

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
AGR99006 - DEFESA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

Ezequiel Barth Arend
00241905

“Produção de Plantas Ornamentais”

PORTO ALEGRE, abril de 2019.

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
AGR99006 - DEFESA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO

“Produção de Plantas Ornamentais”

Ezequiel Barth Arend
00241905

Supervisor de campo do Estágio: Hans Hermann Hesse - Mestre no Cultivo de Plantas Ornamentais
Orientador Acadêmico do Estágio: Prof. Dr. Engº Gilmar Schäfer

COMISSÃO DE AVALIAÇÃO

Prof. Alberto Inda Jr. - Departamento de Solos
Prof. Aldo Merotto - Departamento Plantas de Lavoura
Prof. Alexandre Kessler - Departamento Zootecnia
Prof. Amanda Posselt - Departamento de Solos
Prof. José Antônio Martinelli - Departamento Fitossanidade
Profa. Lucia B. Franke - Departamento de Plantas Forrageiras e Agrometeorologia
Profa. Magnólia Silva da Silva - Departamento de Horticultura e Silvicultura
Prof. Pedro Selbach - Departamento de Solos

PORTO ALEGRE, abril 2019.

AGRADECIMENTOS

A todos que de alguma forma me ajudaram a chegar até aqui, especialmente minha família que sempre me apoiou, particularmente meus pais, Leslie Reitz Barth e Marcos Arend. Também agradeço as minhas avós, Erica Reitz Barth e Ivone Arend, que foram quem mais me influenciaram em meu interesse por plantas ornamentais.

Agradeço aos professores da Faculdade de Agronomia que me transmitiram seus conhecimentos e guiaram minha formação nesses últimos anos. Um agradecimento especial ao professor Gilmar Schäfer pelo seu tempo dedicado a me orientar na confecção do presente trabalho.

Ao Sr. Hans Hermann Hesse por ter aceitado que eu fizesse o estágio na Floricultura Úrsula e por toda sua dedicação em ensinar. Agradeço também ao Sr. Rubens Emrich, Christian Gross, Diego Lüdke e todos os funcionários da empresa pela receptividade que tiveram e pelos conhecimentos que me passaram.

Por fim, mas não menos importante, agradeço a meus amigos que facilitaram todo o processo, especialmente a Ana Paula Sott, Estéfani Sulzbach e Filipe Rost.

RESUMO

O trabalho de Conclusão de Curso é referente ao estágio obrigatório realizado entre os dias 02 de janeiro de 2019 e 01 de março de 2019 na Floricultura Úrsula Ltda, que foi feito em duas das principais áreas da empresa, ambas localizadas no Município de Nova Petrópolis. Uma das áreas é dedicada a propagação e a outra a produção de plantas. O objetivo do estágio foi observar e realizar as principais atividades feitas em uma empresa dedicada a produção de plantas ornamentais. Entre as principais atividades estão a produção de substrato, pré-cultivo de árvores e arbustos, produção de mudas em bandejas, potes e cuias, cultivo a campo e multiplicação.

LISTA DE FIGURAS

	Página
1. Plantas de <i>Alternanthera dentata</i> com poda de formação antes (A) e após (B) o pinching, Nova Petrópolis, 2019	15
2. Plantas de <i>Pentas lanceolata</i> com poda de formação antes (A) e após (B) o corte, Nova Petrópolis, 2019.....	16
3. Plantas de <i>Hypericum moserianum</i> antes (A) e depois (B) da poda, Nova Petrópolis, 2019.....	16
4. Plantas de <i>Pennisetum setaceum</i> ‘Rubrum’ antes (A) e após (B) a poda de manutenção, Nova Petrópolis, 2019	17
5. Copo utilizado para medição do pH e CE, com as três marcações (A), que indicam os volumes de 30, 60 e 90mL; pHmetro medindo pH em mistura de água destilada e substrato (B)	18
6. Planta matriz de <i>Pelargonium zonale</i> com o prato coletor da solução (A) e detalhe do prato usado (B), Nova Petrópolis, 2019	20
7. Uso da serragem como mulch em plantas produzidas no solo (A) e em containers (B), Nova Petrópolis, 2019.....	21

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	6
2. MEIO FÍSICO E SOCIOECONÔMICO	7
3. INSTITUIÇÃO	8
4. REFERENCIAL TEÓRICO	9
4.1. PODA	9
4.2. PH E CE	11
4.3. ERVAS DANINHAS	13
5. ATIVIDADES REALIZADAS	15
5.1. PODAS	15
5.1.1. PODA FORMAÇÃO	15
5.1.2. PODA MANUTENÇÃO	17
5.2. ANÁLISE DE PH E CE	18
5.2.1. MÉTODO 1:1 E 1:2.....	18
5.2.2. USO DO MÉTODO POUR-THROUGH	19
5.3. CONTROLE DE PLANTAS ESPONTÂNEAS	20
5.4. COLETA, PREPARO E PLANTIO DE ESTACAS.....	22
5.5. PROPAGAÇÃO SEXUADA	23
5.6. PREPARO DO SUBSTRATO	23
5.7. MONITORAMENTO DA LUZ, UMIDADE RELATIVA E TEMPERATURA.....	24
5.8. OUTRAS ATIVIDADES	24
6. DISCUSSÃO	25
6.1. PODA	25
6.2. PH E CE	26
6.3. PLANTAS ESPONTÂNEAS.....	28
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	31
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	33

1. INTRODUÇÃO

O estágio foi realizado em duas áreas da Floricultura Úrsula Ltda., localizadas em Nova Petrópolis. A primeira área, denominada de matriz, dedica-se a propagação, tanto vegetativa como sexual, sendo dessa forma dividida em uma série de estufas agrícolas, algumas para as plantas matrizes e outras para a fase inicial de produção de mudas. Já a outra área é a maior e fica localizada no distrito de Vale Verde, possui uma grande diversidade de meios de produção, desde estufas até o cultivo diretamente no solo a céu aberto.

O estágio ocorreu entre os dias 02 de janeiro de 2019 e 01 de março de 2019 totalizando nove semanas. Nesse período cada semana foi dedicada especificamente a uma produção, sendo que seis semanas foram no Vale Verde e três semanas foi destinado a Matriz. Durante o período na Matriz, uma semana foi na parte de propagação vegetativa, a outra na propagação sexual e a terceira foi na parte dos manejos realizados nas plantas matrizes. Da mesma forma foi organizado o tempo no Vale Verde.

O local foi escolhido, pois é um dos que trabalha com um maior número de variedades, totalizando cerca de 1.500, das mais diferentes espécies, desde plantas de clima temperado como coníferas e plantas caducifólias até folhagens e palmeiras de clima tropical. Dessa forma, foi possível observar as diferentes produções com suas especificidades. Além disso, comercializam desde mudas para o consumidor final até plugs e outros insumos para outros produtores de plantas ornamentais.

O objetivo foi acompanhar e poder realizar na prática as atividades que são desenvolvidas em uma das maiores empresas no ramo de plantas ornamentais no sul do Brasil. Foi possível observar como é a organização e as peculiaridades de uma floricultura que já possui mais de 60 anos de história.

2. MEIO FÍSICO E SOCIOECONÔMICO

O município de Nova Petrópolis encontra-se na região Nordeste do Estado do Rio Grande do Sul e é conhecida como Jardim da Serra Gaúcha. O título advém dos parques e jardins bem cuidados por toda a cidade, uma característica herdada da cultura alemã muito presente, e faz divisa com importantes mercados consumidores como Caxias do Sul e Gramado, além de se encontrar a menos de 100km de Porto Alegre (DORNELES, 2019).

Segundo dados do IBGE (2019), a população é de 21.156 pessoas com um IDH de 0,78 e o PIB per capita de R\$ 34.342,98. Existem 1.003 estabelecimentos agropecuários, sendo que mais de 50% dos produtores possuem mais de 60 anos.

A cidade se encontra em uma região turística, que pertence a Rota Romântica e cedia uma diversidade de eventos e festivais ao longo do ano. Também possui diversos pontos turísticos, principalmente naturais, como parques e outros locais ao ar livre (DORNELES, 2019).

Em relação ao relevo, este tem a característica de uma alta variação na altitude que vai de 32 até 842m. Assim, existem desde vales profundos, passando por terrenos de grande declividade até chegar nos pontos mais altos, as chapadas, onde a declividade não é tão acentuada (GRINGS & BRACK, 2009).

Da mesma forma que o relevo, o clima também é variado. Na classificação de Köppen, as partes mais altas são Cfb (clima oceânico temperado), já os vales são classificados como Cfa (clima subtropical úmido). Ambos se caracterizam por ter precipitações bem distribuídas ao longo do ano com médias mensais superiores a 100mm em todos os meses, sendo que a diferença está que o primeiro possui verão fresco e o último temperaturas mais elevadas. É comum a formação de nevoeiros e a ocorrência de geadas no inverno (GRINGS & BRACK, 2009).

3. INSTITUIÇÃO

A Floricultura Úrsula é uma empresa com mais de 60 anos trabalhando com plantas ornamentais. Possui três áreas de produção nas localidades de Linha Temerária, Bairro Vale Verde e Av. 15 de Novembro, sendo que a última contém a loja com 14.000m². As áreas de produção totalizam 40.000m² de área coberta e amplas áreas de cultivo a campo destinados a produção de 1.500 variedades. A capacidade produtiva é 3.000.000 bandejas/ano, 300.000 potes/ano e 10.000.000 plugs/ano e há cerca de 300.000 árvores e arbustos em estoque. Para melhor organização a empresa é dividida no atacado, Gartencenter com vendas diretas ao consumidor final, e no Samenhaus que comercializa plugs, sementes e suplementos para produtores.

A área localizada no Bairro Vale Verde possui a maior extensão e está dividido nos seguintes departamentos: potes e vasos, árvores e arbustos em containers, cultivo a campo, flores em bandejas e substrato. No local há uma estufa para a produção de mudas em bandejas (5148m²), uma para a produção de potes e cuias (2808m²) e uma para as mudas pré-cultivadas de árvores e arbustos (936 m²). Para o cultivo das mudas pré-cultivadas ainda é utilizado um telado (1404m²). As mudas pré-cultivadas têm o objetivo de formar plantas mais fortes para que posteriormente possam ser cultivadas a campo diretamente no solo ou em containers. O cultivo de plantas a campo no chão totaliza 95.713m² e em containers são 48.992m².

A área na Av. 15 de Novembro, denominada de Matriz, possui a parte de propagação, pré-cultivo e matrízal. A área é dividida em diferentes estufas agrícolas. Possuem três estufas com plantas matrizes para a retirada de estacas: uma especificamente para brinco de princesa (*Fuchsia hybrida*) e Impatiens Nova Guiné (*Impatiens hawkeri*) e outras duas com uma grande diversidade de matrizes de plantas herbáceas, sendo os gerânios (*Pelargonium zonale* e *Pelargonium peltatum*) os com maior representatividade. Não possuem matrízal no local de árvores e arbustos que são geralmente coletados a campo. Outra estufa é destinada a propagação vegetativa por meio da estaquia, contendo em seu interior a parte da nebulização e a câmara fria para armazenamento de estacas. Também há uma estufa destinada exclusivamente a parte da propagação sexual que possuiu duas câmaras de germinação. Nesta parte também existe uma casa de vegetação utilizada para plantas que necessitam de temperatura mais baixa para o seu desenvolvimento.

A área na Linha Temerária é destinada principalmente a produção de plantas tropicais devido as temperaturas mais altas, uma vez que está localizada em uma menor altitude. Possui estufas e áreas a campo de produção principalmente de folhagens, palmeiras e trepadeiras.

4. REFERENCIAL TEÓRICO

4.1. PODA

A dominância apical é regulada pela auxina, que se move de forma basipetal dos meristemas apicais e inibe o desenvolvimento das gemas laterais. O crescimento é impedido pelo sinal que o meristema apical manda. Com a eliminação do mesmo, ocorre assim, o crescimento dos brotos laterais (TAMAS, 1995).

Os plugs, que são plantas pequenas crescidas em células individuais de bandejas, mesmo depois do transplante são muitas vezes cultivados em alta densidade para tornar o sistema economicamente viável. O pequeno espaçamento muitas vezes leva a formação de ramos estiolados e fracos. A produção de plantas com o tamanho e proporções adequadas pode ser difícil, o que requer tratamentos que reduzam o comprimento de ramos e aumentem a uniformidade das plantas (GARNER et al., 1997). Uma das técnicas usadas na produção para quebrar a dominância apical é a poda de formação e o pinching, levando a formação de novos ramos o que garante um aumento no número de flores produzidas. O pinching consiste na retirada do meristema apical, também sendo denominado de desponte, uma vez que uma quantidade bem menor de material é removida quando comparado à poda. Tanto a poda quanto o pinching tem o efeito de reduzir a altura das plantas (HABIBA et al., 2012).

Tanto a poda dos meristemas apicais quanto o pinching são práticas comuns para aumentar a ramificação e tornar as plantas mais compactas, por isso são muito usados em produtores de mudas pré-cultivadas que muitas vezes possuem plantas pernaltas e com poucos ramos. O maior inconveniente dessas práticas é a alta demanda por mão de obra, uma vez que pode ser necessário repetir devido ao reaparecimento de ramos dominantes. Em trabalho com plantas do gênero *Camellia* e *Rhododendron*, o pinching se mostrou efetivo para aumentar a ramificação. Contudo esse brotamento lateral só é significativo se as plantas forem recentemente transplantadas para encorajar o novo crescimento. Muitas vezes o pinching pode ser feito quando as plantas estão ainda juntas na área de propagação e podem ficar muitas semanas até serem plantadas. Por isso, é importante que a retirada do meristema apical seja feita logo em seguida de um transplante para promover o crescimento de vários ramos e evitar o restabelecimento de um ramo dominante (RICHARDS & WILKINSON, 1984).

Por outro lado, a poda dos ramos em mudas pré-cultivadas como a de *Ilex crenata* reduziu o crescimento das raízes, especialmente quando feita nas primeiras quatro semanas após a repicagem. A poda no momento do transplante pode ser prejudicial, uma vez que induz um crescimento vigoroso de novas brotações que suprimem o crescimento das raízes, sendo que esses fatores em conjunto podem levar a planta a um estresse por falta de água (GILLIAM et al., 1986).

Em relação a idade da planta, um estudo feito por Malek et al. (1992), onde plantas jovens de azaléia (*Rhododendron calendulaceum*) passaram pelo pinching em diferentes estádios (desde 10 até 16 folhas), mostrou que o número de ramos laterais aumentou quanto mais velha as mudas eram no momento do pinching. Da mesma forma no trabalho de Li et al. (2016), foi feito o pinching 3, 5 e 7 semanas após o transplante em *Achillea* × ‘Coronation Gold’. Foi observado que o pinching feito mais tarde proporcionou maior número de ramos, tanto floríferos quanto vegetativos.

Contudo, no trabalho de Abdullah & Seng (2003), com Poinsetia (*Euphorbia pulcherrima*), onde estas foram podadas duas ou quatro semanas após o transplante, perceberam que as plantas podadas mais tarde demoraram mais para ficar prontas para a venda.

A quantidade de material retirado também afeta as plantas. Em trabalho realizado por Lohr & Sudkamp (1989) foram aplicadas diferentes intensidades de poda 7 semanas após o transplante em *Rhododendron*. Foi feito desde a retirada de metade do ramo até o pinching (aproximadamente 1cm). A poda mais severa foi a que mais diminuiu o crescimento das plantas pela perda da capacidade fotossintética, já o pinching foi efetivo em aumentar a ramificação e tornar a planta mais compacta com uma menor redução no crescimento. Resultados semelhantes

foram obtidos por Malek et al. (1992), onde três tratamentos em diferentes estádios foram aplicados em azaleia: sem pinching, retirada dos dois nós terminais (~1,25cm) e retirada de 2,5-5cm). A retirada apenas da ponta (~1,25cm) produziu mais ramos laterais para todos os estádios em que foi feito. Além disso, em todos os estádios quanto mais se retirou de material mais se restringiu o peso da parte aérea, sendo que plantas não podadas tiveram maior tamanho e as com poda mais intensa tiveram menor tamanho de parte aérea.

Larson (1980) também reportou que o pinching leve a médio (1-6cm) produziu mais ramos laterais, uma vez que mais gemas laterais remanesceram de onde os ramos laterais surgiram. Contudo, geralmente há uma tendência de que os ramos produzidos apareçam dos nós logo abaixo do ponto do corte.

4.2. PH E CONDUTIVIDADE ELÉTRICA (CE)

O monitoramento do pH e da CE do substrato é essencial para que se possa tomar decisões que evitem problemas de deficiência nutricional e de fitotoxidez. É importante que essas medidas sejam feitas rotineiramente, uma vez que o pH e a CE variam com o tempo. Isso ocorre, pois dependem de vários fatores como o fertilizante, qualidade da água da irrigação e a espécie utilizadas. Os métodos mais usuais para extração da solução são o Pour-Through, extrato de saturação e diluições em diferentes razões. Independentemente do método utilizado, o ideal é utilizar de cinco a dez amostras de cada variedade (CAMBERATO et al., 2009).

A CE mede a concentração de sais dissolvidos e proporciona uma ideia da quantidade de nutrientes disponíveis a planta, uma vez que os íons podem ou não ser nutrientes. Para a medição utiliza-se condutivímetros que medem a passagem de corrente elétrica na solução. A unidade usada geralmente é mS/cm (miliSiemens por centímetro). O pH é a medição da acidez/basicidade devido a presença de íons de hidrogênio que influenciam a disponibilidade dos nutrientes e outros elementos, sendo a medição feita com pHmetros. Todos os nutrientes se encontram prontamente disponíveis às plantas na faixa de pH de 5,5-6,2 em substratos, mas cada espécie possui sua faixa ideal (MATTSON, 2019).

O método Pour-Through consiste na aplicação de água destilada no container que irá empurrar para fora a solução (lixiviado) que é então coletada. Possui uma série de vantagens, entre elas: é a de se coletar a solução ao longo de toda a zona radicular, as amostras não são destruídas e o método pode ser usado em substratos com fertilizantes de longa duração. Contudo, pode ser menos preciso, uma vez que depende da umidade anterior e da quantidade de água aplicada. Neste método deve-se irrigar de maneira usual até a saturação, deixando drenar por 30 a 60 min, e então colocar um coletor embaixo, aplicando cerca de 100 mL por

16,5cm de diâmetro de pote de água destilada para que se colete aproximadamente 50mL de lixiviado. Deve-se aplicar a água devagar e em círculos entre a parede e o centro do pote. Após 15 minutos medir o pH e a CE da solução (CAMBERATO et al., 2009).

Considerando o momento em que é feita a amostragem, Cavins et al. (2005) mediram o pH e CE pelo método do Pour-Through, aos 15, 30, 60, 120 e 240 minutos após a irrigação e não observaram diferenças entre o pH e CE nesse período, mas houve diferenças no volume do lixiviado recolhido. Por isso, recomendam fazer a amostragem após uma hora da irrigação, pois é tempo suficiente para haver a equilíbrio da solução e ainda obter umidade suficiente para coletar o volume de lixiviado necessário.

O principal problema do método Pour-Through é quando a água destilada é coletada ao invés de deslocar a solução. A água pode se mover rapidamente através dos substratos ou entre o pote e o substrato sem passar por todo o volume. Isso ocorre com maior facilidade em meios com partículas maiores e em plantas com raízes enoveladas. Dessa forma, deve-se ter cuidado maior com plantas que estão a mais tempo em um mesmo recipiente e em substratos com granulometria mais grossa. Para isso, a água deve ser aplicada em círculos concêntricos e evitar a borda. A velocidade com que é virado também é de grande importância. Deve-se aplicar lentamente e de forma estável distribuindo uniformemente ao longo da superfície. Por isso, não se deve aplicar de forma rápida ou concentrado em um mesmo ponto. Outro fator é que se deve medir sempre no mesmo horário após a irrigação. Quando isto não for possível, deve-se irrigar individualmente os containers que serão usados (OWEN et al., 2019).

Outro método para extração de solução utilizado é a diluição 1:2 que tem a vantagem de ser preciso, uma vez que a quantidade de água utilizada é exata. Contudo, é necessário coletar o substrato, o que pode danificar as raízes e quebrar grânulos de fertilizantes de liberação lenta. Para ser feito deve-se utilizar uma parte de substrato para duas partes de água destilada. Mistura-se e deixa-se por 30 minutos, após coloca-se em um funil com filtro para separar o substrato da solução para então medir o pH e CE (CAMBERATO et al., 2009). No Brasil, o método padrão é a diluição 1:5 que indica o uso de 60mL de substrato para 300mL de água (BRASIL, 2007).

O extrato de saturação consiste em outra forma de extrair a solução, onde coleta-se de 200-300mL de substrato da zona radicular e acrescenta-se água destilada. A quantidade usada é até saturar, sem haver água livre na superfície. Após misturar o substrato com a água, deve-se deixar a mistura por 30 minutos em repouso. O eletrodo do pH pode ser colocado diretamente no meio após esse tempo, mas a solução deve ser extraída para a medição da CE (TRIPEPI, 2019). Para separar o substrato da solução deve ser feita a filtração com um funil e filtro. Este método possui a desvantagem que pode haver erros na definição de quanta água aplicar para

haver a saturação. Outro ponto negativo é a necessidade de filtragem, o que gera mais trabalho e pode desmanchar partículas de fertilizante de longa duração (CAMBERATO et al., 2009).

O valor de CE é específico para cada método, uma vez que varia muito com cada tipo de extração da solução do solo. Já o pH é pouco influenciado. Segundo o trabalho de Cavins et al. (2004), onde foi avaliado o pH e a CE do substrato com os métodos de Pour-Through e extrato de saturação medido na pasta e na solução, o pH não diferiu entre os diferentes procedimentos usados. Da mesma forma, Furlani et al. (2005), comparando pH e CE do substrato com diferentes adubações nos métodos de extrato de saturação e diluições 1:1,5; 1:2; 1:5 e 1:10 observaram que não houve diferença estatística entre os diferentes métodos, já a CE variou conforme a metodologia usada.

Em relação a produção de plugs, pode ser mais difícil manter os níveis adequados de pH e CE, pois cada célula possui um volume muito pequeno de substrato, o que faz com que tenham pouco efeito tampão, havendo a possibilidade dos nutrientes serem rapidamente consumidos ou lixiviados (COMPTON & NELSON, 1997). Por isso, é comum os resultados serem muito variados, como o obtido por Compton & Nelson (1997) que avaliaram diferentes momentos de medição do pH e CE com *Petunia x hybrida* em três procedimentos de fertilização (todos dias, dias sim outro não e a cada três dias) em bandejas de 288 células com o método de extrato de saturação. Foi observado que medições feitas após irrigações se mostraram mais variados quando comparados com medições após fertirrigações, sendo que amostrar de uma a duas horas após a fertilização foram recomendados pelos autores. Além disso, os plugs são mais sensíveis aos níveis de salinidade, dessa forma, devem ser monitorados semanalmente os níveis de pH e salinidade (SCOGGINS et al., 2001).

4.3. ERVAS DANINHAS

O controle de ervas daninhas é um dos principais custos na produção de plantas ornamentais, justamente porque o ambiente é muito favorável ao crescimento de plantas, uma vez que são fornecidos água e nutrientes em abundância (KNOX et al., 2019). Por outro lado, na condição de plantas em recipiente, as ervas daninhas são um problema ainda mais complicado, pois a água, nutrientes e o ar estão mais restritos devido ao menor volume do sistema radicular (FRANGI et al., 2010). Apenas uma planta de *Amaranthus retroflexus* ou *Digitaria sanguinalis* foi capaz de reduzir em 47% e 60%, respectivamente, o crescimento de *Ilex crenata* em container (FRETZ, 1972).

A maior parte das ervas daninhas vem de mudas pré-cultivadas, substrato, água e equipamentos contaminados. Por isso, um método efetivo é evitar a entrada de propágulos no

cultivo usando containers, substrato, ferramentas e água de irrigação livre de sementes ou partes de plantas invasoras. Para isso, deve-se manter as áreas ao redor da produção e fonte de irrigação sem plantas invasoras. Mesmo com esses cuidados para prevenir a entrada de propágulos, ainda aparecerão plantas daninhas. Dessa forma, vários métodos devem ser usados no seu controle (WILEN et al., 2013).

Um dos métodos mais utilizados no exterior é o uso de herbicidas, contudo, estes possuem uma série de desvantagens. No caso das plantas ornamentais são cultivadas um número muito grande de espécies, sendo que cada herbicida deve ser testado em cada cultura. Isto acarreta num grau de problema, pois a maioria das culturas não tem herbicida específico registrado. Outros pontos que desfavorecem o uso dos herbicidas é o possível dano causado nas plantas, não efetividade de controle e lixiviação, principalmente devido aos substratos que são mais porosos que o solo. Dessa forma, métodos alternativos podem ser usados como capinas e o mulching, sendo que deve-se usar mais de um método para obter melhores resultados (KNOX et al., 2019). A retirada manual é usada normalmente no cultivo de plantas ornamentais, mesmo que outros métodos sejam utilizados. Deve ser feito pelo menos uma vez ao mês, pois algumas espécies produzem semente muito rápido (WILEN et al., 2013). Contudo, exige uma grande quantidade de mão de obra o que o torna oneroso (MATHERS, 2003). Capinas também são utilizadas para plantas cultivadas no solo, mas possuem a desvantagem de muitas vezes danificar as plantas (ABOUZIENA & HAGGAG, 2016).

Outra forma alternativa de controle de plantas espontâneas é o uso de mulch. O mulch reduz a incidência de ervas daninhas pela exclusão da luz, além de trazer outros benefícios como manter a umidade do solo. Quando forem utilizados materiais orgânicos, deve ter uma camada de 7,5 a 10cm de espessura e ser repostos uma vez ao ano (DIVER & GREER, 2000). Apesar desse efeito benéfico, no trabalho de Billeaud & Zajicek (1989) foi observado que reduziu a concentração de nitrogênio no solo com o uso de materiais como casca e madeira.

Dessa forma, plantas cultivadas com mulch de materiais com alta relação carbono: nitrogênio irão requerer uma maior quantidade de nitrogênio devido a imobilização pela microbiota (CASE et al., 2005). Além dessa desvantagem de alguns materiais orgânicos, também pode ocorrer de algumas ervas daninhas conseguirem passar pela camada aplicada e da rápida degradação em climas quentes, o que requer novas aplicações de forma frequente (ABOUZIENA & HAGGAG, 2016).

Além dos materiais orgânicos, também é possível utilizar matérias inorgânicos. Um dos mais comuns são os filmes plásticos, contudo, estes possuem uma pequena duração e não permitem a passagem de água. Outro material bastante usado com plantas ornamentais é a rafia

de solo que tem a vantagem de ser durável e prover uma barreira ao crescimento de daninhas. Além da durabilidade que geralmente é de 8-12 anos, possuiu a vantagem de permitir a passagem de ar e água (SCHONBECK, 2012).

5. ATIVIDADES REALIZADAS

5.1. PODAS

5.1.1. PODA DE FORMAÇÃO

Durante o estágio foram realizadas podas de formação cujo objetivo é obter uma planta com mais ramos e compacta. Os cortes são feitos no internódio deixando um talo curto ou muitas vezes rente a um ramo caso houver, uma vez que as gemas estão nas axilas das folhas e dessa forma não ocorre brotação desse talo.

As podas de formação em plugs são feitas um pouco antes das plantas estarem prontas para o transplante. Consiste na retirada apenas da ponta do ramo (um a dois nós) através do pinching (Figura 1), sendo feito em boa parte das espécies produzidas. Algumas exceções são os gerânios, impatiens e espécies de árvores. Para plantas herbáceas é feito o pinching entre uma e quatro semanas antes da data prevista destas estarem prontas para a repicagem.

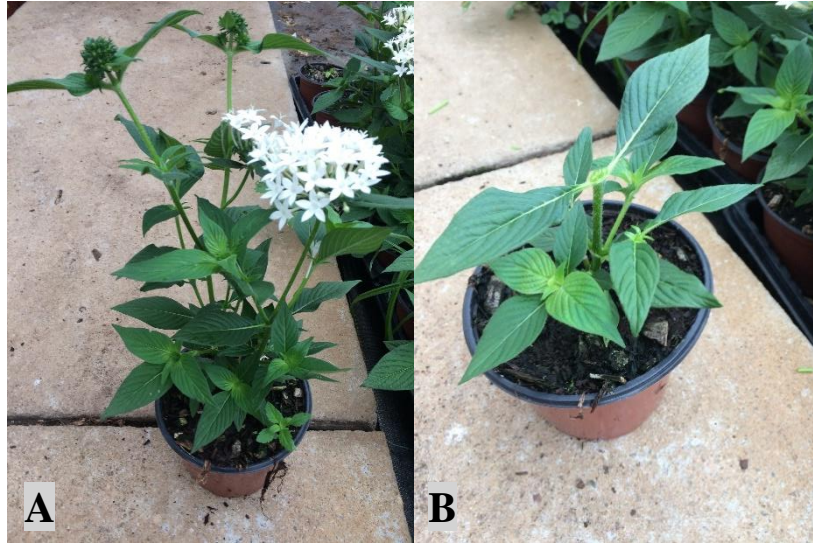
Figura 1. Plantas de *Alternanthera dentata* com poda de formação antes (A) e após (B) o pinching, Nova Petrópolis, 2019.



Fonte: Autor

A poda de formação no caso dos potes foi feita a uma altura de aproximadamente 5-8cm, duas semanas após o plantio para a maioria das culturas anuais. Contudo, algumas espécies como *Pentas lanceolata*, foi feita 6 semanas após o plantio (Figura 2).

Figura 2. Plantas de *Pentas lanceolata* com poda de formação antes (A) e após (B) o corte, Nova Petrópolis, 2019.



Fonte: Autor

No caso das mudas pré-cultivadas, retirou-se parte dos ramos para formar plantas mais compactas com mais ramos desde a base. Foi cortado deixando as plantas com uma altura de 5-8cm (Figura 3). Esta poda foi feita para uma diversidade de arbustos, sendo que a maioria estavam entre 12 e 15 semanas após o plantio no pote em que se encontravam.

Figura 3. Plantas de *Hypericum moserianum* antes (A) e depois (B) da poda, Nova Petrópolis, 2019.



Fonte: Autor

Executou-se ainda poda de formação em plantas do gênero *Juniperus* cultivadas a campo. A poda nessas espécies é feita para que os ramos fiquem um pouco mais uniformes, já que a planta cresce naturalmente com poucos galhos e uns mais compridos que os outros. Assim, quando se estava fazendo a poda, buscou-se manter o hábito de crescimento da planta, retirando se apenas alguns ramos que estavam exageradamente maiores que os outros. Quando

cortava-se um galho, o corte era feito voltando-se até um ramo situado na base do próprio galho podado.

Realizou-se a poda de formação em roseiras trepadeiras com o objetivo de guiar a planta no tutor. Para tanto, seleciona-se no máximo três ramos para serem os principais e retira-se os outros. Os que sobraram são então enrolados na estaca e posteriormente amarrados.

5.1.2. PODA DE MANUTENÇÃO

A poda de manutenção tem o objetivo de manter o tamanho, sendo feita normalmente quando a planta não é vendida logo. O corte é feito no internódio da mesma forma que para a poda de formação.

Realizou-se a poda de manutenção em *Pennisetum setaceum* 'Rubrum' com o objetivo de que as folhas sejam renovadas e ter novamente a coloração mais intensa para que fiquem mais atrativos a venda. Poda-se cortando todas as folhas a uma altura de 8 cm (Figura 4).

Figura 4. Plantas de *Pennisetum setaceum* 'Rubrum' antes (A) e após (B) a poda de manutenção, Nova Petrópolis, 2019.



Fonte: Autor

A poda de manutenção também foi feita em roseiras trepadeiras, onde retira-se os ramos que ultrapassem a altura do tutor. Foi podado ramos secundários que estão saindo para fora da planta, deixando-se três gemas. Retira-se também flores velhas e novas brotações que venham

da base. Objetiva-se deixar a planta próxima à estaca, sem ramos ladrões e crescimento excessivo.

No caso de roseiras arbustivas e rasteiras é feita uma poda mais drástica para se obter brotos novos. A altura é de aproximadamente 10cm, cortando os ramos todos a mesma altura. Essa poda geralmente é feita após uma floração intensa, com o objetivo de estimular logo em seguida uma nova floração e evitar que as plantas fiquem cada vez maiores.

5.2. ANÁLISE DE PH E CE

5.2.1. MÉTODO 1:1 E 1:2

O método da diluição 1:1 é utilizado para medir o pH e o 1:2 para a medição da condutividade elétrica. Essas análises são realizadas para os plugs, tanto de plantas propagadas por semente quanto por estacas. Este método também é empregado para o controle do pH e CE do substrato e Ellepot® utilizados.

Para realizar o método 1:1, foi colocado em copos plásticos 30mL de água deionizada. Em seguida colocou-se o substrato, utilizando-se uma espátula para retirar os plugs das bandejas. Os copos usados já possuem marcas na altura certa correspondente aos volumes necessários (30mL, 60mL e 90mL). Após chegar na segunda marca, mexeu-se e mediu-se o pH (Figura 5). Em seguida, foi aplicado mais 30mL de água deionizada para fazer o método 1:2 e mediu-se a salinidade diretamente no copo.

Figura 5. Copo utilizado para medição do pH e CE, com as três marcações (A), que indicam os volumes de 30, 60 e 90mL; pHmetro medindo pH em mistura de água destilada e substrato (B).



Fonte: Autor

As análises são feitas geralmente nas culturas de maior impacto comercial, tais como, no caso dos plugs de espécies anuais, a boca de leão (*Antirrhinum majus*), o amor perfeito (*Viola wittrockiana*) e a begônia (*Begonia semperflorens*). Para atingir o volume de 30mL utilizou-se 10 células (1 planta/célula) no caso de bandejas de 204 células. Dessa forma, para cada espécie utilizam-se 10 subamostras que são misturadas para que se faça uma medição. Assim, é obtido apenas um valor para cada espécie. As medições começam na segunda semana depois da semeadura, e após são feitas em todas as semanas até estarem prontos para a venda ou repicagem para vasos na própria empresa.

No caso de espécies obtidas por estaquia, a análise também é feita depois de duas semanas do plantio. Em bandejas de 70 células dois plugs são suficientes para atingir o volume necessário da amostra, sendo feito apenas uma amostra de cada espécie por análise. Nas espécies propagadas vegetativamente o teste foi feito em gerânio (*Pelargonium zonale*), alecrim (*Rosmarinus officinalis*) e três marias (*Bougainvillea spectabilis*).

5.2.2. USO DO MÉTODO POUR-THROUGH

O método é utilizado para as plantas matrizes e as que se encontram em potes na produção. No caso do matrizar é medido sempre na mesma planta, já na produção é feito em plantas aleatórias.

Colocou-se em um recipiente 120mL de água deionizada para posteriormente ser usado no pote tamanho 20 e 100mL para o pote tamanho 17. Um prato é colocado embaixo do pote, sendo que aquele possui uma estrutura para que os furos do pote não fiquem em contato direto com o prato (Figura 6). Em seguida, virou-se a água deionizada, cujo volume havia sido previamente separado em um recipiente, bem no centro do pote em que já havia sido colocado o prato embaixo. Após, recolheu-se o lixiviado contido no prato em copos onde é feita a medição do pH e CE. A medição é feita sempre em um dia fixo da semana. No matrizar, é feita após a adubação, já na produção nem sempre é possível fazer isso e, dessa forma, apenas anota-se quando foi a última fertirrigação.

Figura 6. Planta matriz de *Pelargonium zonale* com o prato coletor da solução (A) e detalhe do prato usado (B), Nova Petrópolis, 2019.



Fonte: Autor

No caso das plantas matrizes de gerânio, são feitas cinco amostras de *Pelargonium peltatum* e cinco de *Pelargonium zonale*. Utiliza-se uma cultivar por tipo, e como cada cultivar possui dois lotes, um mais velho e o outro mais novo, a análise é feita alternadamente. Dessa forma, a medição é repetida a cada duas semanas na mesma planta. Ainda é feito em dimorphoteca (*Osteospermum eklonis*) e lantana (*Lantana camara*) na estufa em que há uma grande variedade de matrizes que necessitam maior luminosidade. Alterna-se da mesma forma que para o gerânio, fazendo com que se repita a medição a cada duas semanas. Na dimorphoteca e lantana é feito em três cultivares diferentes (uma medição por cultivar), pois os lotes são menores. Ainda há uma outra estufa com matrizes de plantas que necessitam mais sombra, onde as análises de pH e CE são revezadas entre brinco de princesa e impatiens. Nessas espécies utiliza-se cinco plantas de cultivares diferentes, uma medição em cada.

5.3. CONTROLE DE PLANTAS ESPONTÂNEAS

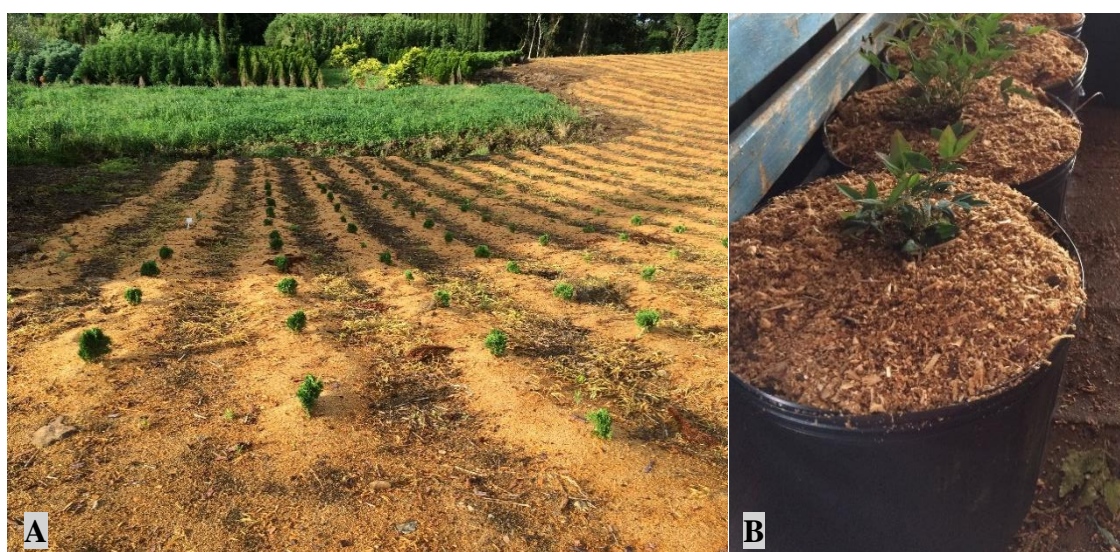
Nas estufas, o controle era feito apenas pela retirada manual das espécies espontâneas, já a campo utilizava-se além do arranque manual, a enxada, herbicidas e coberturas de solo. No caso da retirada manual, utilizavam-se facas para auxiliar no processo, sendo o inço retirado, colocado no carrinho de mão e despejado na beirada de estradas para a posterior retirada do local com o trator.

No caso das plantas cultivadas no solo, era comum a aplicação de herbicida e posteriormente a capina ou retirada manual da buva (*Conyza* spp.). Em áreas que as ervas espontâneas haviam crescido muito era feita a retirada manual da buva e, posteriormente, realizava-se a roçada da área. Após, esperava-se que as plantas espontâneas brotassem e então se aplicava o herbicida. Isso era feito para evitar que o herbicida atingisse as espécies em produção. Quando era feita a capina, era necessário cuidar para não danificar as raízes das plantas e evitar deixar as mesmas expostas. Deve-se capinar de forma a puxar a terra de volta para junto da planta.

Também foi feita a colocação de serragem em plantas como mulch. A serragem era descarregada junto a área e com a pá enchia-se o carrinho de mão. Com o carrinho cheio despejava-se a serragem na linha entre as mudas. Na entrelinha não se coloca, pois nessa faixa se aplicava o herbicida. Um carrinho era suficiente para cinco mudas. Após, era distribuído com o ancinho ao redor da muda para que se obtivesse uma camada de aproximadamente 5 cm.

Nas plantas em containers que ficavam fora de estufas também costumava-se aplicar uma camada de serragem na superfície do substrato, a uma altura de aproximadamente 2,5cm (Figura 7). A maioria dessas plantas estavam em áreas em que se havia colocado rafia de solo. Também foi feita a retirada manual de plantas espontâneas que estavam crescendo dentro do recipiente ou ao redor sobre a cobertura de solo utilizada.

Figura 7. Uso da serragem como mulch em plantas produzidas no solo (A) e em containers (B), Nova Petrópolis, 2019.



Fonte: Autor

5.4. COLETA, PREPARO E PLANTIO DE ESTACAS

Ao longo do estágio foi feita a coleta de estacas de plantas matrizes. No caso de espécies herbáceas, é podada a planta inteira, sendo que galhos com flores são descartados. Corta-se nos ramos secundários deixando-se duas gemas para que possa ocorrer o rebrote. Os ramos cortados são colocados em caixas e em seguida são molhados e armazenados na câmara fria (6-8°C) até a estaquia.

Referente ao preparo das estacas de plantas herbáceas, as mesmas têm aproximadamente de três a quatro centímetros de comprimento, sendo que o tamanho exato varia com a cultivar e espécie, pois é deixado geralmente dois a três nós. São utilizados preferencialmente apenas estacas apicais e é feito o corte no internódio, deixando uma ponta em baixo da última gema. Nas variedades com folhas maiores é feito o corte na folha, geralmente retirando-se metade da mesma. Com relação a algumas plantas lenhosas, no nó de baixo deixa-se um toco, onde é feito um corte em bisel para expor o câmbio para que maior área entre em contato com o hormônio utilizado. Antes do plantio as estacas de algumas espécies são mergulhadas em hormônio líquido, sendo este armazenado na geladeira. Entre as dosagens utilizadas estão as seguintes: 500, 1000, 1500, 2000 e 4000 mg L⁻¹ de ácido indolbutírico. A dosagem de 2000 mg L⁻¹ é a mais usada e a de 4000 mg L⁻¹ é usada para coníferas. Coloca-se um pouco em um recipiente onde as estacas são mergulhadas por cinco segundos.

Em relação ao plantio, no caso de plantas herbáceas são mais utilizados bandejas de 70 células, mas também é possível usar bandejas de 204 células para espécies menores. Já para as espécies de arbustos e árvores, é feito em bandejas de 54 células ou até mesmo em 70 células. O plantio das estacas é feito com o auxílio de um palito, com o objeto faz-se um furo no substrato onde é colocado a estaca. A profundidade é a que quase encoste nas folhas de baixo, mas sem enterrar o ponto de crescimento da planta. O substrato usado é uma formulação comercial pronta chamada TN Gold (Agrinobre®). Para muitas variedades é utilizado o Ellepot®, principalmente para os plugs vendidos para terceiros. Este produto é adquirido em São Paulo e já está pronto para o uso em caixas de papelão.

Após o plantio, as estacas são molhadas com o auxílio de um regador com água e *Trichoderma* spp. (Trichodel®), usando-se um sache grande para o regador de cinco litros. Em seguida, as estacas são colocadas na nebulização, permanecendo no local durante o estágio 1 até o 2. Quando as estacas começam a formar as primeiras raízes, são retiradas. Diariamente verifica-se se estão prontas para sair da nebulização e serem colocadas nas bancadas das estufas de propagação.

5.5. PROPAGAÇÃO SEXUADA

Praticamente todas as espécies são semeadas em máquinas, sendo que para as bandejas de 204 células é utilizado a semeadora Semi-Automática Tanemaki JT Agro®. Depois ainda é aplicada uma camada fina de vermiculita dependendo da cultura. Nas bandejas é usada vermiculita expandida granulometria média da Agrinobre®. São utilizadas ao todo duas máquinas para bandejas de 204 células com a diferença que em uma as mangueiras são maiores, o que possibilita a semeadura de sementes maiores como de *Tagetes*, por exemplo. Ainda há uma máquina importada para bandejas de 70 células (Hamilton®). As sementes usadas são principalmente das empresas Benary® e Sakata®, sendo estas armazenadas na geladeira para a conservação. A própria floricultura importa no caso das sementes da Benary®. O substrato usado é TN Gold (Agrinobre®) com CE 0,4 que antes da semeadura é irrigado com Dipel na dosagem de 1mL/L. O Dipel é um inseticida biológico a base de *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* que mata as larvas de Fungus Gnats. Um regador de 10L serve para molhar seis sacos de 50L de substrato.

As bandejas semeadas são colocadas em uma bancada maior onde são irrigadas. Depois são colocadas em carretas Holambra® e postas na câmara de germinação. O viveiro possui duas câmaras, uma quente e a outra fria. A câmara quente, onde a temperatura nunca é inferior a 22°C, possui lâmpadas LED para controle do fotoperíodo. A outra câmara é fria, possui ar condicionado e um umidificador, com temperatura máxima de 18°C, variando de 16-18°C. A câmara fria é usada para ranúnculos (*Ranunculus asiaticus*), amor perfeito (*Viola witrockiana*), ciclâmen (*Cyclamen persicum*) e primula (*Primula acaulis* e *Primula obconica*). O tempo que fica depende da cultura variando de um dia (*Gomphrena globosa*) a duas semanas (ciclâmen).

No caso de mudas para venda a terceiros é necessário fazer a sucção e repicagem para poder vender bandejas completas. A sucção é feita com um aspirador de pó adaptado, sendo feita geralmente no estágio 2, quando ainda é possível colocar o cano mais facilmente sobre a célula que será sugada sem danificar as mudas do lado. Após ter sido sugado, pode ser feita a repicagem das bandejas que consiste na transferência das mudas com torrão para completar as falhas. A repicagem é feita utilizando um garfo, usando mudas no estágio 3, sendo que o torrão deve estar úmido no momento para não se desmanchar.

5.6. PREPARO DO SUBSTRATO

Na empresa se produz diferentes composições de substratos para serem usadas na produção de plantas em bandejas, potes, cuias e em containers. É apenas comprado o substrato

pronto para o uso na propagação. Os componentes do substrato ficam armazenados em montes a céu aberto. Entre os componentes estão a casca de pinus, casca da acácia negra, cavacos, serragem, terra preta e terra vermelha. Em uma mistura para plantas que necessitam de maior drenagem é misturado ainda pó de brita e fibra de coco.

A mistura do substrato é feita primeiramente com a distribuição dos componentes pela retroescavadeira em uma área a céu aberto. Em seguida são espalhados manualmente os adubos. Posteriormente é passada a enxada rotativa de duas a três vezes e então é levado para o galpão, onde fica armazenado até o uso.

5.7. MONITORAMENTO DA LUZ, UMIDADE RELATIVA E TEMPERATURA

Uma vez por mês é medida a luminosidade, sendo esta feita com um luxímetro, realizada em cada vão das estufas. No caso do matrízal de gerânio e de boa parte das plantas em produção o ideal é que os valores estejam entre 20.000-40.000lux, no estágio 1 e 2 dos plugs propagados vegetativamente e das plantas propagadas por semente o ideal é ficar entre 5.000 e 10.000lux, já no estágio 3 e 4 entre 10.000-20.000 lux.

Diariamente são controladas a umidade relativa (UR) e a temperatura, anotando a máxima e mínima registradas. Na nebulização ainda tem o diferencial de que a temperatura é medida tanto no ar quanto no substrato, sendo feita três vezes ao dia.

Em relação às condições climáticas dentro da estufa, a temperatura ideal é entre 18-28°C para a maioria das culturas. Se a temperatura estiver abaixo disso, fecham-se as cortinas laterais e se estiver acima, deve-se abrir. Também há a possibilidade de aquecimento nas estufas de propagação e plantas matrizes.

A umidade relativa ideal fica no intervalo de 60-80%. De uma forma geral quando estiver acima dessa faixa, abrem-se as laterais para ventilação e se estiver abaixo, pode-se irrigar. A maioria dos controles são feitos por meio da abertura e fechamento das janelas laterais e dos lanternins. Contudo, para o controle da ventilação ainda possuem ventiladores na área de propagação e plantas matrizes. Para auxiliar no controle da ventilação possuem distribuído ao longo das estufas balões, quando os mesmos se encontram muito parados, os ventiladores são ligados.

5.8. OUTRAS ATIVIDADES

Foram feitas ainda as seguintes atividades: avaliação do enraizamento, avaliação da germinação, enchimento de bandejas, repicagem e plantio, separação de mudas, retirada de

botões florais, semeadura de milheto, recolhimento de pedidos, limpeza de plantas matrizes, fertilização e irrigação.

6. DISCUSSÃO

6.1. PODA

De uma forma geral, a poda feita no início do ciclo aumenta a qualidade da planta e a feita no final é para segurar mais tempo, dessa forma, manter a qualidade. Após ser feita a poda ou pinching, deve se aumentar a adubação, pois a poda estimula novas brotações e todo novo crescimento necessita de nutrientes. Podas de manutenção devem ser avaliadas quanto ao custo benefício e da possibilidade de se estar investindo mais mão de obra em uma planta que seu valor e a concretização de sua venda.

Em relação as podas de manutenção, seria mais adequado que não fossem feitas, pois significam dinheiro investido em adubo, água e mão de obra que estão sendo descartados no momento da poda. Existe outras medidas para controlar o crescimento, como evitar a baixa luminosidade e o excesso de água e nutrientes (WHIPKER & EVANS, 2012). Além disso, ainda há a possibilidade de se utilizar reguladores de crescimento que evitem o alongamento dos internódios como o daminozide, por exemplo, que é eficaz para uma grande variedade de espécies (LARSON, 1985).

Quanto à formação das mudas, sugere-se fazer o pinching posteriormente ao transplante (RICHARDS & WILKINSON, 1984). Contudo, o transplante é um estresse a planta, podendo ser agravado com a poda quando a mesma é feita juntamente com a repicagem da muda ou logo em seguida, pois há competição entre o crescimento de novas raízes e as novas brotações (GILLIAM et al., 1986). Esse tempo de aclimatação ao transplante depende da espécie, mas para plantas herbáceas aproximadamente duas semanas após o plantio seria suficiente, já para plantas arbustivas e arbóreas mais tempo é necessário, sendo cerca de quatro semanas no mínimo segundo Gilliam et al. (1986).

De acordo com os trabalhos de Malek et al. (1992) e Li et al. (2016), quando a poda é feita com mudas mais velhas, se obteve maior número de brotações laterais. Por outro lado, quando esse manejo é feito mais tarde também a produção atrasa mais ainda (ABDULLAH & SENG, 2003) o que resultará em maiores custos de produção, pois a muda ficará ocupando mais tempo o espaço dentro das estufas e necessitará mais tempo recebendo água e fertirrigações. Além disso, as novas brotações laterais tendem a aparecer logo abaixo do corte (LARSON, 1980), fazendo com que mudas podadas tardiamente possam não ter ramificações desde a base.

Por essas razões, o melhor é fazer dois pinching, o primeiro aproximadamente 10 dias antes da repicagem e o segundo duas semanas após, no caso de plantas herbáceas¹. Isso faz com que se obtenha ramos desde a base com a primeira intervenção, mas não em grande quantidade. Já a segunda poda estimula as brotações de um maior número de ramos em uma altura mais elevada e em ambos os casos se está evitando o período de aclimação ao transplante.

Em relação ao primeiro pinching deve-se ter o cuidado de não esperar muito para realizar o transplante, pois as novas brotações irão ficar estioladas e possivelmente um novo ramo será o dominante devido a competição (RICHARDS & WILKINSON, 1984). Na empresa chegam a fazer a poda, em alguns casos, até quatro semanas antes da repicagem para algumas espécies herbáceas, o que já pode estar sendo prejudicial ao desenvolvimento das plantas. Além das brotações desde a base, a poda antes da repicagem, quando as plantas estão em bandejas coletivas nas estufas de propagação, também tem a vantagem de fornecer material de propagação para novos plantios, sendo esse de ótima qualidade, pois está em crescimento ativo.

Referente ao pinching feito após o transplante, algumas culturas, especialmente no pré-cultivo de mudas de plantas arbustivas e a espécie *Pentas lanceolata* estão esperando um intervalo muito grande entre o transplante e a poda/pinching. Isso só prolonga o ciclo das culturas, uma vez que quanto mais tarde se poda mais tarde a planta irá rebrotar. Além do que, quando se espera muito tempo, mais intenso é necessário ser a poda, pois a planta estará maior e não se quer o rebrote a uma altura muito elevada. Além disso, de acordo com Lohr & Sudkamp (1989), podas mais intensas em mudas promoveram um menor crescimento da parte aérea, o que justamente não se quer em mudas pré-cultivadas. Por essas razões, atualmente as plantas estão demorando mais tempo que o necessário para atingirem o porte ideal para serem repicadas para potes maiores ou serem plantadas a campo.

6.2. PH E CE

O controle do pH e CE é muito importante para que os problemas possam ser percebidos antes que condições de estresse às plantas ocorram e as mesmas mostrem sintomas. Os meios de cultivo que não utilizam terra possuem pouco efeito no tamponamento. Por isso, o pH pode variar com facilidade, sendo, dessa forma, o controle mais importante ainda, principalmente nos plugs, onde o pequeno volume oferece menor resistência ainda às mudanças.

Atualmente, a empresa possui uma variedade muito grande de espécies em produção, e com isso, fica difícil analisar todas elas. Por isso, em cada grupo (matrizes, potes, bandejas e

¹ Comunicação pessoal de Hans Hermann Hesse, em 25 de janeiro de 2019.

plugs propagados sexuadamente e vegetativamente) algumas variedades são escolhidas para representar as restantes, sendo essa escolha baseada naquelas com maior número em produção. Contudo, isso pode ser um problema, pois cada espécie responde diferentemente. Segundo Nau (2011), as espécies podem ser classificadas em três grupos baseados em sua eficiência em absorver micronutrientes, sendo eles: o grupo da petúnia (espécies suscetíveis a deficiência de ferro – pH 5,4-6,3), grupo geral (pH 5,6-6,4) e grupo do gerânio (suscetíveis a toxidez por ferro e manganês – pH 6,0-6,6). Esses grupos poderiam ser utilizados para ajudar na classificação no momento da análise segundo o pH. Ainda poderia se utilizar a divisão por CE, onde também é dividido em três grupos de acordo com as faixas de CE requeridas, sendo eles: grupo leve (CE 1,0-2,6 – método Pour-through), grupo médio (CE 2,0-3,5 – método Pour-through) e grupo alto (CE 2,6-4,6 – método Pour-through).

Em relação aos métodos utilizados, o Pour-Through é o método mais prático de ser feito, pois não há a necessidade de se retirar o solo do recipiente e, além disso, é mais rápido. Contudo, atualmente estão virando a água diretamente no centro do vaso, tudo de uma vez. Isso pode ser um problema, uma vez que a água aplicada pode passar direto pelo vaso e ser coletada sem deslocar a solução do mesmo. Isso pode levar a uma aparente diminuição na CE da solução recolhida, além de haver a possibilidade de aumentar o pH, pois a água destilada possui o pH geralmente próximo a neutralidade, enquanto o pH mantido para a grande maioria das culturas é na faixa de 5,6-6,2 (NAU, 2011). O correto para evitar o problema seria seguir o procedimento descrito por Owen et al. (2019) que evita a contaminação da solução do substrato com a água destilada aplicada.

Já nos plugs, o método Pour-Through não é usado devido a maior dificuldade de se aplicar a água sobre cada célula. Dessa forma, a medição da CE é realizada através do método 1:2. Contudo, para a medição do pH não utilizam esta diluição, mas sim a diluição 1:1. A diluição 1:1 não consta na literatura, e talvez pudesse ser mais comparado com outro método, esse método é o extrato de saturação. Por outro lado, Cavins et al. (2004) e Furlani et al. (2005) não obtiveram diferenças grandes quando comparam o pH obtido através de diferentes métodos. Por isso, poderiam fazer a medição do pH juntamente com a CE pelo método 1:2. Outro ponto que deve ser observado é o fato de que se recomenda esperar por aproximadamente 30 minutos para se fazer a medição após a diluição do substrato com a água (CAMBERATO et al., 2009), o que não é feito, pois mede-se logo após a diluição. Camberato et al. (2009) também recomendam filtrar a solução obtida antes de fazer a medição, o que não é feito, uma vez que se mede diretamente da mistura de substrato e água o que pode interferir principalmente os resultados da CE.

A amostragem para fazer a medição do pH e CE geralmente é feita no mesmo dia da semana, logo após a fertirrigação, o que é recomendado por Compton & Nelson (1997) para plugs pelo método de extrato de saturação. Contudo, quando se utiliza o método Pour-Through, Cavins et al. (2005) indicam um intervalo de uma hora entre uma irrigação e a amostragem como sendo o mais adequado. Dessa forma, o momento da amostragem não está dentro do recomendado para esse método. A frequência está dentro do recomendado, pois para os plugs é feito semanalmente e para as plantas em potes é feito a cada duas semanas. Isso condiz com as recomendações para plugs de Scoggins et al. (2001) e para plantas em geral recomenda-se intervalos de duas semanas (NAU, 2011). O número de amostras recomendadas por Camberato et al. (2009) é de 5 a 10 por cultura, o que está acima do que é feito muitas vezes. No caso de espécies em que o matrízal é menor, utiliza-se apenas três amostras, já nas bandejas de 70 células acaba-se usando apenas duas células que são unidas para fazer uma medição, o que está bem abaixo do recomendado.

6.3. PLANTAS ESPONTÂNEAS

O controle das plantas espontâneas é uma das atividades mais demandantes em mão de obra dentro da empresa, o que vai de encontro ao relatado por Mathers (2003). Essa demanda por mão de obra é especialmente alta no período de verão e no caso das plantas cultivadas a campo, principalmente após adubação. Foi observado casos em que as plantas daninhas haviam praticamente coberto a planta que está sendo produzida o que certamente traz grandes prejuízos.

Da mesma forma que Knox et al. (2019) reportaram, no Brasil também é muito restrito a liberação de uso de herbicidas para plantas ornamentais. De acordo com pesquisa feita no Agrolink (2019), não existem herbicidas registrados para plantas ornamentais de uma forma geral. Foi encontrado apenas alguns produtos registrados para algumas culturas como gladiólos e crisântemos. Contudo, as culturas que são produzidas a campo, onde haveria uma maior necessidade de uso de herbicidas, não estão registradas. Dessa forma, deve-se buscar outros métodos de manejo.

Um dos principais pontos observados foi que a empresa espera muito tempo para efetuar o controle das daninhas, após o controle em uma área passa-se muito mais de um mês, o que não é recomendado por Wilen et al. (2013), até voltarem na mesma parcela. Isso apenas traz desvantagens, pois quanto mais tempo se espera, mais a espécie de interesse cresce competindo por recursos, o que só atrasa seu desenvolvimento. Além disso, quando mais tarde é feita a retirada manual, mais tempo é necessário para realizar essa atividade. Fora o maior tempo gasto,

quando estão grandes, é necessário o uso de facas de serra, que muitas vezes podem danificar a cultura de interesse e que logo ficam sem fio, sendo necessário sua troca de forma rotineira.

O uso da serragem como cobertura é recente na empresa. Foi observado que seu uso a campo foi efetivo, uma vez que não havia praticamente nenhuma erva invasora nos locais em que foi usado. Contudo, sua efetividade não é tão grande nos vasos, possivelmente devido a menor espessura usada. Além disso, a serragem é aplicada nestes até a beirada superior do recipiente, o que pode trazer problemas principalmente no momento da irrigação, que é feita em muitas parcelas por aspersores, dificultando a infiltração da água que pode acabar escorrendo para fora e não penetrar no substrato. Ainda deve-se observar o fato de que o uso da serragem pode induzir a deficiências nutricionais na planta, pois a biota do solo competiria com nutrientes aplicados para decompor esse material de alta relação C/N. Essa competição pode ser mais prejudicial a planta em vasos, onde o pequeno volume restringe a capacidade da planta de buscar nutrientes.

Dessa forma, o uso da serragem é mais interessante para os cultivos no solo, devendo ter mais atenção com a adubação, principalmente a nitrogenada, já que mesmo as raízes tendo um maior volume para explorar, a competição ainda ocorre. Já para as plantas em vasos, tanto dentro, quanto fora da estufa, outras ações que podem ser feitas para diminuir a necessidade de mão de obra para a retirada manual do inço. Uma medida que é fundamental é evitar a entrada dos propágulos de invasoras no cultivo como é relatado por Wilen et al. (2013).

O substrato é possivelmente uma das principais fontes de contaminação com sementes e partes de estruturas de reprodução vegetativa de espécies espontâneas. Isso advém do fato de que utilizam terra preta e terra vermelha com origem fora da propriedade nas diversas misturas de substrato feitas. Esse material é usado sem nenhum tratamento prévio o que faz com que as sementes e outras partes vegetais presentes estejam vivas no momento do preparo do substrato. Por isso, o uso de terra na produção do substrato deveria ser evitado. Além disso, os outros componentes utilizados como casca de acácia e casca de pinus são comprados e então armazenados em pilhas a céu aberto para que haja alguma decomposição antes de serem utilizados. Essas pilhas certamente estão recebendo uma grande quantidade de sementes, pois ao redor a área está cheia de plantas espontâneas. Por isso, deveriam ser mantidas livres de plantas as áreas ao redor de onde é utilizado para a fabricação do substrato. Além dessas áreas, a área de captação de água também deve ser mantida limpa, assim como os arredores de estufas e outras áreas de produção.

Outra medida que poderia ser realizada é a esterilização do substrato com vapor de água após a mistura. O produtor já possui um equipamento para essa função que atualmente não é

utilizado. O mesmo poderia ser empregado para o controle de propágulos de espécies invasoras. O método também possui a vantagem de eliminar possíveis organismos fitopatogênicos presentes. Contudo, após a esterilização, deve-se fazer a inoculação com organismos benéficos, como *Trichoderma* spp., uma vez que ocorre um vazio biológico que pode beneficiar espécies oportunista que acabem recolonizando o substrato. Por não haver competição, os primeiros organismos que entrarem em contato com o substrato podem ter sua população aumentada rapidamente, o que pode causar danos às plantas. Outro ponto a ser observado antes da adoção da esterilização, é o alto custo que a mesma representa e a limitada quantidade de substrato que pode ser esterilizada por vez. Dessa forma, deve-se balancear a mão de obra e custo envolvidos, comparando a esterilização à sua não realização que está associada a retirada manual de espécies espontâneas.

As beiradas de estradas também estavam bastante cheias de vegetação espontânea, principalmente com buva. Isso ocorre, pois além de aplicarem apenas herbicida como controle nesses locais, depositam nesses pontos as buvas que foram retiradas das áreas de produção até serem colocadas na carreta e serem levadas pelo trator. Porém, muitas vezes essa retirada acaba não sendo no mesmo dia em que se arrancou as plantas, o que acaba servindo para a dispersão de sementes. Isso ocorre, pois as plantas daninhas muitas vezes já estão grandes e produzindo sementes que acabam caindo no momento que secam. A situação favorece ainda mais a dispersão, pois junto das estradas se encontram os drenos que carregam as sementes das daninhas para as áreas mais abaixo. Com a chuva, as sementes podem ser levadas até os açudes que são utilizados para coletar água para a irrigação.

Em relação a rafia de solo utilizada, a mesma é bastante eficiente. Contudo, devido a longa duração da rafia (SCHONBECK, 2012), acaba acumulando material orgânico em sua superfície. Esse material orgânico torna-se o meio em que muitas plantas daninhas acabam se desenvolvendo. Por isso, deve-se retirar restos vegetais e de substrato acumulados cada vez que um determinado lote seja retirado do local para que a rafia não perca sua função e seja necessário arrancar inço que cresceu sobre a mesma.

Com o uso de rafia do solo limpa, substrato livre de propágulos de plantas daninhas e mulch de materiais orgânicos poderá se economizar bastante com mão de obra. Com mais tempo disponível será possível se dedicar a retirada do inço ainda quando pequeno, antes que se desenvolva e disperse sementes.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A Floricultura Úrsula possui uma série de desafios em relação a produção. A maioria desses desafios está diretamente ligado ao fato que é difícil manejar um número tão grande de espécies de forma conjunta. O nível de organização é bastante surpreendente, pois é necessário haver um controle muito grande do que produzir e de quando, quanto e como produzir. Cada espécie e até mesmo cada cultivar possui características específicas quanto aos requerimentos de luz, pH, CE, umidade e outras necessidades. Desde o sistema de propagação, cada variedade possui um protocolo de cultivo. Por exemplo, deve-se saber quantas sementes se coloca em cada célula da bandeja, se cobre ou não, a temperatura exigida para germinação, a câmara de germinação utilizada e o tempo que ficará dentro da mesma. Isso tudo apenas nos primeiros dias de cultivo.

Para contornar esse desafio, utilizam das mais diversas tecnologias para auxiliar no trabalho do dia a dia. Medem o pH, a CE, temperatura, UR e luminosidade de forma frequente. Todos esses dados servem para que se possa detectar possíveis problemas antes que os mesmos causem maiores danos às culturas. Contudo, os métodos utilizados para a extração da solução do substrato para medição do pH e CE possuem alguns problemas. É necessário haver maior cuidado no modo de aplicação da água destilada no método Pour-Through. Em relação ao método de diluição, poderiam usar apenas o 1:2 e filtrar antes de medir a CE especialmente. Com esses cuidados, os resultados obtidos seriam ainda mais precisos e poderiam contribuir ainda mais nas decisões tomadas.

Além disso, para melhorar a organização, a produção é dividida em setores: o cultivo em recipientes e no solo a campo e o cultivo em bandejas, potes, cuias, mudas pré-cultivadas e propagação em ambiente protegido. Cada um desses setores possui um responsável, e um grupo de funcionários que se dedicam as atividades. Seria conveniente se cada equipe responsável por cada setor fosse também encarregada da limpeza de parcelas adjacentes a sua, como beira de estradas e ao redor de açudes, para que a entrada de sementes nas áreas de produção seja diminuída. Seria vantajoso também se maior tempo fosse dedicado ao controle de daninhas na fase inicial. Só essa medida já seria suficiente para economizar em mão de obra, além de se usar as técnicas alternativas como mulching, seja orgânico ou de materiais sintéticos. Além disso, seria adequado utilizar a rafia de solo em todas as áreas de cultivo em containers a campo em que ainda não se utiliza, além de manter limpas as que já possuem. Por fim, a esterilização do substrato contribuiria muito para diminuir a ocorrência de ervas espontâneas, principalmente nas áreas de cultivo protegido.

Em relação as podas após a repicagem, seria ideal que fossem feitas mais cedo no caso de mudas pré-cultivadas de arbustos. Podas mais cedo (após o período de estabelecimento do sistema radicular) associadas a uma menor intensidade de poda contribuiriam para que as mudas ficassem mais rapidamente prontas para a próxima etapa de cultivo. Isso economizaria mão de obra e recursos destinados a irrigações e fertirrigações.

Por fim, mesmo que o grande número de espécies cultivadas represente um grande desafio, é justamente esse um dos grandes diferenciais da empresa. Esse diferencial fez com que estes estejam a mais de 60 anos no mercado, passando por diferentes dificuldades e sempre seguindo em frente, sempre trazendo novidades ao mercado de plantas ornamentais no sul do Brasil.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABDULLAH, T. L.; SENG O. J. **Effect of Number and Timing of Pinching on Reproductive Growth of Potted Poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd.)**. *Pertanika Journal of Tropical. Agricultural Science*, [s.l.], v.26, n. 1, p. 15-18, abr. 2003.
- ABOUZIENA H. F.; HAGGAG W. M. 2016. **Weed control in clean agriculture: A review**. *Planta Daninha, Vicosa-MG*, v. 34, n. 2, p. 377-392, jun. 2016.
- AGROLINK. **Agrolinkfito**. Disponível em: <<https://www.agrolink.com.br/agrolinkfito/busca-cultura-classe>>. Acesso em: 04 abr. 2019.
- BILLEAUD, L. A.; ZAJICEK J. M. **Influence of mulches on weed control, soil pH, soil nitrogen content, and growth of *Ligustrum japonicum***. *J. Environ. Hort*, Washington, v. 7, n. 4, p. 155-157, dec. 1989.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e abastecimento (MAPA). Secretaria de Defesa Agropecuária (SDA). **Instrução Normativa SDA Nº 17 de 21 de maio de 2007**. Métodos Analíticos Oficiais para Análise de Substratos e Condicionadores de Solos. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 2007. 7p. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/insumos-agropecuarios/insumos-agricolas/fertilizantes/legislacao/in-17-de-21-05-2007-aprova-metodo-substrato.pdf>>. Acesso em: 18 abril 2019.
- CAMBERATO, D. M.; LOPEZ, R. G.; MICKELBART, M. V. **Commercial Greenhouse and Nursery Production: pH and Electrical Conductivity Measurements in Soilless Substrates**. 2009. Disponível em: <https://www.researchgate.net/profile/Michael_Mickelbart/publication/284420241_pH_and_electrical_conductivity_measurements_in_soilless_substrates/links/59c39708458515af3065e5c8/pH-and-electrical-conductivity-measurements-in-soilless-substrates.pdf>. Acesso em: 20 mar. 2019.
- CASE, L. T.; MATHERS, H. M.; SENESAC, A. F. **A Review of Weed Control Practices in Container Nurseries**. *Horttechnology*, [s.l.], v. 15 , n. 3 , p.535-545, jan. 2005.
- CAVINS T. J.; WHIPKER B. E.; FONTENO W. C. **Establishment of calibration curves for comparing pour-through and saturated media extract nutrient values**. *HortScience*, Raleigh, v. 39, n. 7, p. 1635-1639, dez. 2004.
- CAVINS, T. J.; WHIPKER, B. E.; FONTENO, W. C. **Timing of PourThru Affects pH, Electrical Conductivity, and Leachate Volume**. *Communications In Soil Science And Plant Analysis*, [s.l.], v. 36, n. 11, p.1573-1581, jun. 2005.
- COMPTON, A. J.; NELSON, P. V. **Timing is crucial for plug seedling substrate testing**. *HortTechnology*, [s.l.], v. 30, n. 4, p. 63-68, jan. 1997.
- DIVER, S.; GREER, L. **Sustainable small-scale nursery production**. 2000. Disponível em: <[http://www.guamsustainableag.org/backyardnursery/nursery%20\(6\).pdf](http://www.guamsustainableag.org/backyardnursery/nursery%20(6).pdf)>. Acesso em: 22 mar. 2019.

DORNELES, K. B. **Nova Petrópolis Simplesmente Germânica**. Disponível em: <<http://www.novapetropolis.rs.gov.br/pagina/jardim-da-serra-gaucha>>. Acesso em: 20 mar. 2019.

FRANGI, P. et al. **Non-chemical alternatives for weed control in containerized plants**. Acta Horticulturae, [s.l.], n. 885, p. 119-122, dez. 2010.

FRETZ, T. A. **Weed competition in container-grown japanese holly**. HortScience, [s.l.], v. 7, n. 5, p. 485-486, 1972.

FURLANI A.M.C. et al. **Determination of available macronutrients, Na, Cl, pH and EC in coir substrate incubated with mineral fertilizers**. ReportHort, [s.l.], n. 697, p. 109-115, dez. 2005.

GARNER, L.C., LANGTON, F.A.; BJÖRKMAN, T. **Commercial adaptations of mechanical stimulation for the control of transplant growth**. Acta Hort., [s.l.], n. 435, p. 219-230, jan. 1997.

GILLIAM, C.H.; COBB, G.S.; FARE, D.C. **Effects of pruning on root and shoot growth of Ilex crenata ‘Compacta’**. J. Environ. Hort., [s.l.], n. 2, v. 4, p. 41–43, jun. 1986.

GRINGS, M; BRACK, P. **Árvores da vegetação nativa de Nova Petrópolis, Rio Grande do Sul**. IHERINGIA Série Botânica, Porto Alegre, v. 64, n. 1, p. 5-22., 2009.

HABIBA, S. U.; ISLAM, M. S.; UDDIN, A. F. M. J. **Influence of Terminal Bud Pinching On Growth and Yield of Chrysanthemum, Chrysanthemum Indicum L.** Journal Of Bangladesh Academy Of Sciences, [s.l.], v. 36, n. 2, p. 251-255, 15 dez. 2012.

IBGE. **Panorama Nova Petrópolis**. Disponível em: <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/rs/nova-petropolis/panorama>>. Acesso em: 15 mar. 2019.

KNOX, G.; CHAPPELL, M.; STAMPS, R. H.. **Alternatives to Synthetic Herbicides for Weed Management in Container Nurseries**. Disponível em: <extension.uga.edu/publications/detail.html?number=B1410&title=Alternatives%20to%20Synthetic%20Herbicides%20for%20Weed%20Management%20in%20Container%20Nurseries>. Acesso em: 22 mar. 2019.

LARSON, R. A. Azaleas. In: LARSON, Roy A. (Ed.). **Introduction to horticulture**. New York: Academic Press, 1980. p. 248-249.

LARSON, R. A. Growth Regulators in Floriculture. In: JANICK, Jules (Ed.). **Horticultural Reviews**. 7. ed. North Carolina: The Avi Publishing Company, Inc., 1985. Cap. 9. p. 399-481.

LI, M. et al. **Pinching, Daminozide and Night-interrupted Lighting Start Date Affect Growth and Flowering of Achillea × ‘Coronation Gold’**. Journal of Environmental Horticulture, [s.l.], v. 34, n. 1, p. 13-18, mar. 2016.

LOHR, V.; SUDKAMP, A. **Pruning responses of tissue-cultured plantlets of rhododendrons**. J. Environ. Hort., [s.l.], v. 7, n. 1, p. 23–25, mar. 1989.

MALEK, A. A. et al. **Growth response of seedlings of flame azalea to manual and chemical pinching.** Journal of Environmental Horticulture, [s.l.], v. 10, n. 1, p. 28-31, mar. 1992.

MATHERS, H. **Novel methods of weed control in containers.** HortTechnology, [s.l.], v. 13, n. 1, p. 28-34, jan. 2003.

MATTSON, N. **Substrate pH: Getting it Right for Your Greenhouse Crops.** Disponível em: <<http://www.greenhouse.cornell.edu/crops/factsheets/pHGreenhouseCrops.pdf>>. Acesso em: 20 mar. 2019.

NAU, J. (Ed.). **Ball Redbook: Crop Production.** 18. ed. Chicago: Ball Publishing, 2011. 785 p.

OWEN, J. et al. **Monitoring soilless substrate solution pH and soluble salts in containerized ornamental nursery crops.** Disponível em: <<http://www.climatefriendlynurseries.org/resources/container-nutrient-use-efficiency-guide.pdf>>. Acesso em: 20 mar. 2019.

RICHARDS, D.; WILKINSON, R. I. **Effect of manual pinching, potting-on and cytokinins on branching and flowering of Camellia, Rhododendron and Rosa.** Scientia Hort., Knoxville, v. 23, n. 1, p. 75-83, abr. 1984.

SCHONBECK, M. **Synthetic Mulching Materials for Weed Management.** 2012. Disponível em: <<https://articles.extension.org/pages/65191/synthetic-mulching-materials-for-weed-management>>. Acesso em: 22 mar. 2019.

SCOGGINS, H. L.; BAILEY, D. A.; NELSON, P. V. **Development of the press extraction method for plug substrate analysis: Quantitative relationships between solution extraction techniques.** HortScience, Raleigh, v. 36, n. 5, p. 918-921, ago. 2001.

TAMAS I.A. Hormonal Regulation of Apical Dominance. In: Davies P.J. (Ed.). **Plant Hormones.** Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1995. p. 572-597.

TRIPEPI, R. R. **What Is Your Substrate Trying to Tell You.** Disponível em: <<https://www.extension.uidaho.edu/nursery/Landscape%20problems/Substrate/Measuring%20pH%20and%20CEC.PDF>>. Acesso em: 20 mar. 2019.

WHIPKER, B. E.; EVANS, M. R.. Regulation of Plant Growth. In: NELSON, Paul V. et al. **Greenhouse Operation and Management.** 7. ed. North Carolina State University: Prentice Hall, 2012. Cap. 12. p. 373-375.

WILEN, C. A. et al. **UC IPM Pest Management Guidelines: Floriculture & Ornamental Nurseries.** 2013. Disponível em: <<http://ipm.ucanr.edu/PDF/PMG/pmgfloriculture.pdf>>. Acesso em: 22 mar. 2019.