

03299  
CPATU  
1997  
ex. 2  
FL-03299

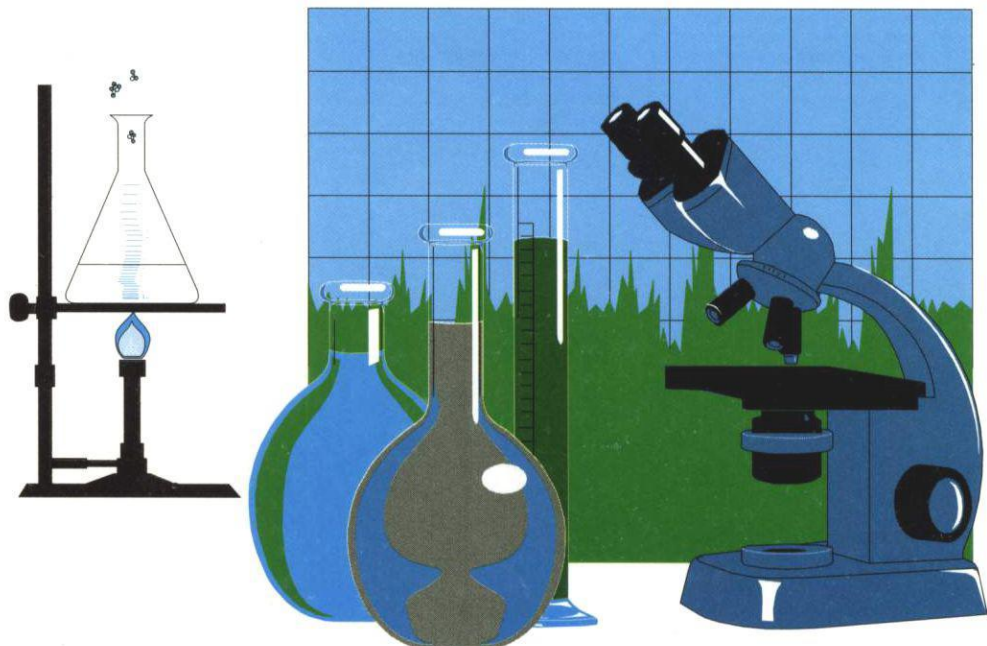


**Documentos**

ISSN 0101-2835

Número, 92

Agosto, 1997



***Análises de Tecido  
Vegetal:  
Manual de Laboratório***

Análises de tecido vegetal:

1997

FL-03299



28740-2

**REPÚBLICA FEDERATIVA DO BRASIL**

*Presidente da República*

*Fernando Henrique Cardoso*

**MINISTRO DA AGRICULTURA E DO ABASTECIMENTO**

*Arlindo Porto Neto*

**EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA**

*Presidente*

*Alberto Duque Portugal*

*Diretores*

*Dante Daniel Giacomelli Scolari*  
*Elza Ângela Battaglia Brito da Cunha*  
*José Roberto Rodrigues Peres*

*Chefia da Embrapa Amazônia Oriental*

*Emanuel Adilson Souza Serrão – Chefe Geral*  
*Jorge Alberto Gazel Yared – Chefe Adjunto de Pesquisa e Desenvolvimento*  
*Antonio Carlos Paula Neves da Rocha – Chefe Adjunto de Apoio Técnico*  
*Antonio Ronaldo Teixeira Jatene – Chefe Adjunto Administrativo*

**Documentos Nº 92**

**ISSN 0101-2835**

**Agosto, 1997**

# ***Análises de Tecido Vegetal: Manual de Laboratório***

***Maria Regina Freire Möller  
Ismael de Jesus Matos Viégas  
Areolino de Oliveira Matos  
Maurício Möller Parry***

**Embrapa**

**Embrapa Amazônia Oriental. Documentos, 92**

**Exemplares desta publicação podem ser solicitados à:**

**Embrapa Amazônia Oriental**

**Trav. Dr. Enéas Pinheiro, s/n**

**Telefones: (091) 246-6653, 246-6333**

**Telex: (91) 1210**

**Fax: (091) 226-9845**

**e-mail: cpatu@cpatu.embrapa.br**

**Caixa Postal, 48**

**66095-100 – Belém, PA**

**Tiragem: 100 exemplares**

**Comitê de Publicações**

**Antonio Ronaldo Camacho Baena – Presidente**

**Ari Pinheiro Camarão**

**Célia Maria Lopes Pereira**

**Ismael de Jesus Matos Viégas**

**Jorge Alberto Gazel Yared**

**Maria de Lourdes Reis Duarte**

**Maria de Nazaré Magalhães dos Santos – Secretária Executiva**

**Moacyr Bernardino Dias Filho – Vice-Presidente**

**Regina Célia Viana Martins da Silva**

**Raimundo Nonato Brabo Alves**

**Raimunda Fátima Ribeiro de Nazaré**

**Sonia Helena Monteiro dos Santos**

**Revisores Técnicos**

**Joaquim Braga Bastos – Embrapa Amazônia Oriental**

**Maria do Carmo Thomaz Sampaio – FCAP**

**Paulo Fernando da Silva Martins – FCAP**

**Quirino A. de C. Carmello – ESALQ**

**Expediente**

**Coordenação Editorial: Antonio Ronaldo Camacho Baena**

**Normalização: Célia Maria Lopes Pereira**

**Revisão Gramatical: Maria de Nazaré Magalhães dos Santos**

**Composição: Euclides Pereira dos Santos Filho**

**Möller, M.R.F.; VIÉGAS, I. de J.M.; MATOS, A. de O.; PARRY, M.M. Análises de tecido vegetal: manual de laboratório. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 1997. 32p. (Embrapa Amazônia Oriental. Documentos, 92).**

**1. Tecido vegetal – Análise – Manual. I. Viégas, I. de J.M., colab. II. Matos, A. de O., colab. III. Parry, M.M., colab. IV. Embrapa. Centro de Pesquisa Agroflorestal da Amazônia Oriental (Belém, PA). V. Título. VI. Série.**

**CDD: 581.82076**

**© Embrapa – 1997**

## SUMÁRIO

<b>INTRODUÇÃO</b> .....	5
<b>COLETA E PREPARO DAS AMOSTRAS</b> .....	6
<b>LAVAGEM DO MATERIAL DE VIDRO A SER UTILIZADO NAS ANÁLISES</b> .....	8
<b>DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE SILÍCIO, CÁLCIO, MAGNÉSIO, POTÁSSIO, SÓDIO, FÓSFORO E ENXOFRE</b> .....	9
<b>DETERMINAÇÃO DE SILÍCIO</b> .....	10
<b>DETERMINAÇÃO DE CÁLCIO E MAGNÉSIO</b> .....	11
<b>DETERMINAÇÃO DE POTÁSSIO E SÓDIO</b> .....	14
<b>DETERMINAÇÃO DE FÓSFORO</b> .....	16
<b>DETERMINAÇÃO DE ENXOFRE</b> .....	19
<b>DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE NITROGÊNIO TOTAL</b> .....	20
<b>DETERMINAÇÃO DE NITROGÊNIO TOTAL</b> .....	21
<b>DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE FERRO, COBRE, MANGANÊS E ZINCO</b> .....	22
<b>DETERMINAÇÃO DE FERRO, MANGANÊS, COBRE E ZINCO</b> .....	23
<b>DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE BORO</b> .....	26
<b>DETERMINAÇÃO DE BORO</b> .....	27
<b>NÍVEIS DE MACRONUTRIENTES EM TECIDO FOLIAR DE ALGUMAS CULTURAS</b> .....	29
<b>NÍVEIS DE MICRONUTRIENTES EM TECIDO FOLIAR DE ALGUMAS CULTURAS</b> .....	30
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	31



# **ANÁLISE DE TECIDO VEGETAL: manual de laboratório**

*Maria Regina Freire Möller<sup>1</sup>  
Ismael de Jesus Matos Viégas<sup>2</sup>  
Areolino de Oliveira Matos<sup>2</sup>  
Maurício Möller Parry<sup>3</sup>*

## **INTRODUÇÃO**

*As primeiras análises de folhas no Brasil acreditam-se terem sido realizadas, no início deste século, no Instituto Agrônômico de Campinas (IAC), em folhas de cafeeiro.*

*Na Amazônia, ao que tudo indica, as primeiras análises foliares foram feitas em 1973, no Instituto de Pesquisa Agropecuária do Norte (IPEAN), Estado do Pará, visando avaliar o estado nutricional da seringueira em condições de viveiro.*

*É importante enfatizar que a análise de folhas não substitui a análise de solo, que ambas se completam, e devem ser utilizadas, sempre que possível, em conjunto, a fim de que as recomendações de adubação sejam mais adequadas para o produtor.*

*Além de servir para ajustar as recomendações de adubação das culturas, a análise foliar tem outras aplicações, dentre as quais, pode-se mencionar: prognosticar as deficiências ou excessos de nutrientes; prognosticar as carências nutricionais nas culturas; melhorar a produção agrícola; estimar o estado nutricional global de regiões, distritos, ou tipos de solos.*

---

<sup>1</sup>Quim. Ind., Ph.D., Embrapa Amazônia Oriental, Caixa Postal 48, CEP 66017-970, Belém, PA.

<sup>2</sup>Eng.- Agr., Ph.D., Embrapa Amazônia Oriental.

<sup>3</sup>Eng.- Agr., M.Sc. Bolsista do Convênio CNPq/SHIFT/Embrapa.

---

*O Laboratório de Análise de Solo e Plantas da Embrapa Amazônia Oriental freqüentemente recebe visitas de estudantes da Faculdade de Ciências Agrárias do Pará (FCAP) e da Universidade Federal do Pará (UFPA); de pesquisadores; de técnicos e produtores. Muitos solicitam treinamento e informações sobre os métodos analíticos empregados nas análises de plantas, que apesar de já terem sido publicados por diversos autores (Sarruge & Haag, 1974; Tedesco, 1985) aqui eles foram adaptados para as condições peculiares da região amazônica.*

*Este trabalho descreve os métodos atuais de análise química de folhas na rotina do Laboratório de Análise de Solo e Plantas da Embrapa Amazônia Oriental em Belém, PA. Além dos macronutrientes, N, P, K, Ca, Mg e S e dos micronutrientes Cu, Fe, Mn, Zn e B, essenciais às plantas, são descritos os métodos para determinação de Na e Si.*

## **COLETA E PREPARO DAS AMOSTRAS**

*A frase "a análise não é melhor que a amostra" é bastante conhecida por profissionais que lidam com solos, nutrição de plantas e adubação. Portanto, devem-se obedecer determinados critérios ao se coletar amostras de folhas, pois, do contrário, os resultados das análises não permitirão reproduzir corretamente o estado nutricional da cultura. Deve-se conhecer em cada cultura qual o tipo de folha mais adequada, a melhor época de coleta e o número de folhas a serem amostradas. Devem ser realizados os seguintes procedimentos, para a coleta e o preparo das amostras:*

*– Não coletar amostras de folhas atacadas por pragas ou moléstias;*

*– Evitar coletar amostras contaminadas com terra ou poeira, ou com excesso de água;*

*– Colocar as amostras em sacos de papel ou de plástico, identificando-as;*

*– Providenciar para que as amostras cheguem o mais rápido possível ao laboratório, a fim de que o processo*



---

de decomposição não comprometa os resultados das análises. Caso isto não seja possível, colocar o material em sacos de plástico e conservá-los na geladeira;

– Amostras para determinação de macronutrientes, visando remover as contaminações, devem ser lavadas inicialmente com água da torneira e posteriormente com água desmineralizada (caso não seja disponível, utilizar água da chuva). O tempo de contacto com a água deve ser o menor possível para evitar perdas dos nutrientes, principalmente do potássio;

– Amostras para determinação de micronutrientes devem ser limpas com detergente neutro a 0,1% (1ml de detergente em um litro de água desmineralizada) e, em seguida, com água desmineralizada. Passar um algodão seco para retirar o excesso de umidade. Em caso de culturas tratadas com defensivos, utilizar ácido clorídrico diluído antes da lavagem com água desmineralizada.

Realizada a lavagem, secar inicialmente o material ao ar, sobre superfície plástica limpa e à sombra, e posteriormente colocar o material em sacos de papel devidamente etiquetados e secar em estufa com circulação forçada de ar em temperaturas variando de 65°C a 70°C, até atingir peso constante. Acima de 80°C já ocorre decomposição térmica, principalmente do fósforo;

– Para diminuir a contaminação com ferro, cobre e zinco, moer o material seco em moinhos com câmara de aço inoxidável, passando em peneiras de 1mm de malha ou 20 mesh;

– Acondicionar o material moído em recipientes de vidro, com tampa de plástico, devidamente etiquetados. Com este procedimento evitam-se problemas de umidade.

**EM TODAS AS ETAPAS ANALÍTICAS, SÓ DEVERÃO  
SER UTILIZADOS REAGENTES DE QUALIDADE P.A, COM  
ELEVADO CONTROLE DE QUALIDADE.**

---

## **LAVAGEM DO MATERIAL DE VIDRO A SER UTILIZADO NAS ANÁLISES**

### **PROCESSAMENTO**

- *Lavar criteriosamente todo o material com detergente líquido e água corrente abundante.*
- *Passar no interior dos frascos, ácido clorídrico (HCl) 0,01%.*
- *Passar várias vezes água desmineralizada.*
- *Colocar os frascos não-aferidos para secar em estufa à temperatura entre 50 a 60°C.*
- *Colocar os frascos aferidos (pipetas, balões volumétricos, etc.) para secar ao ar, em lugar protegido de poeira.*

### **PREPARO DA SOLUÇÃO DE ÁCIDO CLORÍDRICO (HCl) 0,01%**

- *Dentro de uma capela com o exaustor ligado, transferir com o auxílio de uma proveta, 10ml de ácido clorídrico concentrado, para um balão volumétrico de 1.000ml.*
- *Completar o volume a 1.000ml com água desmineralizada.*

---

## **DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE SILÍCIO, CÁLCIO, MAGNÉSIO, POTÁSSIO, SÓDIO, FÓSFORO E ENXOFRE**

### **PROCESSAMENTO**

– Pesar 0,2g ( $\pm 0,001$ g) da amostra vegetal seca e finamente moída, e colocá-la em um tubo de digestão.

– Adicionar à amostra, 4ml de ácido nítrico ( $\text{HNO}_3$ ) concentrado.

– Levar a amostra para o bloco digestor e aquecer até que o líquido fique claro e não haja mais emanações nítricas, que pode ser observado pela ausência de fumos vermelhos.

– Retirar o tubo do bloco digestor, resfriar e adicionar 1ml de ácido perclórico concentrado ( $\text{HClO}_4$ ).

– Levar novamente o tubo para o bloco de digestão, aquecendo-o até o aparecimento de fumos brancos. Adicionar ao mesmo 1 ~ 2ml de água desmineralizada previamente aquecida até que os fumos brancos desapareçam.

– Retirar a amostra do bloco e deixar esfriar à temperatura ambiente.

*Observação:* Ligar o exaustor no início do processo e deixá-lo funcionando durante todo o período de digestão.

– Colocar sobre um balão volumétrico de 100ml, um funil com papel de filtro quantitativo de filtração lenta (SS faixa azul 589<sup>3</sup> ou similar).

– Adicionar à amostra mineralizada, aproximadamente 45ml de água desmineralizada.

– Filtrar . Lavar bem o precipitado com abundantes jatos de água desmineralizada.

---

– Retirar o funil com o papel de filtro que contém o silício.

– Aferir o balão com água desmineralizada, tampar e homogeneizar.

– Em cada série de amostras, mineralizar uma amostra de tecido vegetal com teores conhecidos como controle analítico.

## **DETERMINAÇÃO DE SILÍCIO**

### **PROCESSAMENTO**

– Lavar repetidas vezes o precipitado que ficou no papel de filtro proveniente da mineralização, com abundantes jatos de água desmineralizada (evitar perdas de material), descartando o filtrado.

– Colocar em uma cápsula previamente tarada a 110°C em balança analítica (0,0001g), o papel de filtro retirado do funil da filtração.

– Levar a cápsula para uma mufla e aquecer a 500°C por 3 horas.

– Resfriar a cápsula em dessecador e pesar em balança analítica (0,0001g).

*Observação:* Depois que o material estiver seco, deve ser manipulado somente com pinça.

### **CÁLCULO**

Peso da cápsula com o silício (g) - peso da cápsula (g) = quantidade de silício (g).

% de silício = g de silício x 500.

---

## **DETERMINAÇÃO DE CÁLCIO E MAGNÉSIO**

### **PROCESSAMENTO PARA O CÁLCIO**

– Pipetar 0,2ml do extrato digerido para o frasco onde vai ser feita a leitura do cálcio no espectrofotômetro de absorção atômica.

– Adicionar 2ml da solução de trabalho de lantânio e homogeneizar.

– Efetuar a leitura do cálcio no espectrofotômetro de absorção atômica com comprimento de onda de 422,7 nm, utilizando como ponto de referência para a mistura de gases, o ponto padrão de 2ppm de cálcio.

– No caso da leitura da amostra ser maior que a leitura do último ponto da curva, fazer outra(s) diluição(ões) utilizando o ponto 0 da curva como diluente.

### **PROCESSAMENTO PARA O MAGNÉSIO**

– Pipetar 0,2ml da amostra diluída para a leitura do cálcio e adicionar 2ml da solução de trabalho de lantânio.

– Efetuar a leitura do magnésio no espectrofotômetro de absorção atômica com comprimento de onda de 285,2nm, utilizando como ponto de referência para a mistura de gases, o ponto padrão de 0,2ppm de magnésio.

– No caso da leitura da amostra ser maior que a leitura do último ponto da curva, fazer outra(s) diluição(ões) utilizando o ponto 0 da curva como diluente.

---

## **PREPARO DA SOLUÇÃO ESTOQUE DE LANTÂNIO (LaCl<sub>3</sub>)**

– Pesar 58,65g de óxido de lantânio ( La<sub>2</sub>O<sub>3</sub> ) e transferir para um balão volumétrico de 1.000ml.

– Levar o balão para uma capela e adicionar lentamente, com uma proveta, 250ml de ácido clorídrico (HCl) concentrado. Quando a solução estiver à temperatura ambiente, completar o volume com água desmineralizada.

## **PREPARO DA SOLUÇÃO DE TRABALHO DE LANTÂNIO**

– Transferir 200ml da solução estoque de lantânio para um balão volumétrico de 1.000ml.

– Aferir o balão com água desmineralizada.

## **PREPARO DO PADRÃO DE 100ppm DE CÁLCIO**

– Colocar aproximadamente 120ml de solução padrão de 1.000ppm de cálcio em um béquer.

– Pipetar com pipeta volumétrica, 100ml do padrão em um balão volumétrico de 1.000ml.

– Aferir o balão com água desmineralizada, homogeneizar e descartar o excedente do padrão de 1.000ppm de cálcio do béquer.

## **PREPARO DO PADRÃO DE 10ppm DE MAGNÉSIO**

– Colocar aproximadamente 15ml da solução padrão de 1.000ppm de magnésio em um béquer.

– Pipetar com auxílio de pipeta volumétrica, 10ml em um balão volumétrico de 1.000ml.

---

– Aferir o balão com água desmineralizada, homogeneizar e descartar o excedente do padrão de 1.000ppm de magnésio do béquer.

### **DETERMINAÇÃO DA CURVA DE CÁLCIO E MAGNÉSIO**

– Colocar aproximadamente 25ml da solução padrão de 100ppm de cálcio em um béquer.

– Pipetar com pipeta volumétrica 0, 1, 2, 3, 4 e 5ml em seis diferentes balões volumétricos de 100ml.

– Em outro béquer, colocar aproximadamente 20ml da solução padrão de 10ppm de magnésio.

– Nos mesmos balões onde foram pipetados os diferentes volumes de cálcio, e seguindo a mesma ordem, pipetar com pipeta volumétrica 0, 1, 2, 3, 4 e 5ml do padrão de 10ppm de Mg, de tal forma que o balão correspondente ao ponto 0 de cálcio também corresponda ao ponto 0 de magnésio; o balão com o ponto de 1ppm de cálcio corresponda ao ponto 0,1ppm de magnésio e assim sucessivamente.

– Em cada balão volumétrico de 100ml dos pontos da curva, adicionar 83 ml da solução de trabalho de lantânio.

– Aferir os balões com água desmineralizada e homogeneizar. Guardar em refrigerador.

– Descartar as quantidades excedentes dos padrões de cálcio e magnésio dos béqueres.

– Os pontos da curva serão: 0, 1, 2, 3, 4 e 5ppm de cálcio e 0; 0,1; 0,2; 0,3; 0,4 e 0,5ppm de magnésio.

---

## CÁLCULOS

Fator de diluição da amostra de cálcio:  $100/0,2 \times 2,2/0,2 = 5.500$ .

Fator de diluição da amostra de magnésio:  $100/0,2 \times 2,2/0,2 \times 2,2/0,2 = 60.500$ .

ppm de Ca ou Mg na amostra = leitura do espectrofotômetro x fator da curva x fator de diluição da amostra.

% de Ca ou Mg na amostra = ppm de Ca ou Mg/10.000.

## DETERMINAÇÃO DE POTÁSSIO E SÓDIO

### PROCESSAMENTO

– Aferir os pontos 0 e o 25ppm da curva de potássio ou sódio, respectivamente, nos valores 0 e 100 da escala do fotômetro de chama.

– Fazer leitura dos pontos das curvas de potássio e sódio no aparelho aferido, e, em seguida, ler as amostras diretamente do extrato mineralizado utilizando os filtros correspondentes.

### PREPARO DA SOLUÇÃO PADRÃO DE 100ppm DE POTÁSSIO

– Colocar aproximadamente 15ml de solução padrão de potássio de 1.000ppm em um béquer.

– Pipetar com pipeta volumétrica 10ml do padrão para um balão volumétrico de 100ml.

– Aferir com água desmineralizada e homogeneizar.



---

– Descartar o excedente da solução padrão do béquer.

### **PREPARO DA SOLUÇÃO PADRÃO DE 100ppm DE SÓDIO**

– Colocar aproximadamente 15ml de solução padrão de 1.000ppm de sódio em um béquer.

– Pipetar com pipeta volumétrica 10ml em um balão volumétrico de 100ml.

– Aferir o balão com água desmineralizada e homogeneizar.

– Descartar o excedente do padrão de 1.000ppm do béquer.

### **OBTENÇÃO DA CURVA DE POTÁSSIO E SÓDIO**

– Colocar aproximadamente 90ml do padrão de 100ppm de potássio em um béquer.

– Pipetar com auxílio de pipeta volumétrica 0, 5, 10, 15, 20 e 25ml do padrão em seis balões de 100ml.

– Descartar a quantidade do padrão que exceder a necessidade da curva.

– Colocar aproximadamente 90ml de solução padrão de 100ppm de sódio em outro béquer.

– Pipetar com auxílio de pipeta volumétrica 0, 5, 10, 15, 20 e 25ml do padrão nos mesmos balões de 100ml que contêm as quantidades padrões de potássio.

– Descartar a quantidade do padrão que exceder a necessidade da curva.

---

*- Aferir os balões com água desmineralizada e homogeneizar.*

*- Os pontos da curva serão :0, 5, 10, 15, 20 e 25ppm de potássio e de sódio.*

## **CÁLCULOS**

*Fator de diluição para o potássio e o sódio:  
 $100/0,2 = 500$*

*ppm de K ou Na = leitura do fotômetro de chama para K ou Na x fator de diluição x fator da curva (do potássio ou sódio).*

*% de K e Na = ppm de potássio ou sódio/10.000.*

## **DETERMINAÇÃO DE FÓSFORO**

### **PROCESSAMENTO**

*- Pipetar 4ml do extrato mineralizado e 4 ml de cada ponto da curva, para frascos onde vão ser feitas as leituras do fósforo por espectrofotometria.*

*- Adicionar 1ml de solução de molibdato-vanadato 1:1.*

*- Realizar a leitura do fósforo após 10 minutos no comprimento de onda de 440nm, utilizando o filtro correspondente.*

---

### **PREPARO DA SOLUÇÃO DE VANADATO DE AMÔNIO (NH<sub>4</sub>VO<sub>3</sub>) A 0,25%**

- Pesar 2,5g de vanadato de amônio e levar para um balão de 1.000ml.*
- Dissolver com 500ml de água desmineralizada.*
- Adicionar no interior de uma capela e com auxílio de uma proveta, 350ml de ácido nítrico e aferir o balão.*

### **PREPARO DA SOLUÇÃO DE MOLIBDATO DE AMÔNIO [2(NH<sub>4</sub>)MoO<sub>4</sub>.2H<sub>2</sub>O]**

- Pesar 50g de molibdato de amônio.*
- Levar para um balão de 1.000ml, adicionar aproximadamente 300ml de água desmineralizada e em seguida, no interior de uma capela e com uma proveta, 60 ml de ácido clorídrico concentrado. Dissolver e depois aferir com água desmineralizada.*

### **PREPARO DA SOLUÇÃO DE MOLIBDATO-VANADATO 1:1**

- Misturar as soluções de vanadato de amônio e molibdato de amônio, em proporções iguais, pouco antes de utilizar.*

### **PREPARO DO PADRÃO 500ppm DE FÓSFORO**

- Pesar 2,1992g de fosfato monobásico de potássio (KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>) previamente seco em estufa a 105°C e esfriado em dessecador.*
- Levar para um balão volumétrico de 1.000ml e dissolver.*
- Aferir com água desmineralizada.*

---

## **PREPARO DA SOLUÇÃO PADRÃO DE 100ppm DE FÓSFORO**

– Colocar aproximadamente 25ml da solução padrão de 500ppm de fósforo em um béquer.

– Pipetar com pipeta volumétrica 20ml para um balão volumétrico de 100ml e aferir com água desmineralizada.

– Descartar o padrão excedente que se encontra no béquer.

## **OBTENÇÃO DA CURVA DE FÓSFORO**

– Colocar aproximadamente 30ml da solução padrão de 100ppm de fósforo em um béquer.

– Adicionar com auxílio de uma bureta de 10ml, 0; 2,5; 5; 7,5 e 10 ml do padrão de 100ppm de P para balões de 100ml e aferir com água desmineralizada.

– Descartar o excedente do padrão que se encontra no béquer.

– Estes balões terão respectivamente 0; 2,5; 5; 7,5 e 10 ppm de P.

## **CÁLCULOS**

Fator de diluição da amostra =  $100 / 0,2 = 500$   
ppm de P = leitura da amostra x fator da curva x 500.

% de P = ppm de P / 10.000.

---

## **DETERMINAÇÃO DE ENXOFRE**

### **PROCESSAMENTO**

– Pipetar 10ml do extrato mineralizado da amostra em um erlenmeyer de 250ml e adicionar agitando bem entre cada adição, 1ml de ácido clorídrico 6N (HCl), 0,5g de cloreto de bário ( $BaCl_2 \cdot 2H_2O$ ) e 1ml de goma arábica.

– Efetuar imediatamente a leitura do enxofre no espectrofotômetro com o comprimento de onda de 420nm.

### **DETERMINAÇÃO DA CURVA DE ENXOFRE**

– Colocar em um béquer, aproximadamente 30ml de solução padrão de enxofre de 100ppm.

– Pipetar para balões volumétricos de 100ml 0, 5, 10, 15 e 20ml do padrão de 100ppm de enxofre e aferir os balões com água desmineralizada. Os pontos da curva serão, respectivamente, 0, 5, 10, 15 e 20ppm.

– Proceder na curva da mesma forma que nas amostras.

### **PREPARO DA SOLUÇÃO DE ÁCIDO CLORÍDRICO 6N (HCl)**

– Diluir 500ml de ácido clorídrico concentrado para 1.000ml em balão volumétrico.

### **PREPARO DA SOLUÇÃO DE CLORETO DE BÁRIO ( $BaCl_2$ ).**

– Passar o sal de bário em um jogo de peneiras de 23 e 60mesh. Utilizar somente o material que estiver com granulometria entre estes dois tamanhos.

---

## **PREPARO DA GOMA ARÁBICA 2%**

– Pesar 1g de goma arábica e dissolver em 50ml de água. Este reagente deve ser feito todos os dias.

## **CÁLCULOS**

*Fator de diluição da amostra =  $100/0,2 = 500$*

*ppm de S = leitura da amostra x fator de diluição da amostra x fator da curva*

*% de S = ppm de S / 10.000*

## **DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE NITROGÊNIO TOTAL**

### **PROCESSAMENTO**

– Pesar 0,1g ( $\pm 0,001$ g) de tecido vegetal seco e finamente moído, em um tubo de digestão.

– Adicionar 2ml de solução digestora e levar para o bloco digestor que deverá estar dentro de uma capela.

– Digerir a amostra até que o líquido sobrenadante fique incolor.

– Retirar do bloco digestor, deixar esfriar à temperatura ambiente e adicionar um pouco de água desmineralizada.

---

## **PREPARO DA SOLUÇÃO DIGESTORA**

*– Pesar 2g de selênio em pó e dissolver em 1.000ml de ácido sulfúrico concentrado.*

## **DETERMINAÇÃO DE NITROGÊNIO TOTAL**

### **PROCESSAMENTO**

*– Levar a amostra mineralizada para o destilador micro-kjeldahl, adicionar 10ml de hidróxido de sódio 40% e destilar.*

*– Recolher o destilado em erlenmeyer de 125ml ao qual tenha sido adicionado 10ml de ácido bórico 4% e três gotas de indicador misto de vermelho de metila e verde de bromocresol.*

*– Destilar aproximadamente 15ml da amostra.*

*– Titular com ácido sulfúrico 0,01N padronizado, até que a cor vermelha inicial do indicador seja reestabelecida, anotar o volume de ácido gasto na titulação.*

## **PREPARO DA SOLUÇÃO DE HIDRÓXIDO DE SÓDIO (NaOH) 40%**

*– Pesar 400 gramas de hidróxido de sódio em lentilhas e transferir para um balão volumétrico de 1.000ml.*

*– Adicionar água desmineralizada mantendo o balão sob água corrente até que a dissolução seja completada.*

*– Esfriar e aferir o balão.*

*– Guardar esta solução em frasco de plástico.*

---

## **PREPARO DA SOLUÇÃO DE ÁCIDO BÓRICO ( $H_3BO_3$ ) 4%**

– Pesar 40 gramas de ácido bórico e levar para um balão volumétrico de 1.000ml.

– Dissolver com água desmineralizada e aferir o balão.

## **PREPARO DO INDICADOR MISTO DE VERMELHO DE METILA E VERDE DE BROMOCRESOL**

– Pesar 0,1g de verde de bromocresol e 0,02g de vermelho de metila.

– Transferir os dois reagentes para um balão volumétrico de 100ml.

– Dissolver completamente com álcool etílico e aferir o balão com álcool etílico.

## **CÁLCULOS:**

$\% \text{ de N} = \text{vol. de ácido sulfúrico gasto na titulação.} \times \text{fator do ácido} \times 0,14.$

## **DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE FERRO, COBRE, MANGANÊS E ZINCO**

### **PROCESSAMENTO**

– Pesar 0,2g ( $\pm 0,001g$ ) da amostra vegetal seca e finamente móida, e levar para o tubo de digestão.

– Adicionar à amostra 4ml de ácido nítrico ( $HNO_3$ ) concentrado.



---

– *Levar a amostra para o bloco digestor e aquecer até que o líquido fique claro e não haja mais emanações nítricas que pode ser notada pela ausência de fumos vermelhos.*

– *Resfriar o tubo e adicionar 1ml de ácido perclórico (HClO<sub>4</sub>) concentrado.*

– *Levar o tubo novamente para o bloco de digestão e aquecer até o aparecimento de fumos brancos. Adicionar então 1 ~ 2ml de água desmineralizada previamente aquecida, até que os fumos brancos desapareçam.*

– *Retirar do bloco e deixar esfriar à temperatura ambiente.*

*Observação: Ligar o exaustor no início do processo e deixá-lo funcionando durante todo o período de mineralização.*

– *Colocar sobre um balão volumétrico de 50ml, um funil, e passar toda a amostra para o balão.*

– *Retirar o funil, aferir o balão, tampar e homogeneizar.*

– *Em cada série de amostras, mineralizar uma amostra de tecido vegetal de teores conhecidos como controle analítico.*

## **DETERMINAÇÃO DE FERRO, MANGANÊS, COBRE E ZINCO**

### **PROCESSAMENTO**

– *Realizar leitura no aparelho de absorção atômica, a partir do extrato para micronutrientes, os elementos ferro, manganês, cobre e zinco.*

– *Para cada elemento citado, fazer a leitura anteriormente da curva padrão.*

---

## **PREPARO DA SOLUÇÃO PADRÃO DE 100ppm DE FERRO E MANGANÊS**

– Adicionar aproximadamente 120ml do padrão de 1.000ppm de ferro e de manganês em dois diferentes béqueres.

– Pipetar 100ml de cada padrão para dois diferentes balões de 1.000ml e completar o volume com água desmineralizada.

– Descartar o restante dos padrões que estão nos béqueres e não foram utilizados.

## **DETERMINAÇÃO DAS CURVAS DE FERRO E MANGANÊS**

– Colocar aproximadamente 20ml do padrão de 100ppm de ferro em um béquer e em outro, cerca de 20ml do padrão de 100ppm de manganês.

– Pipetar, com auxílio de pipetas volumétricas ou buretas de 10ml, 0, 1, 2, 3, 4 e 5ml do padrão de 100ppm de Fe e, 0, 1, 2, 3, 4 e 5ml do padrão de 100ppm de Mn para seis balões volumétricos de 100ml, de tal forma que o balão com 0ppm de Fe também tenha 0ppm de Mn e assim sucessivamente.

– Aferir os balões com água desmineralizada. Os pontos da curva serão, tanto para o ferro como para o manganês, 0, 1, 2, 3, 4 e 5ppm.

– Descartar os padrões que ficaram nos béqueres e não foram utilizados.

---

## **PREPARO DA SOLUÇÃO PADRÃO DE 10ppm DE COBRE E ZINCO**

- Adicionar aproximadamente 12ml do padrão de 1.000ppm de cobre e zinco em dois diferentes béqueres.
- Pipetar, utilizando pipetas volumétricas, 10ml dos padrões para dois balões de 1.000ml, completando o volume com água desmineralizada.
- Descartar o padrão que sobrar no béquer.

## **DETERMINAÇÃO DA CURVA DE COBRE E ZINCO**

- Colocar em um béquer, aproximadamente 20ml do padrão de 10ppm de cobre e, em outro, cerca de 20ml do padrão de 100ppm de zinco.
- Pipetar com auxílio de pipeta volumétrica ou de uma bureta de 10ml, 0, 1, 2, 3, 4 e 5ml do padrão de 10ppm de cobre em seis balões volumétricos de 100ml. Aos mesmos balões, adicionar de maneira semelhante 0, 1, 2, 3, 4 e 5ml do padrão de 10ppm de zinco de tal forma que o balão que contenha 0ppm de Cu também tenha 0ppm de Zn e assim sucessivamente.
- Aferir os balões com água desmineralizada.
- Os pontos da curva serão, tanto para o cobre como para o zinco, 0; 0,1; 0,2; 0,3; 0,4 e 0,5ppm.
- Descartar o excedente dos padrões de 10ppm de cobre e zinco que sobrarem nos béqueres.

---

## **CÁLCULOS**

*Fator de diluição:  $50/0,2 = 250$ .*

*ppm do elemento considerado =  $250 \times$  leitura do absorção atômica  $\times$  fator da curva.*

*% do elemento considerado =  $0,025 \times$  leitura do absorção atômica  $\times$  fator da curva.*

## **DIGESTÃO DE TECIDO VEGETAL PARA DETERMINAÇÃO DE BORO**

### **PROCESSAMENTO**

*– Pesar 0,2g (~ 0,001g) da amostra seca e finamente moída em cadinhos de porcelana e levar para uma mufla a 550°C durante 3 horas.*

*– Esfriar o cadinho e adicionar lentamente 10ml de HCl 0,1N para dissolver as cinzas.*

### **PREPARO DA SOLUÇÃO DE ÁCIDO CLORÍDRICO (HCl) 0,1N**

*– Com o auxílio de uma proveta e no interior de uma capela, levar 8,3ml de ácido clorídrico concentrado a um balão volumétrico de 1.000ml e aferir o mesmo com água desmineralizada.*

---

## DETERMINAÇÃO DE BORO

### PROCESSAMENTO

– Deixar decantar o resíduo que está no cadinho e transferir 2 ml do sobrenadante para um tubo de ensaio de polietileno.

– Adicionar 2 ml de solução tampão e homogeneizar.

– Adicionar 2 ml de solução de azometina H 0,45% e agitar.

– Fazer leitura do boro após 30 minutos em espectrofotômetro com comprimento de onda 420nm e filtro correspondente.

### PREPARO DA SOLUÇÃO TAMPÃO

– Dissolver 500g de acetato de amônio ( $\text{CH}_3\text{COO.NH}_4$ ) e 30 g de etileno di-amino tetra-acético sal de sódio ( $\text{Na}_2\text{EDTA}$ ) em 500ml de água deionizada. Juntar lentamente 250ml de ácido acético glacial ( $\text{CH}_3\text{COOH}$ ) e homogeneizar.

### PREPARO DA SOLUÇÃO DE AZOMETINA H 0,45%

– Dissolver 0,45g de azometina H em 100ml de uma solução de ácido ascórbico a 1%. Esta solução deve ser guardada em frasco escuro, em refrigerador, por no máximo uma semana.

---

## **PREPARO DA SOLUÇÃO DE ÁCIDO ASCÓRBICO 1%**

– Dissolver 1g de ácido ascórbico em 100ml de água deionizada.

## **PREPARO DO PADRÃO DE 50ppm DE BORO**

– Pesar 0,0286g de ácido bórico e levar para um balão volumétrico de 100ml.

– Dissolver em ácido clorídrico 0,1N e aferir o balão com a mesma solução ácida.

## **DETERMINAÇÃO DA CURVA DE BORO**

– Pipetar em seis diferentes balões volumétricos de 100ml, 0, 0,5, 1,0, 2,0, 3,0, 4,0 e 5,0 ml do padrão de 50ppm de boro, completando os volumes com solução de ácido clorídrico 0,1N. Os pontos da curva serão, respectivamente, 0; 0,25; 0,50; 1,0; 1,5; 2,0 e 2,5 ppm de boro.

– De cada ponto da curva, pipetar 2ml e proceder como nas amostras.

## **CÁLCULOS**

Fator de diluição =  $10/0,2 = 50$ .

ppm de boro na amostra = leitura da amostra x 50 x fator da curva.

% de boro na amostra = leitura da amostra x 0,005 x fator da curva.

## NÍVEIS DE MACRONUTRIENTES EM TECIDO FOLIAR DE ALGUMAS CULTURAS

Cultura	%							S	Fonte
	N	P	K	Ca	Mg				
Abobrinha	2,86	0,79	4,52	0,38	0,41	0,18		Furlani et al. (1978)	
Chuchu	3,52	0,89	4,08	0,46	0,30	0,25		Furlani et al. (1978)	
Afíface	4,61	0,64	6,03	1,58	0,46	0,32		Furlani et al. (1978)	
Couve-flor	4,12	0,42	2,88	1,92	0,48	0,62		Furlani et al. (1978)	
Espinafre	4,37	0,42	3,45	0,27	0,30	0,62		Furlani et al. (1978)	
Repolho	2,85	0,41	2,54	0,58	0,17	0,61		Furlani et al. (1978)	
Salsa	3,05	0,42	2,94	0,74	0,20	0,27		Furlani et al. (1978)	
Beterraba	4,15	0,69	6,67	1,49	1,5	0,27		Furlani et al. (1978)	
Cenoura	3,06	0,30	4,25	2,54	0,3	0,30		Furlani et al. (1978)	
Nabo	4,37	0,66	5,07	1,92	0,5	0,61		Furlani et al. (1978)	
Rabanete	4,59	0,60	5,08	2,61	0,91	0,58		Furlani et al. (1978)	
Seringueira	2,91	0,17	1,37	1	0,37	0,16		Bataglia et al. (1988)	
Cafeeiro	2,80	0,12	1,80	1	0,35	0,20		Bataglia et al. (1988)	
Feijão (nível crítico)	2,8-6	0,25-0,5	1,8-2,5	0,8-3	0,25-0,70	-		Wilcox & Fageria (1976)	
Laranja	2,2-2,6	0,1-0,2	0,7-1,5	3-5	0,2-0,6	0,2-0,3		Santos (1991)	
Bananeira	2,6	0,196	2,75	1,0	0,36	-		Gallo, et al. (1974)	
Mamoeiro	4,2	0,52	3,81	1,29	0,65	0,31		Cunha & Haag (1980)	
Maracujá amarelo	3,81	0,12	5,59	2,24	0,55	1,20		Haag et al. (1973)	
Seringueira	2,05-3,05	0,39-0,15	0,60-1,25	0,66-1,52	0,19-0,45	0,12-0,22		Bataglia et al. (1988)	
Cafeeiro (nível crítico)	2,80	0,12	1,80	1,00	0,35	0,20		Fundação CARGILL (1985)	
Soja	4,01-5,5	0,26-0,50	1,71-2,50	0,36-2,00	0,26-1,00	0,21-0,40		Peek (1979)	
Seringueira (viveiro)	2,90	0,24	0,75	0,85	0,30	-		Viégas et al. (1990)	
Juta	2,20	0,18	2,00	1,21	0,37	0,13		Viégas et al. (1992)	

## NÍVEIS DE MICRONUTRIENTES EM TECIDO FOLIAR DE ALGUMAS CULTURAS

Cultura	Fe	Mn	Cu	Zn	B	Cl	Mo	Fonte
Abobrinha	100	45	13	58	22	6.101	0,03	Furlani et al. (1978)
Chuchu	150	24	14	26	23	10.627	0,45	Furlani et al. (1978)
Alface	925	154	9	116	29	4.571	0,08	Furlani et al. (1978)
Couve-flor	160	94	34	37	56	5.080	0,12	Furlani et al. (1978)
Espinafre	248	85	14	37	21	10.760	0,35	Furlani et al. (1978)
Repolho	61	45	3	34	29	1.686	0,12	Furlani et al. (1978)
Salsa	3	27	3	43	33	5.219	0,02	Furlani et al. (1978)
Beterraba	648	46	18	42	34	36.054	0,20	Furlani et al. (1978)
Cenoura	319	311	21	43	41	2.440	-	Furlani et al. (1978)
Nabo	290	84	15	46	41	17.035	0,66	Furlani et al. (1978)
Rabanete	194	65	6	41	35	23.962	0,45	Furlani et al. (1978)
Seringueira	166	202	11	28	44	-	-	Bataglia et al. (1988)
Cafeeiro	70	50	6	10	40	-	0,10	Bataglia et al. (1988)
Feijão ( nível crítico)	100-450	30-300	10-20	20-100	30-60	-	-	Wilcox & Fageria (1976)
Laranja	50-150	25-150	5-15	25-100	30-100	-	-	Santos (1991)
Mamoeiro	-	-	-	-	109	-	-	Cunha & Haag (1980)
Maracujá amarelo	786	45	16	60	148	-	-	Haag et al. (1973)
Cafeeiro (nível crítico)	70	50	6	10	40	-	0,10	Fundação CARGILL (1985)
Soja	51-350	1-5	10-30	21-55	21-55	-	1-5	Peek (1979)
Seringueira (viveiro)	170	150	15	50	-	-	-	Viêgas et al. (1992)
Juta	-	-	-	-	40	-	-	Viêgas et al. (1990)



---

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BATAGLIA, O.C.; CARDOSO, M.; CARRETERO, M.V. Situação nutricional de seringueiras produtivas no Estado de São Paulo. VI adubação e nutrição de plantas. *Bragantia*, v.47, n.1, p.109-123, 1988.
- CUNHA, P.V.P.; HAAG, H.P. Nutrição mineral de mamão. V. Marcha de absorção de nutrientes em condições de campo. *Anais da ESALQ*, v.37, p.631-668, 1980.
- FUNDAÇÃO CARGILL. Aspectos da nutrição de cafeeiro. In: ENCONTRO SOBRE A ADUBAÇÃO DO CAFEIEIRO, 1., *Is.I.I.*, 1985.
- FURLANI, A.M.C.; FURLANI, P.R.; BATAGLIA, O.C.; HIROCE, R. ; GALLO, J.R.; BERNADI, J.B.; FORNASIERE, J.B.; CAMPOS, H.R. de. Composição mineral de diversas hortaliças. *Bragantia*, v.37, n.5, p.36-39, 1978.
- GALLO, J.R. Situação nutricional de bananeiras. *Ciência e Cultura*, v.26, n.4, p.355-359, 1974.
- HAAG, H.P.; OLIVEIRA, G.D.; BORDUCCHI, A.S.; SARRUGE, J.R. Absorção de nutrientes por variedades de maracujá. *Anais da ESALQ*, v.30, p.267-279, 1973.
- PEEK, T.R. Plant analysis for production agriculture. In: SOIL PLANT ANALYST WORKSHOP, 7., 1979. *Proceedings*. 1979. p.1-47.
- SANTOS, J. dos. *Fertilização: fundamentos da utilização dos adubos e corretivos*. *Is.I.I.*: Europa-América, 1991. 35p.
- SARRUGE, J. R. ; HAAG, H.P. *Análises químicas de plantas*, Piracicaba: Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", 1974. 56p.
- TEDESCO, M. VOLKWEISS, S. J. ; BOHNEN, H. *Análises de solo, plantas e outros materiais*. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 1985. 188p. (UFRGS. Boletim Técnico, 5).

- 
- VIÉGAS, I de J.; CUNHA, L.R.M.da ; CARVALHO, R. de A. Avaliação de fontes de magnésio em porta-enxerto de seringueira. Belém: Embrapa-UEPAE de Belém, 1990. 12p. (Embrapa-UEPAE de Belém. Boletim de Pesquisa 71).**
- VIÉGAS, I. de J.; HAAG, H.P.; SILVA, J.F. da ; MONTEIRO, F. A. Carência de macronutrientes e boro em plantas de juta variedade roxa. Belém: Embrapa-CPATU, 1992. 24p. (Embrapa-CPATU. Boletim de Pesquisa, 138).**
- WILCOX, G.E.; FAGERIA,N.K. Deficiências nutricionais de feijão, sua identificação e correção. Goiânia: Embrapa-CNPAF, 1976. 22p. (Embrapa-CNPAF. Boletim Técnico, 5).**



---

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Centro de Pesquisa Agroflorestal da Amazônia Oriental  
Ministério da Agricultura e do Abastecimento  
Trav. Dr. Enéas Pinheiro s/n, Caixa Postal 48,  
Telex (091) 1210, Fax (091) 226-9845 CEP 66017-970  
e-mail: cpatu@cpatu.embrapa.br*



*Impressão e acabamento:  
Embrapa Produção de Informação*