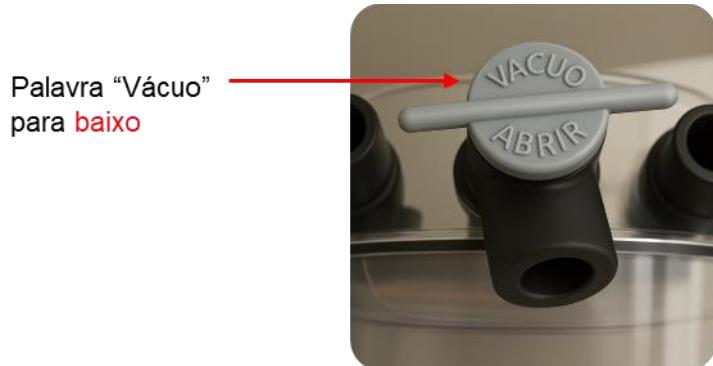
- Acionar o botão vermelho (“Vácuo”) e verificar se houve formação de vácuo observando a pressão no visor e esperar estabilizar até valores abaixo de 250 µHg.



Indicador de  
pressão.



- Deixar as amostras no Liofilizador por tempo determinado de acordo com o tipo de amostra e verificar o funcionamento do equipamento periodicamente.
- Para retirar as amostras, é preciso abrir lentamente as válvulas de vedação antes de desligar o vácuo e deixar a pressão interna estabilizar.
- 



- Após a quebra do vácuo inicial, desligar a bomba no botão vermelho e a refrigeração no botão verde.



- Fechar as amostras e armazenar de acordo com o tipo de material.
- Abrir a válvula da mangueira Drain e retirar qualquer quantidade de líquidos que possa estar dentro da mesma e fechar a válvula novamente.
- Registrar a utilização no formulário de utilização de uso do Liofilizador.
- Desligar os aparelhos de ar-condicionado

# Balança do IRMS

## Observações:

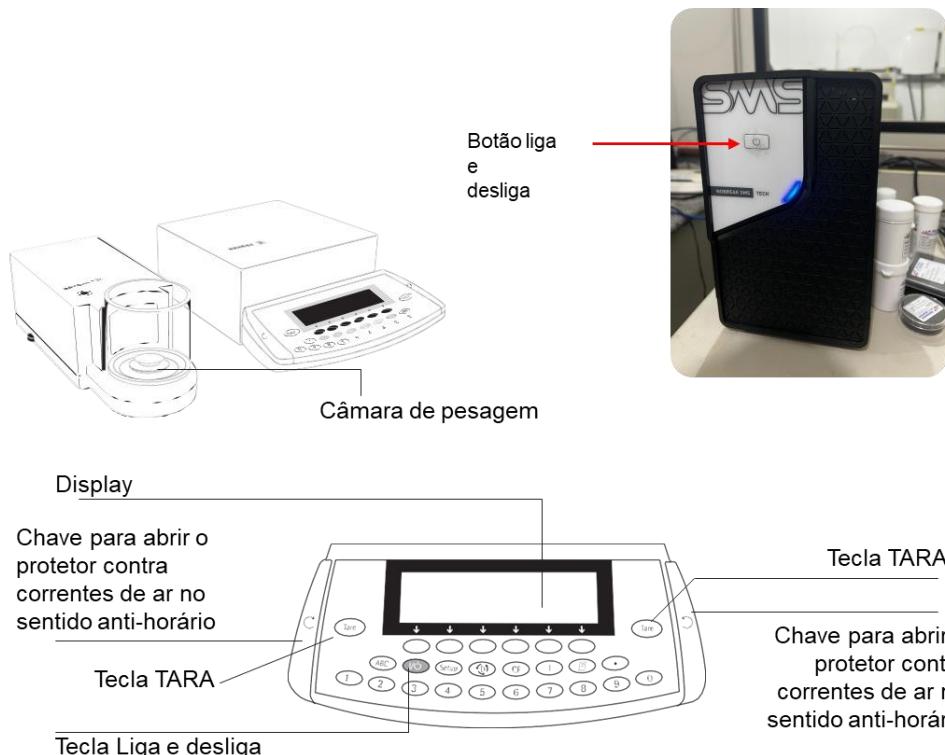
- Para a realização deste procedimento, é necessário o agendamento prévio com o chefe da central analítica.

## Recomendações gerais:

- Certifique-se de que a balança está nivelada, utilizando o nível de bolha e ajustando os pés.
- Verifique se a balança está limpa e livre de resíduos ou partículas de pesagens anteriores.
- Evite correntes de ar, vibrações e variações bruscas de temperatura. Feche portas e janelas próximas, se necessário.
- Use jaleco limpo, luvas e, se aplicável, touca e máscara para evitar contaminações.

## Protocolo:

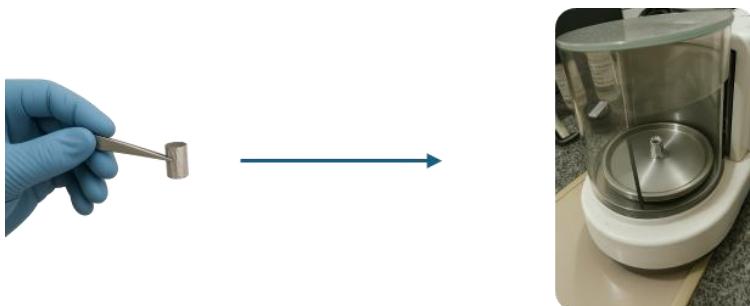
- Ligar o estabilizador e em seguida a balança.



- Escolha o recipiente adequado (cápsula de estanho ou de prata).



- Coloque o vial no centro do prato de pesagem e feche a câmara usando os botões laterais.



- Aguarde a estabilização da leitura e pressione TARE para tarar.
- Remova o vial da câmara de pesagem e adicione a amostra com auxílio de espátula limpa ou pipeta, conforme o tipo de material.
- Mantenha as portas da balança fechadas enquanto aguarda a estabilização da leitura.
- Anote o peso exibido (mg).
- Após a pesagem, remova cuidadosamente o recipiente da balança.
- Dobre cuidadosamente o vial com o auxílio de pinças e armazene na placa anotando a posição correta.
- Limpe a câmara de pesagem com pincel macio ou papel apropriado.
- Desligue a balança e depois o estabilizador, certificando-se de que a câmara esteja na posição correta (voltada para trás).
- Preencha o registro de pesagem, incluindo:
  - Nome do operador e orientador
  - Data e hora
  - Tipo da amostra
  - Observações (ex.: condições ambientais, problemas observados)

# Balanças analíticas

## Recomendações gerais:

- Ligar a balança e aguardar entre 30 minutos a 1 hora para estabilização térmica.
- Verificar o nivelamento da balança utilizando o nível de bolha e ajustando os pés niveladores conforme necessário.
- Fechar as portas do compartimento de pesagem, para evitar correntes de ar, poeira e oscilações de massa.
- Realizar a calibração da balança, preferencialmente com pesos-padrão certificados, se não houver calibração automática programada.
- Pressionar o botão TARA para zerar o valor antes de iniciar a pesagem.
- Verificar o ícone de estabilidade no visor da balança antes de qualquer operação.

## Protocolo:

- Abrir as portas da câmara de pesagem com cuidado.
- Colocar o recipiente limpo e seco (papel de pesagem, cápsula, bêquer, frasco, etc.) no centro do prato de pesagem.
- Fechar as portas e aguardar a estabilização da balança.
- Pressionar TARA novamente se desejar pesar apenas o conteúdo.
- Adicionar a amostra cuidadosamente, usando espátula limpa, evitando respingos ou dispersão do material.
- Fechar as portas e aguardar novamente a estabilização.
- Registrar o valor da massa exibido no visor digital.
- Remover o recipiente com a amostra com cuidado.
- Usar papel toalha limpo ou pincel macio para remover resíduos leves (sem aplicar produtos diretamente).
- Limpar respingos imediatamente com pano levemente umedecido com água Milli-Q ou etanol 70%, evitando o contato com partes eletrônicas.

## Soluções de uso comum

### Extran 10% para Lavagem de Vidrarias

#### Materiais Necessários:

- Extran concentrado
- Galão de 20 L ou recipiente equivalente
- Proveta de 1 L
- Água deionizada
- Etiqueta de identificação

#### Procedimento:

- Calcule o volume necessário de Extran concentrado para preparar a solução desejada (Ex: 2 L para 20 L a 10%).
- Em um galão limpo, adicione parte da água deionizada.
- Adicione cuidadosamente o Extran concentrado.
- Complete o volume com água deionizada até atingir 20 L.
- Misture bem.
- Identifique o recipiente com nome da solução, concentração, data e preparador.

### Ácido Nítrico 10% (v/v) para Lavagem de Vidrarias

#### Materiais Necessários:

- Ácido nítrico concentrado ( $\text{HNO}_3$ , 65%) – Marca VETEC
- Água Milli-Q
- Balão volumétrico ou proveta de 1 L
- Bastão de vidro ou agitador magnético
- Béquer de 250 mL
- EPI: jaleco, luvas de nitrila, óculos de proteção, máscara

#### Procedimento:

- Vista os EPIs adequados e realize todo o preparo na capela.
- Meça 100 mL de  $\text{HNO}_3$  concentrado com uma proveta.
- Em um balão volumétrico ou béquer com cerca de 800 mL de água Milli-Q, adicione lentamente o ácido, mexendo com bastão de vidro. Sempre adicione o ácido sobre a água, e nunca o contrário.

- Complete o volume até 1 L com água Milli-Q.
- Armazene a solução em recipiente plástico resistente, devidamente rotulado com concentração, data e responsável.

## Ácido Clorídrico 10% (v/v) para Lavagem de Vidrarias

### Materiais Necessários:

- Ácido clorídrico concentrado (HCl, ~37%) – Marca VETEC
- Água Milli-Q
- Balão volumétrico ou proveta de 1 L
- Bastão de vidro ou agitador magnético
- Béquer de 250 mL
- EPI: jaleco, luvas de nitrila, óculos de proteção, máscara

### Procedimento:

- Vista os EPIs adequados e realize todo o preparo na capela.
- Meça 100 mL de HCl concentrado com uma proveta.
- Em um balão volumétrico ou béquer com cerca de 800 mL de água Milli-Q, adicione lentamente o ácido, mexendo com bastão de vidro. Sempre adicione o ácido sobre a água, e nunca o contrário.
- Complete o volume até 1 L com água Milli-Q.
- Armazene a solução em recipiente plástico resistente, devidamente rotulado com concentração, data e responsável.

## Ácido Clorídrico 0,5N (HCl 0,5N)

### Materiais Necessários:

- HCl concentrado
- Balão volumétrico de 1000 mL
- Proveta
- Água Milli-Q
- Etiqueta de identificação

### Procedimento:

- Em capela, meça 42,5 mL de HCl concentrado com proveta.
- Em um balão volumétrico de 1 L, adicione cerca de 500 mL de água Milli-Q.
- Adicione lentamente o HCl concentrado à água (nunca o contrário).
- Misture cuidadosamente.

- Complete o volume com água Milli-Q até a marca de 1 L.
- Identifique corretamente o frasco.

## Ácido Nítrico 0,5N (HNO<sub>3</sub> 0,5N)

### Materiais Necessários:

- HNO<sub>3</sub> concentrado
- Balão volumétrico de 1000 mL
- Proveta
- Água Milli-Q
- Etiqueta de identificação

### Procedimento:

- Em capela, meça 32,5 mL de HNO<sub>3</sub> concentrado com proveta.
- Adicione cerca de 500 mL de água Milli-Q no balão volumétrico.
- Adicione lentamente o HNO<sub>3</sub> à água.
- Misture cuidadosamente.
- Complete o volume até 1000 mL com água Milli-Q.
- Identifique o frasco.

## Água Milli-Q pH < 2

### Materiais Necessários:

- HCl concentrado
- Proveta
- Água Milli-Q
- Fitas indicadoras de pH (0–6)
- Etiqueta de identificação

### Procedimento:

- Em capela, adicione 1,6 mL de HCl concentrado em 1 L de água Milli-Q.
- Misture bem.
- Verifique o pH com fita indicadora (ajuste se necessário).
- Armazene em frasco limpo, rotulado corretamente.

## Água Régia

### Materiais Necessários:

- HCl concentrado
- HNO<sub>3</sub> concentrado
- Proveta
- Béquer de vidro
- Etiqueta de identificação

### Procedimento:

- Em capela, adicione 150 mL de HCl concentrado em um béquer.
- Adicione lentamente 50 mL de HNO<sub>3</sub> concentrado sobre o HCl.
- Misture com bastão de vidro.
- Usar imediatamente ou armazenar por curto período com tampa afrouxada.
- Rotular corretamente.

## Cloreto estanhoso

### Materiais Necessários:

- 50 g de SnCl<sub>2</sub>
- 35 mL de HCl (baixo teor de Hg)
- Béquer
- Balão volumétrico de 500 mL
- Agitador magnético ou bastão de vidro
- Piceta com água Milli-Q
- Etiqueta de identificação

### Procedimento:

- Em capela, pese 50 g de SnCl<sub>2</sub> em béquer limpo.
- Adicione 35 mL de HCl e agite por 5 minutos.
- Transfira a solução para balão de 500 mL.
- Lave o béquer com água Milli-Q (3x) e transfira os enxáguas para o balão.
- Complete o volume com água Milli-Q.
- Rotule corretamente.

## Ácido Bórico 4%

### Materiais Necessários:

- Ácido bórico (H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub>) em pó
- Balança analítica
- Béquer de 1 L
- Bastão de vidro ou agitador magnético
- Água Milli-Q
- Etiqueta de identificação

### Procedimento:

- Pese 40 g de ácido bórico.
- Transfira para um béquer com aproximadamente 800 mL de água Milli-Q.
- Aqueça levemente (se necessário) e agite até dissolver completamente.
- Complete o volume para 1 L com água Milli-Q.
- Armazene em frasco de vidro ou polietileno limpo, rotulado corretamente.