



GOVERNO DO ESTADO
RIO GRANDE DO SUL
SECRETARIA DA AGRICULTURA,
PECUÁRIA E AGRONEGÓCIO

GOVERNO DO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL
SECRETARIA DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E AGRONEGÓCIO
FUNDAÇÃO ESTADUAL DE PESQUISA AGROPECUÁRIA

BOLETIM TÉCNICO

MÉTODOS PARA ANÁLISE DE SUBSTRATOS PARA PLANTAS

Autora

Maria Helena Fermino

Porto Alegre, RS
2014

Governador do Estado do Rio Grande do Sul: Tarso Genro.
Secretário da Agricultura, Pecuária e Agronegócio: Luiz Fernando Mainardi.

Fundação Estadual de Pesquisa Agropecuária Fepagro

Diretor-presidente: Danilo Rheinheimer dos Santos.

Diretor Técnico: Ivan Renato Cardoso Krolow.

Diretor Administrativo: Romeu Felipe Ortiz.

Chefe de Gabinete: Daniel Meireles da Rocha.

Divisão de Comunicação Social | Programa de Editoração e Publicações

Revisão: Antônio José Trevisan Teixeira.

Catálogo e normalização: Marioni Dornelles.

Criação: Nadine Benedutti e Rafaela de Felipe.

Fotografias: Solange Brum.

Comissão Editorial:

Ivan Renato C. Krolow - Presidente; Ivonete Tazzo; Andréia Mara Rotta de Oliveira; Diego Bittencourt de David; Fabiana Quos Mayer; Caio Stoffel Efrom; Antônio José Teixeira; Rafaela de Felipe e Mario-ni Dornelles da Silva.

CATALOGAÇÃO NA FONTE

B688 m BOLETIM FEPAGRO. Metodologias para análise de substratos para plantas / Maria Helena Fermino. - Porto Alegre: Fundação Estadual de Pesquisa Agropecuária (FEPAGRO), 2014.

24 p. : il.

ISSN: 0104-9089

1. Fitotecnia. 2. Substrato 3. Métodos de análise.
4. Propriedades físicas. 5. Propriedades químicas.
I. Fermino, Maria Helena II. Título.

CDU 631.811

Rua Gonçalves Dias, 570 - Bairro Menino Deus
Porto Alegre | RS - CEP: 90130-060
Telefone: (51) 3288.8073
www.fepagro.rs.gov.br | editoracao@fepagro.rs.gov.br

REFERÊNCIA

FERMINO, Maria Helena. **Metodologias para análise de substratos para plantas**. Porto Alegre: FEPAGRO, 2014. (BOLETIM FEPAGRO, n. 24)

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	6
2 CARACTERIZAÇÃO	7
3 ANÁLISE DE SUBSTRATO	9
3.1 Amostragem e Preparo da Amostra	10
3.2. Métodos para a Caracterização Física	11
3.2.1 Umidade Atual	11
3.2.2 Densidade de Volume	11
3.2.2.1 Método da Autocompactação	11
3.2.2.2 Método do Duplo Anel	12
3.2.3 Porosidade Total, Espaço de Aeração e Disponibilidade de Água	14
3.2.3.1 Método da Mesa de Tensão	14
3.2.3.2 Método do Funil de Tensão	16
3.2.3.3 Método da Caixa de Areia	20
3.2.3.4 Método de Spomer para Porosidade	20
3.2.3.5 Método do Vaso	21
3.2.4 Granulometria	22
3.3 Métodos para a Caracterização Química	22
3.3.1 Valor de Ph e Condutividade Elétrica	22
3.3.1.1 Método 1:5 (IN nº17)	22
3.3.1.2 Pour Thru	23
3.3.1.3 Medidores Portáteis	23
3.3.2 Capacidade de Troca de Cátions	24
REFERÊNCIAS	25

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Suporte universal, anéis e proveta de 500mL para determinação da densidade pelo método da autocompactação 12
- Figura 2.** Cilindro, sobrecilindro, funil, tripé e peneira para determinação da densidade pelo método da autocompactação 13
- Figura 3.** Valores de densidade úmida e seca dos substratos: turfa marrom *in natura* (T) e fibra de palmeira *in natura* (PN), puros (100%) e em misturas na proporção de 80:20, 60:40, 40:60, 20:80 (volume:volume)..... 14
- Figura 4.** Modelos de mesa de tensão para determinação de curva de retenção de água: a) mesa com pés e tampa de madeira, superfície de vidro e sistema de vasos comunicantes feito com um kitasato; b) sistema com mesa de ferro e superfície de vidro, a 10, 50 e 100 cm, suspenso na parede; c) mesa de ferro, superfície de vidro e sistema de vasos comunicantes feito com uma coluna de vidro 15
- Figura 5.** Conjunto de mesas de tensão para determinação de curva de retenção de água: três mesas, cada uma com uma coluna, independente 15
- Figura 6.** Conjunto de funis de tensão (23 cm de diâmetro) para determinação de curva de retenção de água 16
- Figura 7.** Anéis (cilindros de alumínio) cobertos com círculos de *voil* presos por atilho de borracha e por tira de pneu de bicicleta, respectivamente 18
- Figura 8.** Anéis (cilindros de alumínio) colocados sobre a mesa de tensão (vista superior e inferior) 18
- Figura 9.** Curvas de liberação de água (hPa) dos substratos: turfa marrom *in natura* (T) e fibra *in natura* de palmeira (PN), puros (100%) e em misturas na proporção de 80:20, 60:40, 40:60, 20:80 (volume:volume): tensão 0 hPa equivale à Porosidade Total; 10 hPa, ao Espaço de Aeração; 50 hPa, à Água Facilmente Disponível, e, finalmente, 100 hPa equivale à Água Tamponante (n=3)..... 20

BOLETIM TÉCNICO

MÉTODOS PARA ANÁLISE DE SUBSTRATOS PARA PLANTAS

Maria Helena Fermino

METODOLOGIAS PARA ANÁLISE DE SUBSTRATOS PARA PLANTAS

Maria Helena Fermino¹

1 INTRODUÇÃO

Embora exercendo funções semelhantes com relação às plantas, substrato e solo se diferenciam em aspectos básicos. O solo tem gênese e perfil peculiares, com processos de formação envolvendo milênios, estando intimamente relacionado à paisagem e às condições ambientais circundantes (KÄMPF, 1992). Geralmente, o solo apresenta maior densidade de volume, menor espaço poroso e, por consequência, drenagem dificultada e elevado custo de esterilização (WILSON, 1984).

Por sua vez, o substrato é resultante da manipulação de materiais com um determinado objetivo (KÄMPF, 1992); possibilita a repetição da mistura, com a mesma composição; deve estar livre de ervas daninhas e doenças; e apresentar baixa densidade (WILSON, 1984). Assim, de uma maneira bem objetiva, substrato para plantas é o produto usado como meio de crescimento de plantas (BRASIL, 2004a; 2013).

Atualmente, mais e mais plantas são cultivadas em recipientes, os quais alteram a relação entre a planta e o meio de cultivo, se comparado com o processo a campo. Portanto, observa-se que a limitação do espaço para o crescimento das raízes traz consigo modificações importantes a serem consideradas (BUNT, 1961):

aumento da densidade de raízes por volume de substrato. Como consequência, este deve apresentar suficiente porosidade, capaz de suprir rapidamente as trocas gasosas necessárias no meio, removendo o gás carbônico e suprimindo o oxigênio para as plantas;

a pequena altura do recipiente dificulta a livre drenagem, exigindo que o material usado apresente boa permeabilidade;

não havendo contato com o lençol freático, interrompe-se o fornecimento natural de água, que passa a ser dependente da irrigação. O material deve apresentar capacidade de reter a água fornecida, liberando-a conforme a demanda da planta;

¹ Eng. Agr., Dra. em Fitotecnia. Pesquisadora, Fundação Estadual de Pesquisa Agropecuária Fepagro. E-mail: maria-fermino@fepagro.rs.gov.br.

as constantes irrigações tendem a promover o deslocamento dos nutrientes do meio, que deve apresentar um poder tampão para evitar essa lixiviação.

Essas constatações têm levado pesquisadores a tentar definir faixas ótimas para aqueles parâmetros utilizados na avaliação de substratos, de forma a obter o máximo de produtividade ao mínimo custo, atendendo às demandas específicas de cada espécie.

2 CARACTERIZAÇÃO

Um substrato, geralmente, é o resultado da mistura de dois ou mais materiais formulados e manipulados para atingir propriedades físicas e químicas desejáveis. Não havendo um substrato ótimo para todas as plantas cultivadas em recipientes, as proporções de mistura são as mais diversas (FONTENO; CASSEL e LARSON, 1981).

No entanto, o resultado da mistura não é a soma de seus componentes. Fonteno (1996) afirma que o mais importante na análise de um substrato não é saber do que é composto e sim que características apresenta, embora seja necessário conhecer as propriedades dos componentes (MINER, 1994).

As propriedades consideradas físicas quando da análise de um substrato são: porosidade total, espaço de aeração, disponibilidade de água (água facilmente disponível, água disponível, água tamponante, água remanescente e capacidade de retenção de água). Já as propriedades químicas consideradas mais importantes são: valor de pH, condutividade elétrica, capacidade de troca de cátions, carbono total e nitrogênio total.

A **densidade de volume** expressa a relação entre a massa e o volume do substrato. Substratos muito leves são indesejáveis quando a máxima estabilidade do recipiente é requerida, ao passo que materiais com alta densidade de volume tendem a ter menor volume de poros ocupado por ar (BUNT, 1984).

A distribuição do tamanho de partículas serve para identificar a **granulometria** predominante. O valor da análise encontra-se primeiramente no seu uso para descrever, em termos gerais, a qualidade física do produto e sua adequação para o cultivo de determinada espécie vegetal, tendo influência determinante sobre o volume de água e de ar do substrato (WALLER e WILSON, 1984).

A **porosidade total** é definida como a diferença entre o volume total e o volume de sólidos de uma amostra. Fonteno (1989) define porosidade total como o volume do meio não ocupado pela fração sólida e que pode ser quantificado pela medida da quantidade de água retida na saturação (0 hPa). É uma característica

que tende a sofrer modificações ao longo do cultivo pela acomodação das partículas. O valor de 85 % ($0,85 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$) para a porosidade total (DE BOODT e VERDONCK, 1972) tornou-se referência internacional.

No entanto, mais importante do que o volume de poros totais é a relação entre o volume de água e de ar presente no substrato. Essa relação é determinada pelo tamanho dos poros e pela forma como se interligam.

Espaço de aeração é definido como o volume de ar presente no substrato drenado após sua saturação em condições equivalentes à sucção de uma coluna de água de 10 cm de altura (10 hPa) em laboratório (DE BOODT e VERDONCK, 1972). Essa tensão foi inicialmente proposta porque era comum trabalhar-se com recipientes de 20 cm de altura e, embora os recipientes atualmente apresentem as alturas mais diversas, esse conceito tornou-se internacionalmente aceito.

Existem divergências quanto aos valores ideais para essa característica. De Boodt e Verdonck (1972) sugerem entre 20 e 30%; Penningsfeld (1983) propõe que um substrato deve ter entre 30 e 40% de ar em condições de capacidade de vaso. A escolha de um substrato com um determinado valor de espaço de aeração deve ser feita considerando-se a espécie a ser cultivada, já que as plantas apresentam diferentes exigências quanto ao volume de ar disponível no meio, além da frequência de irrigação e o ambiente de cultivo (BUNT, 1984).

A determinação da **curva de disponibilidade de água** de um substrato é importante na medida em que fornece dados sobre o volume de água disponível às plantas e em que tensões. Mais água disponível a baixas tensões representa menor gasto de energia pela planta para aproveitá-la.

Considera-se como ideal que valores entre 40 e 50% do volume total de um substrato, em condições de capacidade de vaso, estejam preenchidos com água, sendo 20 a 30% de água facilmente disponível.

A **capacidade de retenção de água** exprime a máxima quantidade de água retida por um substrato ou condicionador de solo, após saturação e cessada a drenagem, quando submetido à tensão de 10, 50 ou 100 cm de coluna de água ou 0,1, 0,5 ou 1 kPa (10, 50 e 100 hPa).

A **capacidade de recipiente** ou capacidade de vaso, termo introduzido por White e Mastalerz (1966), refere-se ao volume de água retido no substrato após saturação e livre drenagem, sem sofrer evaporação. Ou, ainda, a capacidade de recipiente é a máxima capacidade de retenção de água de um substrato em um determinado recipiente, sob as mesmas condições de saturação e drenagem (MARTINEZ et al., 1991).

Em laboratório, é o valor complementar à determinação do espaço de aeração, mensurado em condições equivalentes à sucção de uma coluna de água de 10 cm de altura (10 hPa).

O **valor de pH** é o critério químico de maior importância para o desenvolvimento da planta, devido ao seu efeito direto na disponibilidade de nutrientes, particularmente dos micronutrientes (WALLER e WILSON, 1984).

Os valores da **condutividade elétrica** (CE) geralmente são usados como indicadores do nível de nutrientes na fertirrigação, na hipótese de que a maioria dos nutrientes são sais prontamente solúveis e que a carga de íons indesejáveis como Na^+ e Cl^- não é significativa (WALLER e WILSON, 1984).

A **capacidade de troca de cátions** (CTC) de um substrato reflete a quantidade que um meio pode reter, em uma forma trocável, de cátions como Ca^{++} , Mg^{++} e K^+ . Meios que apresentam alta CTC têm sua capacidade de tamponamento aumentada. Isso evita variações bruscas no pH, na disponibilidade de nutrientes e reduz a perda destes por lixiviação.

Não existem valores ideais para essas propriedades, embora existam referências (SCHAFFER, 2004; FOCESATO *et al.*, 2008; TEIXEIRA, 2008). Dessa forma, o produtor deve buscar os melhores indicadores para sua produção, levando em conta cada estágio, cada espécie, cada recipiente e cada substrato segundo seu sistema de produção (irrigação, adubação, equipe de trabalho, etc.).

3 ANÁLISE DE SUBSTRATO

Quando da compra da matéria-prima, caracterização de um substrato para comercialização, ou quando da avaliação durante o cultivo, é comum existir dificuldade na interpretação dos laudos emitidos pelos laboratórios, nacionais e internacionais (FONTENO, 1993; BAUMGARTEN, 2002).

As divergências entre laudos se verificam porque, embora os laboratórios concordem, de maneira geral, com as propriedades a serem consideradas para caracterização de substratos, utilizam métodos diferentes ou variações de um mesmo método para análises físicas e químicas (GÜNTHER, 1984; WALLER e WILSON, 1984; MINER, 1994).

3.1 Amostragem e Preparo da Amostra

A publicação pelo Ministério da Agricultura da Instrução Normativa Nº 10, de 06 de maio de 2004 (Seção II), determina a forma como deve ser feita a amostragem de substratos para plantas comerciais (BRASIL, 2004b).

Já a Instrução Normativa nº17 (BRASIL, 2007), alterada pela Instrução Normativa nº31 (BRASIL, 2008), do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, define os métodos analíticos oficiais para análise de substratos e condicionadores de solos e, neste caso, como preparação inicial para análises físicas e químicas. A Instrução Normativa nº17, de 20 de maio de 2007 recomenda:

Passar a totalidade da amostra, como recebida, pela peneira de malha 19 x 19 mm (ASTM ¾). Caso fique retida uma quantidade menor ou igual a 10%, deve-se proceder à redução física das partículas, em partes iguais e tantas vezes quantas forem necessárias, para que todo o material passe através da peneira. Caso uma quantidade superior a 10% fique retida na peneira de 19 x 19 mm, os métodos para análise física são inadequados ao material e não devem ser utilizados (BRASIL, 2007)².

A expressão como recebida indica que a amostra não deve sofrer nenhum tratamento prévio, inclusive a umidade deve ser tal e qual a recebida.

No caso específico da espuma fenólica de uma caixa de espuma fenólica retirar de maneira aleatória uma placa. A retirada dessa placa deverá ser efetuada de maneira cuidadosa, a fim de se evitar amassamento de suas bordas, o que poderia dificultar e prejudicar o processo de dimensionamento a que será submetida. Dessa placa, recortar as amostras (blocos padrão) com 10 x 10 cm (largura e comprimento) e a espessura original da placa.

Em se tratando de substrato oriundo de produtor, ou seja, de seu uso exclusivo, sugere-se umedecer (com uso de aspersor) ou secar (espalhando-a em uma bandeja e secando-a ao ar ou levando-a rapidamente à estufa a baixa temperatura), de forma a manter um nível de umidade semelhante ao do momento do plantio.

Em materiais orgânicos, pode-se reconhecer visualmente essa condição quando, ao comprimir a amostra entre os dedos, ela se mantém aglutinada, sem formar torrão ou apresentar consistência de ensopado ou pasta e, com certeza, não liberar água. Peneirar de forma a tirar partículas grandes (maiores do que 1,0 cm) e/ou desmanchar grumos, desde que estes não descaracterizem o substrato original. Caso contrário, aplica-se a norma da IN nº17.

² Documento Eletrônico.

O volume do substrato a ser enviado para laboratório não deve ser inferior a três litros por produto. Deve ser etiquetado (nome do material, componentes principais e data do preparo) e acondicionado adequadamente de forma a não perder ou absorver umidade do ambiente.

3.2 Métodos para a Caracterização Física

Dentre os métodos descritos abaixo, encontram-se principalmente aqueles que fazem parte da norma brasileira (IN nº 17).

3.2.1 Umidade Atual

Para a determinação da densidade úmida, leva-se uma amostra à estufa para secagem a 105°C, quando mineral, ou 65°C, quando orgânico, por 48 horas ou até massa constante.

$$\text{Umidade Atual (\% m/m)} = [(Massa úmida - Massa seca)/Massa Úmida] \times 100$$

A IN nº17 recomenda pesar 100 g da massa úmida e levá-la à estufa para secagem a 105°C, quando mineral, ou 65°C, quando orgânico, por 48 horas ou até massa constante. O resultado, em percentagem, é direto.

3.2.2 Densidade de Volume

As diferenças entre os métodos descritos a seguir se encontram no volume e umidade inicial da amostra, e na forma de preenchimento dos recipientes utilizados para análise. Os resultados são as distintas formas de acomodação da massa do substrato no mesmo volume ou distintos volumes com a mesma massa.

3.2.2.1 Método da Autocompactação

Para a determinação das densidades úmida e seca, um dos métodos recomendado é o descrito por Hoffmann (1970). Esse método consiste em preencher uma proveta plástica transparente e graduada, de 300 mL, com o substrato. A IN nº17 recomenda utilizar uma proveta transparente e graduada, de 500 mL (acrescente substrato até, aproximadamente, 300 mL)³, volume mais próximo encontrado no mercado nacional. Após, a proveta é deixada cair sob a ação do seu próprio peso, de uma altura de 10 cm, por dez vezes consecutivas (Figura 1). Com auxílio de uma espátula, nivela-se a superfície levemente e lê-se o volume obtido. Após, pesa-se

³ Recomendação do autor.

a massa úmida (descontando a massa da proveta), obtendo-se então a Densidade Úmida.

$$D. \text{ úmida } (\text{kg m}^{-3}) = \frac{\text{Massa úmida (g)}}{\text{Volume (cm}^3)} \times 1000$$

O anel inferior deve estar a 10 cm de altura da superfície/base.



Figura 1. Suporte universal, anéis e proveta de 500 mL para determinação da densidade pelo método da autocompactação. **Fonte:** Solange Brum.

3.2.2.2 Método do Duplo Anel

Método baseado na EN 13040, segundo Miner (1994): sobre o conjunto formado por cilindro e sobrecilindro (luva), ambos com capacidade de 1 L, funil e tripé com peneira é deixado cair o substrato até completar o volume do sobrecilindro, passando obrigatoriamente pela peneira. Após, retira-se o tripé com a peneira e o funil e coloca-se um peso de 650 g por três minutos. Terminado o tempo, retira-se a massa e o anel de forma a cortar o excesso de substrato. Pesa-se a massa úmida (descontando a massa do cilindro). A **Densidade Úmida** é determinada diretamente (**Figura 2**).

$$D. \text{ úmida } (\text{kg m}^{-3}) = \frac{\text{Massa úmida (g)}}{\text{Volume (cm}^3)} \times 1000$$

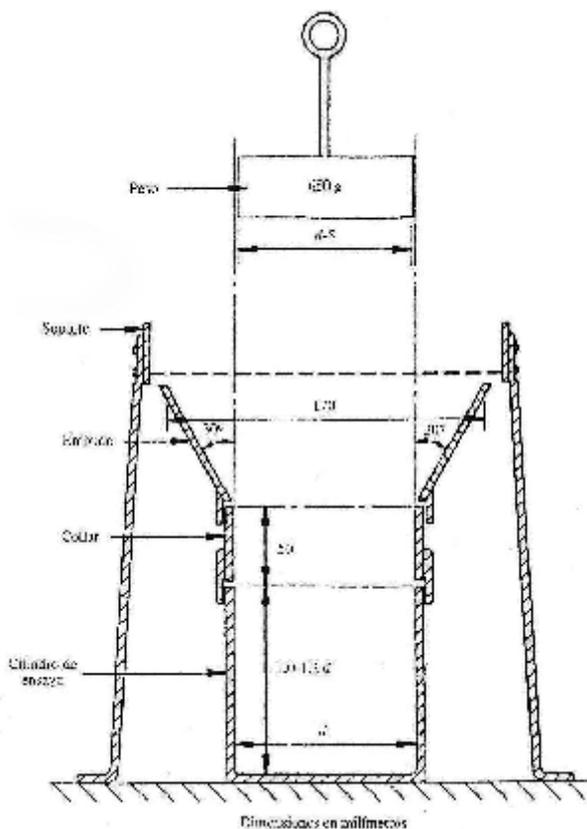


Figura 2. Cilindro, sobrecilindro, funil, tripé e peneira para determinação da densidade pelo método da autocompactação. **Fonte:** Miner (1994).

Para a obtenção da **matéria seca**, leva-se a amostra, obtida como em **A** ou **B**, à estufa para secagem a 105°C, quando mineral, ou 65°C, quando orgânico, por 48 horas ou até massa constante.

A temperatura recomendada na IN nº17 é de **65°C**, que permite a secagem de materiais diversos sem risco de se inflamarem.

$$\text{Matéria Seca (\%)} = 1 - \frac{(\text{Massa úmida} - \text{Massa seca}) \times 100}{\text{Massa úmida}}$$

Após calcula-se a **Densidade Seca (Figura 03)**:

$$\text{D. seca (kg m}^{-3}\text{)} = \frac{\text{D. úmida (kg m}^{-3}\text{)} \times \text{Matéria seca (\%)}}{100}$$

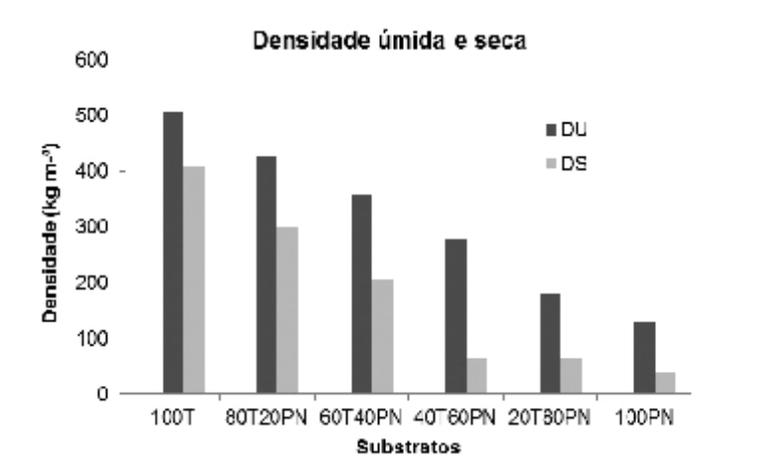


Figura 3. Valores de densidade úmida e seca dos substratos: turfa marrom *in natura* (T) e fibra de palmeira *in natura* (PN), puros (100%) e em misturas na proporção de 80:20, 60:40, 40:60, 20:80 (volume:volume). **Fonte:** Autor.

3.2.3 Porosidade Total, Espaço de Aeração e Disponibilidade de Água

A determinação da porosidade total, espaço de aeração e água disponível é realizada através de curvas de retenção de água nas tensões de 0, 10, 50 e 100 cm de altura de coluna de água, correspondendo às tensões de 0, 10, 50 e 100 hPa (DEBOODT e VERDONCK, 1972), e os principais métodos de laboratório citados na literatura são listados a seguir.

3.2.3.1 Método da Mesa de Tensão

Método descrito primeiramente por Kiehl (1979). A mesa de tensão é geralmente construída com uma superfície de vidro quadrado (0,40 x 0,40 cm, segundo a IN nº 17) que possui um orifício de aproximadamente 0,5 cm de diâmetro - ao centro. A superfície/tampo pode estar sobre uma base com quatro pés mesa, ou aco - plada a um suporte suspenso em uma parede (**Figura 4**). O furo central é ligado por mangueira (de preferência incolor e flexível - silicone) a um kitasato ou a uma coluna de vidro. A tensão é produzida por um sistema de vasos comunicantes de acordo com a altura de saída da água na coluna ou kitasato. Para completar o conjunto e criar uma malha de drenagem, sobre a mesa é colocada uma folha de papel (sugestão, papel qualitativo 250 g/m²).

Sugere-se trabalhar com três mesas iguais, porém independentes (**Figura 5**-) cada mesa, uma coluna, todas com tampas: na mesa 1, colocar as amostra a; na

mesa 2, as amostras b; e na mesa 3, as amostras c. Assim, caso ocorra um problema em uma das mesas, restam ainda duas amostras.



Figura 4. Modelos de mesa de tensão para determinação de curva de retenção de água: a) mesa com pés e tampa de madeira, superfície de vidro e sistema de vasos comunicantes feito com um kitasato; b) sistema com mesa de ferro e superfície de vidro, a 10, 50 e 100 cm, suspenso na parede; c) mesa de ferro, superfície de vidro e sistema de vasos comunicantes feito com uma coluna de vidro. **Fonte:** Solange Brum



Figura 5. Conjunto de mesas de tensão para determinação de curva de retenção de água: três mesas, cada uma com uma coluna, independente. **Fonte:** Autor.

3.2.3.2 Método do Funil de Tensão

Método adaptado por Vomicil (apud GAULAND, 1997). O funil de Büchner pode ser de pequeno diâmetro e, portanto, individual (um cilindro para um funil) ou maior e suportar inúmeros cilindros, dependendo do diâmetro destes (**Figura 6**). Embora o funil possua, por definição, uma placa porosa, sugere-se colocar sobre esta mais outra com pressão de 1 bar e alta condutância (não produzida no Brasil).

Sugere-se trabalhar com três funis iguais, porém independentes - cada funil, uma coluna, todos com tampa (sugere-se utilizar um prato para vaso): no funil 1 colocar as amostra a, no funil 2, as amostras b, e no funil 3, as amostras c. Assim, caso ocorra um problema em um dos funis, restam ainda duas amostras.



Figura 6. Conjunto de funis de tensão (23 cm de diâmetro) para determinação de curva de retenção de água. **Fonte:** Autor.

Os métodos **A** e **B** são demorados, podendo levar até quinze dias para completar a curva (10, 50 e 100 cm equivalentes a 10, 50 e 100 hPa).

Para os métodos **A** e **B** utiliza-se o seguinte procedimento:

a) cobertura do fundo dos anéis* (cilindros) com círculos de *voil* presos por atilhos de borracha (**Figura 7**);

b) pesagem dos anéis;

c) preenchimento dos anéis; a quantidade de substrato deve ser calculada através da densidade úmida dos mesmos, para garantir a uniformidade de volume;

d) a superfície superior do conjunto formado pelo cilindro e o substrato dentro deste, deve ser plana e não ultrapassar a borda superior do cilindro; da mesma forma, o substrato deve ser acondicionado de forma homogênea dentro do cilindro, ou seja, deve ser colocado aos poucos dentro do cilindro e, a cada camada, deve ser bem distribuído (ajeitado); às vezes, nas primeiras vezes que esta atividade é executada, ela precisa ser repetida diversas vezes até que o conjunto fique com a forma adequada;

e) colocação dos anéis em recipientes (bandejas, geralmente, de material plástico) com água até 0,5 cm abaixo da borda superior, para saturação, por 24 horas;

f) retirada dos anéis da água - segure o conjunto (cilindro e *voil*) para que o *voil* não escorregue e a amostra se perca;

g) pesagem dos anéis - volume de água (a massa) contida na amostra nesse momento corresponde ao ponto zero de tensão, equivalendo à porosidade total;

h) transferência dos anéis para a mesa (**Figura 8**);

i) alguns autores recomendam submeter os anéis a ressaturação, por 24 horas antes de recolocá-los novamente na mesa ou funil;

j) ajuste da tensão para 10 cm de coluna de água (10 hPa);

k) permanência na mesa até atingir equilíbrio (até parar de pingar, ou seja, cerca de 48 horas);

l) pesagem;

m) retorno dos anéis à mesa; repetição dos itens **g**, **h**, **i**, **j** e **k** para as tensões 50 e 100 cm de coluna de água;

* Os anéis ou cilindros podem ser confeccionados de aço (como usado em solos), alumínio (mais leve e barato) ou qualquer outro material que suporte as temperaturas da estufa de secagem sem se deformar. São usados os mais diversos volumes (diferentes alturas e diâmetros), segundo a experiência do pesquisador. No entanto, a IN nº 17 propõe anéis/cilindros com 100 ± 5 mm diâmetro interno x 50 ± 1 mm de altura por permitirem uma diversa gama de materiais independente do tamanho de suas partículas.

n) secagem das amostras em estufa a 105°C para materiais minerais, ou 65°C para materiais orgânicos, até massa constante ou 48 horas, para determinação dos teores de umidade e massa da matéria seca.



Figura 7. Anéis (cilindros de alumínio) cobertos com círculos de *voil* presos por atilho de borracha e por tira de pneu de bicicleta, respectivamente. **Fonte:** Solange Brum.



Figura 8. Anéis (cilindros de alumínio) colocados sobre a mesa de tensão (vista superior e inferior). **Fonte:** Solange Brum.

A construção das curvas de retenção de água é realizada com os valores de umidade volumétrica obtidos através dos percentuais de água retida para cada tensão e podem ser apresentadas em tabela (SPIER, *et al.* 2009) ou em gráfico (**Figura 9**). De posse desses dados, são obtidas as seguintes características:

a) Porosidade Total (PT) corresponde à umidade volumétrica presente nas amostras saturadas (0 hPa).

$$PT = \frac{[\text{Massa úmida (tensão 0)} - \text{Massa seca (estufa)}]}{\text{Volume do anel}} \times 100$$

b) Espaço de Aeração (EA) representado pela diferença obtida entre a porosidade total e a umidade volumétrica na tensão de 10 cm.

$$EA = \frac{[\text{Massa úmida (tensão 0)} - \text{Massa úmida (tensão 10)}]}{\text{Volume do anel}} \times 100$$

c) Água Facilmente Disponível (AFD) volume de água encontrado entre os pontos 10 e 50 cm de tensão.

$$AFD = \frac{[\text{Massa úmida (tensão 10)} - \text{Massa úmida (tensão 50)}]}{\text{Volume do anel}} \times 100$$

d) Água Tamponante (AT) é a água volumétrica liberada entre 50 e 100 cm de tensão.

$$AT = \frac{[\text{Massa úmida (tensão 50)} - \text{Massa úmida (tensão 100)}]}{\text{Volume do anel}} \times 100$$

e) Água Disponível (AD) volume de água liberado entre 10 e 100 cm de tensão.

$$AD = \frac{[\text{Massa úmida (tensão 10)} - \text{Massa úmida (tensão 100)}]}{\text{Volume do anel}} \times 100$$

f) Água Remanescente a 100 cm (AR_{100}) volume de água que permanece na amostra após ser submetida à pressão de sucção de 100 hPa equivalente à água de microporos, termo descrito por Haynes e Goh (1978).

$$AR_{100} = \frac{[\text{Massa úmida (tensão 100)} - \text{Massa seca (estufa)}]}{\text{Volume do anel}} \times 100$$

g) Capacidade de Retenção de Água (CRA_{10}) - é a quantidade de água retida por um substrato após ser submetido à tensão de 10 cm (10hPa).

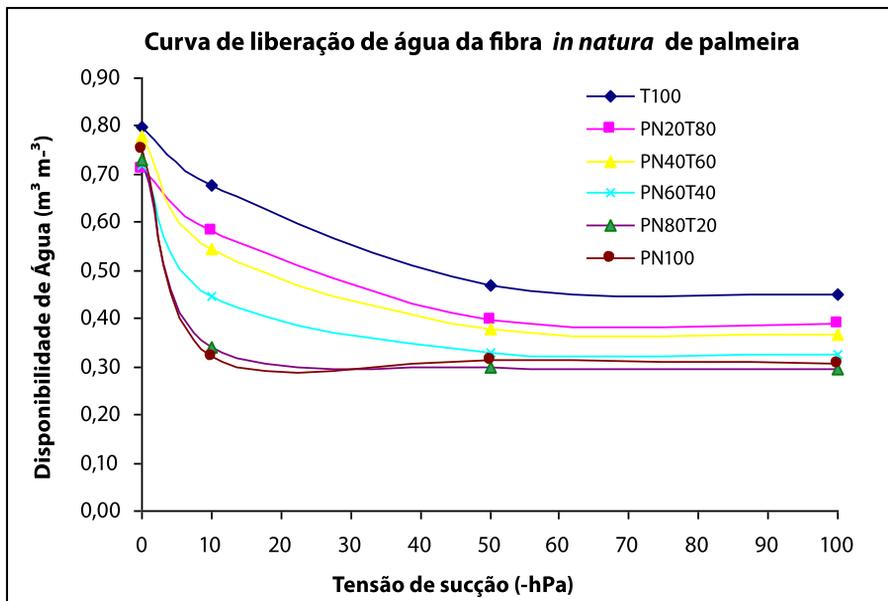


Figura 9. Curvas de liberação de água (hPa) dos substratos: turfa marrom *in natura* (T) e fibra *in natura* de palmeira (PN), puros (100%) e em misturas na proporção de 80:20, 60:40, 40:60, 20:80 (volume:volume); tensão 0 hPa equivale à Porosidade Total; 10 hPa, ao Espaço de Aeração; 50 hPa, à Água Facilmente Disponível, e, finalmente, 100 hPa equivale à Água Tamponante (n=3). **Fonte:** Autor.

3.2.3.3 Método da Caixa de Areia

Método descrito por De Boodt; Verdonck e Cappaert (1974) se constitui no uso de um recipiente dentro do qual são dispostas camadas de areia de diferentes granulometrias (em substituição à placa porosa ou ao papel filtro) (FERMINO, 2014).

Os demais procedimentos podem ser realizados conforme itens a seguir.

3.2.3.4 Método de Spomer para Porosidade

Pode ser utilizado em substituição aos métodos descritos anteriormente quando se deseja determinar a porosidade de materiais muito leves e/ou com partículas grandes, aos quais os métodos anteriores não podem ser aplicados. Foi publicado por Spomer (1979), para o qual se utiliza uma proveta de 1000 mL.

Colocar, primeiramente, 500 mL do substrato a ser estudado dentro da proveta;

Adicionar, em seguida, 500 mL de água;

Caso perceba bolhas de ar, estas podem ser eliminadas mexendo levemente com um bastão de vidro;

Recomenda-se esperar cerca de 24 horas para fazer a leitura final;

Fazer a leitura = volume final ou volume do material saturado (em mL);

A porosidade é obtida utilizando-se a seguinte fórmula:

$$PT = \frac{\text{vol. material saturado} \times 100}{\text{vol. recipiente}}$$

3.2.3.5 Método do Vaso

Método descrito por De Boodt; Verdonck e Cappaert (1974) pode ser considerado um método expedito. Cada combinação recipiente e substrato, em particular, apresentará diferentes valores da capacidade de recipiente. O método permite obter porosidade, espaço de aeração e capacidade de recipiente.

Procedimento:

1. selecionar o vaso; calcular o seu volume (encher de água e depois transferir a água para um recipiente de volume conhecido); e pesá-lo vazio (P);
2. preencher o vaso normalmente como para cultivo e pesá-lo (P1);
3. colocar para saturar em recipiente com água, por 24 horas (altura da lâmina: 1/5 ou 1/6 da altura do vaso, aproximadamente);
4. após as 24 horas, retirar o vaso rapidamente da água, colocá-lo dentro de outro recipiente seco e pesar (P2);
5. colocar para drenar sobre uma peneira, por 24 horas;
6. após as 24 horas, pesar (P3);
7. diminuir o Massa de todos os recipientes em todos os cálculos (P1 P; P2 P; P3 P; P4 P).

Cálculos:

Porosidade Total (PT) (em m³ m⁻³ ou %) = (P1 P2) / Volume do vaso

Espaço de Aeração (EA) (em m³ m⁻³ ou %) = (P2 P3) / Volume do vaso

3.2.4. Granulometria

Para a realização dessa análise, utiliza-se uma amostra 100 g de substrato, seca ao ar, e colocada sobre um jogo de peneiras, acoplado a um agitador mecânico, por três minutos. As malhas das peneiras sugeridas são 4,75, 3,35 - 2,00 - 1,00 mm. Após a agitação, o material retido em cada peneira é pesado sendo o valor determinado utilizado para cálculo da percentagem sobre a massa da amostra.

3.3 Métodos para a Caracterização Química

Os métodos abaixo descritos destinam-se à realização em laboratório (IN nº 17) e diretamente no cultivo.

3.3.1 Valor de Ph e Condutividade Elétrica

É fundamental que o produtor faça suas próprias verificações e realize rotineiramente controles em laboratório de confiança.

3.3.1.1 Método 1:5 (IN nº17)

- a) As leituras são feitas em suspensões de substrato: água deionizada na proporção de 1:5 (v:v);
- b) Condições da água: condutividade de $< 0,2$ mS/m ($< 0,02$ dS/m) a 25°C com pH $> 5,6$;
- c) Colocar, em recipiente com tampa de 500 mL, massa equivalente a 60 mL da amostra (calculado segundo a densidade) e 300 mL de água deionizada;
- d) Homogeneizar em agitador tipo Wagner por 60 minutos em rotação 40 rpm;
- e) Filtrar a suspensão, descartando os primeiros 10 mL;
- f) Fazer a leitura com potenciômetro previamente calibrado;
- g) Lavar o eletrodo após cada leitura com água deionizada e secar em papel toalha;
- h) Expressar através do valor médio de três aferições, com precisão de uma casa decimal, em mS/cm ou dS/m a 25°C.

3.3.1.2 Pour Thru

É um método de extração rápido e simples de monitorar o estado nutricional de uma cultura. Para análise de rotina, coletar e analisar um mínimo de cinco potes/vasos/células individuais. Sugere-se que a média dos resultados de cada cinco leituras seja um único valor de interpretação. Caso os cinco valores variem muito, aumente o tamanho da amostra (CAVINS et al., 2000).

Como é um método rápido, possibilita a implantação de uma rotina de amostragem semanal. A frequência recomendada dos testes depende do tamanho dos recipientes, pois volumes menores de substratos são mais suscetíveis a rápidas mudanças de pH. Dessa forma, para plantas em bandejas, a frequência de monitoramento deve ser de 2 a 3 vezes por semana, já para cultura em recipientes considerados grandes, o monitoramento pode se dar a cada duas semanas.

Considere como variáveis para definir o número de amostras dentro da cultura o tipo de substrato (diferentes fabricantes ou ingredientes), tipo de adubo ou data do plantio. Caso os resultados apresentem-se atípicos, refaça as amostragens e os testes antes de alterar qualquer fator na sua produção; certifique-se do resultado.

Irrigar a cultura uma hora antes de realizar o teste: verificar se o substrato está saturado; irrigar com adubo como de costume, se for o caso.

Depois de drenar o vaso por 30 ou 60 minutos, colocar um recipiente sob o vaso para coletar a amostra (lixiviado).

Colocar bastante água destilada sobre a superfície do vaso para obter 50 mL de lixiviado.

Calibrar seus equipamentos de pH e CE todo dia que for usar. Usar sempre solução nova – nunca a colocar de volta no frasco.

Fazer o teste no lixiviado tão logo quanto possível, após a sua coleta.

Anotar os valores em tabela.

3.3.1.3 Medidores Portáteis

O uso de medidores portáteis (pH e CE) não elimina a necessidade de calibragem sempre que forem usados ou de acordo com a recomendação do fabricante.

3.3.2 Capacidade de Troca de Cátions

Um dos métodos mais utilizados para determinação da CTC consiste em saturar o substrato com CaCl_2 e depois promover o deslocamento de Ca dos pontos de troca usando acetato de amônio, segundo Tedesco, Volweiss e Bohnen (1985).

O método descrito na IN nº17 é uma adaptação do método proposto para determinação da capacidade de troca de cátions (CTC) em turfas pela Association of Official Analytical Chemists (AOAC). O método se baseia na ocupação dos sítios de troca do material pelos íons hidrogênio provenientes da solução de ácido clorídrico utilizada (ABREU, 2002).

É importante saber de antemão que método o laboratório de destino da amostra utiliza.

REFERÊNCIAS

ABREU, M. F. de. Uso da análise química na avaliação da qualidade de componentes e substratos. In: FURLANI, A. M. C. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para produção de plantas**. Campinas: Instituto Agronômico, 2002. 122p. (Documentos IAC, 70).

BAUMGARTEN, A. Methods of chemical and physical evaluation of substrates for plants. In: FURLANI, A. M. C. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para produção de plantas**. Campinas: Instituto Agronômico, 2002. 122p. (Documentos IAC, 70).

BRASIL. **Decreto nº 4.954**, de 14 de janeiro de 2004. Aprova o Regulamento da Lei no 6.894, de 16 de dezembro de 1980, que dispõe sobre a inspeção e fiscalização da produção e do comércio de fertilizantes, corretivos, inoculantes ou biofertilizantes destinados à agricultura, e dá outras providências. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do>>. Acesso em: 25 jun. 2013 (a).

_____. **Instrução Normativa nº 17**, de 20 de maio de 2007. Aprova os métodos analíticos oficiais para análise de substratos e condicionadores de solos, na forma do anexo a presente Instrução Normativa. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do>>. Acesso em: 25 jun. 2013.

_____. **Instrução Normativa nº 10**, de 06 de maio de 2004. Aprova as disposições sobre a classificação e os registros de estabelecimentos e produtos, as exigências e critérios para embalagem, rotulagem, propaganda e para prestação de serviço. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do>>. Acesso em: 25 jun. 2013 (b).

_____. **Instrução Normativa nº 31**, de 23 de outubro de 2008. Altera os subitens 3.1.2, 4.1 e 4.1.2, do Anexo à Instrução Normativa SDA nº 17, de 21 de maio de 2007. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do>>. Acesso em: 25 jun. 2013.

_____. **Lei nº 12.890** de 10 de dezembro de 2013. Altera a Lei no 6.894, de 16 de dezembro de 1980, para incluir os remineralizadores como uma categoria de insumo destinado à agricultura, e dá outras providências. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do>>. Acesso em: 12 mar. 2014.

BUNT, A. C. Some physical properties of pot-plant composts and their affect on plant growth. **Plant and Soil**, The Hague, v. 13, p. 322-332, 1961.

_____. Physical properties of mixtures of peats and minerals of different particle size and bulk density for potting substrates. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n.150, p.143-153, 1984.

CAVINS, T.J. et al. Monitoring and Managing pH and EC using the PourThru Extraction Method. **Horticulture Information Leaflet 590**, New 7, NC State University, 2000.

DE BOODT, M.; VERDONCK, O. The physical properties of the substrates in horticulture. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 26, p.37-44, 1972.

DE BOODT, M.; VERDONCK, O.; CAPPAERT, J. Method for measuring the water-release curve of organic substrates (parte A). **Acta Horticulturae**, Wageningen, n.37, p.2054-2062, 1974.

FERMINO, M.H. **Substratos: composição, caracterização e métodos de análise**. Guaíba: Agrolivros, 2014. 111p.

FOCHESATO, M. L. et al. Alterações das características químicas de três substratos comerciais na produção de mudas cítricas. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, v. 32, n. 4, p. 1040-1046, jul./ago., 2008.

FONTENO, W. C. An approach to modeling air and water status of horticultural substrates. Substrates in Horticulture. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 238, p. 67-74, 1989.

_____. Problems & considerations in determining physical properties of horticultural substrates. Substrates in Horticulture. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 342, p. 197-204, 1993.

_____. Growing media: types and physical/chemical properties. In.: REED, D. W. (Ed.) **A growers guide to water, media, and nutrition for greenhouse crops**. Batavia: Ball, 1996, p.93-122. cap. 5.

FONTENO, W. C.; CASSEL, D. K.; LARSON, R. A. Physical properties of three container media and their effect on poinsettia growth. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v.106, n.6, p.736-741, 1981.

GAULAND, D. C. S. P. **Relações hídricas em substratos à base de turfas sob o uso dos condicionadores casca de arroz carbonizada ou queimada**. 1997. 107 f. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo) - Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1997.

GÜNTHER, J. Analytics of substrates and problems by transmitting the results into forticultural practice. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 150, p. 33-40, 1984.

HAYNES, R. J.; GOH, K. M. Evaluation of potting media for comercial nursery production of container-grow plants: iV Physical properties of a range amendment peat-based media. **N. Z. Journal of Agricultural Research**, Wellington, v. 21, p. 449-456, 1978.

HOFFMANN, G. Verbindliche Methoden zur Untersuchung von TKS und Gartnerischen Erden. **Mitteilubngen der VDLUFA**, Heft, v. 6, p. 129-153, 1970.

- KAMPF, A.N. Substratos. In: CASTRO, C.E.F. de (Ed.) **Manual de floricultura**: 1. Simpósio Brasileiro de Floricultura e Plantas Ornamentais, Maringá. 1992. p.36-52.
- KIEHL, E. J. **Manual de edafologia**: relações solo-planta. São Paulo: Ceres, 1979. 263p.
- MARTÍNEZ, P. F. et al. Experimental and theoretical air/water ratios of different substrate mixtures at container capacity. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 294, p. 241-248, 1991.
- MINER, A. M. **Substratos**: propiedades y caracterizacion. Madrid: Ediciones Mundi-Prens. 1994. 172p.
- PENNINGSFELD, F. Kultur substrate fur den Gartenbau, besonders in Deutschland: Ein Kritischer Uberblick. **Plant and Soil**, The Hague, v. 75, p. 269-281, 1983.
- SCHAFER. G. **Produção de porta-enxertos cítricos em recipientes e ambiente protegido no Rio Grande do Sul**. 2004. 129f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Faculdade de Agronomia. Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Porto Alegre, 2004.
- SPIER, M. et al. Cultivo de flor-de-mel em substrato de bagaço de cana-de-açúcar. **Scientia Agraria**, Curitiba, v.10, n.3, p.251-255, May/June 2009.
- SPOMER, L. A. Three simple demonstrations of the physical effects of soil amendment. **HortScience**, Alexandria, n.14, v.1, p.75-77, 1979.
- TEDESCO, M.J.; VOLWEISS, S.J.; BOHNEN, H. **Análises de solo, plantas e outros materiais**. Porto Alegre: Departamento de Solos da UFRGS, 1985. 188 p. (Boletim Técnico, 5).
- TEIXEIRA, P. DE T. L. **Tecnologias para produção de porta-enxertos cítricos em ambiente protegido**. 2008. 131 f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Faculdade de Agronomia. Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Porto Alegre, 2008.
- WALLER, P. L.; WILSON, G. C. S. Evaluation of growing media for consumer use. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 150, p. 51-58, 1984.
- WHITE, J. W.; MASTALERZ, J. W. Soil moisture as related to Container Capacity. **Proceedings of the American Society for Horticulturae Science**, Geneva, v. 89, p. 758-765, 1966.
- WILSON, G. C. S. Substrates. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 150, p. 19-32. 1984.



GOVERNO DO ESTADO
RIO GRANDE DO SUL
SECRETARIA DA AGRICULTURA,
PECUÁRIA E AGRONEGÓCIO

FEPAGRO
Fundação Estadual de Pesquisa Agropecuária
Rua Gonçalves Dias, 570
Porto Alegre/RS - CEP 90130-060
Fone: 51 3288.8000
editoracao@fepagro.rs.gov.br
www.fepagro.rs.gov.br