

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

**AVALIAÇÃO DE TUBETES BIODEGRADÁVEIS PARA A PRODUÇÃO
DE PETÚNIA-COMUM (*Petunia x hybrida*)**

MARCELO VIEIRA FERRAZ

Tese apresentada a Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Campus Botucatu, para a obtenção do título de Doutor em Agronomia (Energia na Agricultura).

BOTUCATU-SP
outubro – 2006

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

**AVALIAÇÃO DE TUBETES BIODEGRADÁVEIS PARA A PRODUÇÃO
DE PETÚNIA-COMUM (*Petunia x hybrida*)**

MARCELO VIEIRA FERRAZ

Orientadora: Profa. Dra. Marney Pascoli Cereda

Tese apresentada a Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Campus Botucatu, para a obtenção do título de Doutor em Agronomia (Energia na Agricultura).

BOTUCATU-SP
outubro – 2006

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - SERVIÇO TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO
UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

Ferraz, Marcelo Vieira, 1972-
F381a Avaliação de tubetes biodegradáveis para a produção de petúnia-comum (Petúnia x hybrida) / Marcelo Vieira Ferraz.
- Botucatu : [s.n.], 2006.
xi, 93 f. : il. color., gráfs., tabs.

Tese (Doutorado) -Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2006

Orientador: Marney Pascoli Cereda

Inclui bibliografia

1. Plantas ornamentais. 2. Árvores - Mudas - Recipientes. 3. Energia. 4. Custo. 5. Tubetes biodegradáveis. I. Cereda, Marney Pascoli. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. III. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: AVALIAÇÃO DE TUBETES BIODEGRADÁVEIS PARA A PRODUÇÃO
DE Petúnia-Comum (Petúnia x hybrida).

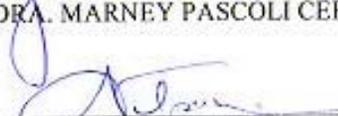
ALUNO: MARCELO VIEIRA FERRAZ

ORIENTADOR: PROFA. DRA. MARNEY PASCOLI CEREDA

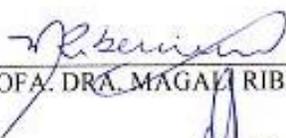
Aprovado pela Comissão Examinadora



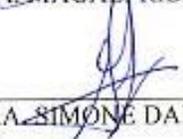
PROFA. DRA. MARNEY PASCOLI CEREDA



DR. OLIVIER F. VILPOUX



PROFA. DRA. MAGALI RIBEIRO DA SILVA



PROFA. DRA. SIMONE DAMASCENO



PROFA. DRA. DENISE LASCHI

Data da Realização: 23 de outubro de 2006.

AGRADECIMENTOS

A Profa. Dra. Marney Pascoli Cereda que abriu as portas para minha vida acadêmica e, acima de tudo, com seriedade e profissionalismo me orientou durante estes anos;

Aos técnicos dos Departamentos de Recursos Naturais setor de Ciências do Solo, setor de Ciências Ambientais e, principalmente setor de Ciências Florestais pelo grande suporte fornecido na principal fase da pesquisa;

Aos responsáveis pelos Departamentos de Horticultura, Produção Vegetal e Engenharia Rural por disponibilizar alguns equipamentos quando necessário;

À Profa. Dra. Magali Ribeiro da Silva, responsável pelo viveiro de mudas do Departamento de Recursos Naturais, setor de Ciências Florestais, cuja ajuda prestada viabilizou a execução desta pesquisa;

Ao Prof. Dr. José Matheus Yalenti Perosa pela orientação na etapa de cálculos energéticos e econômicos da pesquisa;

Ao amigo de todas as horas Ricardo Antonioli Iatauro pelo apoio na análise dos resultados;

À toda a minha família, principalmente ao meu irmão Marcos Vieira Ferraz que me ajudou na realização do experimento;

À minha noiva Ana Lúcia Cogni, um agradecimento especial pela paciência e dedicação nas horas em que mais precisei;

Às funcionárias da Seção de Pós-graduação em Agronomia, pelo atendimento sempre cordial;

**Dedido ao meu pai Sr. Omir Luccas Ferraz
por me ensinar a cada dia o valor da vida.**

SUMÁRIO

	Página
RESUMO.....	1
SUMMARY.....	4
1. INTRODUÇÃO.....	7
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	9
2.1. Multiplicação das plantas ornamentais.....	10
2.2. Petúnia Comum.....	12
2.2.1. A produção de petúnia nos viveiros.....	14
2.3. Substrato.....	15
2.4. Recipientes.....	15
2.5. Recipientes e embalagens biodegradáveis.....	17
2.6. Fatores climáticos que podem interferir na produtividade das flores.....	20
2.7. Análise de crescimento.....	23
2.8. Análise econômica.....	25
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	26
3.1. Localização do experimento e fatores climáticos	26
3.2. Estufas.....	27
3.3. Recipientes.....	27
3.4. Irrigação.....	30
3.5. Substrato.....	31
3.6. Enchimento dos recipientes.....	32
3.7. Mudas.....	33
3.8. Transplante.....	34
3.9. Determinação das características morfológicas.....	35
3.9.1. Lote Destrutivo.....	35
3.9.2. Lote Não Destrutivo.....	36
3.9.3. Determinação das medidas de crescimento.....	36
3.10. Análise Químicas.....	39
3.11. Avaliação da perda de peso do tubete biodegradável.....	39

3.12. Avaliação do desenvolvimento das mudas de petúnia dos dois tipos de recipientes.....	39
3.13. Avaliação do efeito da luz sobre o desenvolvimento das raízes das mudas.....	40
3.14. Delineamento estatístico.....	40
3.15. Avaliação econômica e energética.....	41
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	43
4.1. Temperatura e umidade relativa.....	43
4.2. Caracterização dos tubetes e do substrato.....	46
4.3. Análises morfológicas.....	47
4.3.1. Altura da parte aérea (H), diâmetro do colo (D), comprimento do sistema radicular (CSR) e área foliar foliar (AF).....	47
4.3.2. peso da massa seca (g) e distribuição da massa seca das partes da Planta (DMS).....	63
4.4. Análises de crescimento.....	67
4.4.1. Taxa de crescimento absoluto.....	67
4.4.2. Taxa de crescimento relativo.....	69
4.4.3. Taxa de assimilação líquida.....	71
4.4.4. razão de área foliar.....	72
4.4.5. Área foliar específica.....	74
4.4.6. Razão de peso de folha.....	75
4.4.7. Peso específico de folha.....	76
4.5. Análise energética e econômica.....	78
5. CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	82
6. CONCLUSÕES.....	87
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	89

LISTA DE TABELAS

TABELAS	Página
1	Composição dos tubetes biodegradáveis com umidade de 41,46% expressa em percentagem de massa seca..... 29
2	Composição dos tubetes biodegradáveis em mg/Kg em massa seca..... 29
3	Composição da água de irrigação..... 30
4	Composição do substrato Plantmax Max com umidade de 51,935 expressa em percentagem de massa seca..... 31
5	Composição do substrato Plantmax Max em mg/Kg de massa seca..... 31
6	Médias das alturas (H) em milímetro (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo do experimento..... 49
7	Média das alturas (H) em milímetro (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis..... 50
8	Médias do diâmetro dos colos (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis..... 52
9	Médias dos diâmetros dos colos (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis..... 53

10	Médias dos comprimentos das raízes (CR) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	56
11	Área foliar em decímetros quadrado (dm ²) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	60
12	Massa seca raiz (MSR) em gramas (g) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	63
13	Massa seca folha (MSF) em gramas (g) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	64
14	Massa seca caule (MSC) em gramas (g) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	65
15	Custo de produção de mudas de petúnia, apartir da fase de transplante das mudas nos tubetes biodegradáveis, até a fase final do experimento(Expresso em reais).....	79
16	Custo de produção de mudas de petúnia, apartir da fase de transplante das mudas nos saquinhos plásticos, até a fase final do experimento(Expresso em reais).....	80

LISTA DE FIGURAS

Figuras	Página	
1	Bandeja plástica, saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis na produção de petúnias.....	17
2	Tubetes biodegradáveis (A) e saquinhos plásticos (B) utilizado no experimento.....	28
3	Processo de enchimento com substrato dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	32
4	Aspecto da bandeja com as mudas adquiridas no comércio e após o transplante.....	33
5	Mudas, saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis antes e após o transplante.....	34
6	Média de temperatura (°C) e umidade relativa (%) em ambiente externo em agosto e setembro de 2004.....	44
7	Médias de temperatura (°C) e umidade relativa (%) em ambiente protegido em agosto e setembro de 2004.....	45
8	Médias das alturas (H) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	47
9	Médias das alturas (H) em milímetros (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	48
10	Médias do diâmetro do colo (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	51
11	Médias do diâmetro do colo (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis..	52
12	Médias do comprimento das raízes (CSR) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	54
13	Perda de peso ao longo do tempo de um tubete biodegradável.....	58
14	Área foliar em decímetros quadrados (dm ²) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.....	59

15	Distribuição de massa seca das partes das plantas nos saquinhos plásticos.....	61
16	Distribuição de massa seca das partes das plantas nos tubetes biodegradáveis.....	61
17	Distribuição de massa seca das partes das plantas nos saquinhos plásticos e dos tubetes biodegradáveis.....	66
18	Médias das taxas de crescimento absoluto das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das quatro semanas após o transplante.....	67
19	Desenvolvimento das raízes de petúnia nos tubetes biodegradáveis (A) e saquinhos plásticos (B).....	68
20	Médias da taxa de crescimento relativo das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das quatro semanas após o transplante.....	69
21	Médias da taxa de assimilação líquida das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das quatro semanas após o transplante.....	71
22	Média da razão de área foliar das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante....	72
23	Médias da área foliar específica das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante...	74
24	Médias da razão peso de folha das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante....	75
25	Médias do peso específico de folha das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante....	76
26	Aspecto geral das mudas de petúnia em tubetes e saquinhos plásticos (A) e (B).....	84

EQUAÇÕES

Equações		Página
1	Fotossíntese líquida.....	24
2	Taxa de crescimento absoluto (TCA).....	36
3	Taxa de crescimento relativo(TCR).....	37
4	Taxa de Assimilação Líquida (TAL).....	37
5	Razão de Área Foliar (RAF).....	37
6	Razão de Área Foliar (RAF).....	37
7	Área Foliar Específica (AFE).....	37
8	Área Foliar Específica (AFE).....	38
9	Razão de Peso da Folha (RPF).....	38
10	Razão de Peso da Folha (RPF).....	38
11	Peso Específico da Folha (PEF).....	38

RESUMO

A demanda atual de plantas ornamentais e flores no Brasil ainda é muito baixa quando comparada aos valores consumidos em países do primeiro mundo. Enquanto um brasileiro gasta em média US\$ 6,00/ano, um norueguês consome US\$ 143,00/ano. O mercado de plantas ornamentais e flores no país vêm crescendo muito nos últimos anos. Para verificar o potencial de uso de recipientes biodegradáveis um experimento foi conduzido na área experimental do Departamento de Recursos Naturais/Ciências Florestais na Fazenda Experimental Lageado da Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP de Botucatu-SP. O experimento teve início em 09/08/04 e término no 22/09/04. Segundo os dados da estação meteorológica da UNESP de Botucatu, SP, os meses de agosto e setembro apresentaram em ambiente externo temperatura mínima de 13,18°C a 17,00°C; temperatura máxima de 25,01°C a 29,86°C; temperatura média de 17,6°C a 21,84°C e umidade relativa de 45,38% a 46,53%, respectivamente. Inicialmente o experimento foi conduzido no interior de estufa (A) com controle de umidade relativa, que era coberta com tela de sombreamento de 50%. Para registro da temperatura no interior da estufa (A), foi usado termômetro de máxima e mínima do tipo “capela” (plástico). A estufa (B) tinha um agrofílm transparente de 150 micra para proteção das mudas, não havendo controle de temperatura e umidade relativa, foram utilizados termômetro de máxima e mínima do tipo “capela” (plástico) e higrômetro de leitura direta (plástico). Os recipientes usados para formação das mudas foram saquinhos plásticos de polietileno na cor preta (tradicionais) e

tubetes biodegradáveis. Os saquinhos plásticos tinham 0,60 micra de espessura, nas dimensões de 10,00 cm de comprimento, 5,00 cm de diâmetro, correspondendo a 196,25 cm³ de volume sendo a parte interna completamente lisa. Os tubetes foram cilíndrico-cônicos de material fibroso biodegradável com dimensões de 6,00 cm de comprimento, 2,50 cm de diâmetro na abertura superior, sem abertura inferior correspondendo a 23,00 cm³ de volume, sem estrias internas. Para as análises dos blocos destrutivos foram utilizados 8 blocos com 16 parcelas em cada bloco para saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, totalizando 128 mudas para saquinhos e 128 mudas para os tubetes, com 256 mudas no experimento todo. Nos mesmos blocos destrutivos, em cada bloco eram sorteadas duas parcelas para se fazer às medidas. Já nos blocos não destrutivos utilizou-se 4 blocos com 16 parcelas em cada bloco, totalizando 64 mudas onde eram feitas às medidas de todas as mudas e ao final eram feitas às médias de cada dia. A análise dos blocos destrutivos eram independentes das dos blocos não destrutivos. Utilizou-se mudas de petúnia-comum (*Petúnia x hybrida*) adquiridas da Empresa Nikita, de Holambra, SP, saudáveis, o que dispensou tratamento fitossanitário prévio. O desenvolvimento das mudas foi acompanhado por medidas de crescimento como: razão de área foliar (RAF), taxa de crescimento absoluto (TCA) e taxa de crescimento relativo (TCR). Foram obtidos dados morfológicos semanalmente, sempre no mesmo dia da semana no lote destrutivo e não destrutivo. Foi possível calcular medidas de crescimento como parte da Análise de Crescimento Clássica. As medidas foram Taxa de Crescimento Absoluto (TCA), Taxa de Crescimento Relativo (TCR), Taxa de Assimilação Líquida (TAL), Razão de Área Foliar (RAF), Área Foliar Específica (AFE), Razão de Peso da Folha (RPF), Peso Específico da Folha (PEF) e Distribuição de Massa Seca (DMS) expressa em porcentagem e a distribuição da massa seca nas três partes da planta (folhas, caule e sistema radicular). Também foram feitas análises químicas dos tubetes biodegradáveis e da água. Já as análises de determinação das características morfológicas como: altura da parte aérea (H), diâmetro do colo (D), área foliar (AF), comprimento do sistema radicular (CSR), peso da massa seca das folhas (PSF), peso de massa seca do caule (PSC) e peso da massa seca do sistema radicular (PSR) também foram executadas, bem como as análises econômicas e energéticas. O delineamento utilizado foi de blocos casualizados através da Análise de

Variância com e sem transformação nos dados e com comparações múltiplas entre as médias pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

Notou-se da análise dos dados que o fator limitante para uso dos tubetes foi o déficit hídrico das mudas dos tubetes, em razão da permeabilidade das paredes, que exigiria condições diferentes de manejo de irrigação quando comparados às mudas dos sacos plásticos. Para utilizar tubetes com êxito será necessário aumentar o volume de água na irrigação com maior possibilidade de desenvolvimento do sistema radicular. A operação para a produção das mudas nos saquinhos plásticos mostrou-se muito mais custosa (R\$ 44,88) e trabalhosa, quando comparadas as mudas dos tubetes. O custo total da produção das mudas dos tubetes biodegradáveis foi de R\$ 111,98 o que equivale em média a R\$ 0,87 por muda. As mudas das embalagens plásticas custaram R\$ 156,86, com valor unitário de R\$ 1,22. Do ponto de vista energético não houve diferença entre os gastos nos dois tipos de materiais. O sistema usado na produção de mudas foi igual para ambos os recipientes, incluindo o tempo de irrigação. Como o principal problema identificado foi o déficit de água, é provável que para obter mudas com bom desenvolvimento em tubetes biodegradáveis seja necessário dividir a irrigação feita em etapas para melhor distribuição da umidade, sem afetar o custo e gasto energético.

Palavras-Chaves: Planta ornamental, recipientes, energia, custo.

EVALUATION OF BIODEGRADABLE CONTAINERS FOR COMMOM-PETÚNIA PRODUCTION. (Petunia x hybrida).

Botucatu, 2006. 93p.

TESE (Doutorado em Agronomia/Energia na Agricultura) -

Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade

Estadual Paulista.

Author: Marcelo Vieira Ferraz

Adviser: Marney Pascoli Cereda

SUMMARY

The current demand of ornamental plants and flowers in Brazil is still very low when it is compared with the consumed values of development. While one Brazilian spends US\$ 6,00 per year, one Norwegian consumes US\$ 143,00. The market of ornamental plants and flowers in the country have been growing a lot in recent years. To verify the potencial of biodegradable containers an experiment was lead in the experimental area of the Department of Forest Sciences in Lageado Experimental Farm of the Agronomic Science College of UNESP in Botucatu-SP. The experiment have started in 09/08/04 and ended in 22/09/04. According to the metereológico station of the UNESP of Botucatu, SP, the months of August and September had presented in external environment minimum temperature of 13,18°C to 17,00°C; maximum temperature of 25,01°C to 29,86°C; average temperature of 17,6°C to 21,84°C and relative humidity of 45,38% to 46,53%, respectively. Initially the experiment was lead inner a greenhouse (A), that was covered with screen of shadow of 50%. For register of the temperature in the interior of the greenhouse (A), with

control of relative humidity, it was used thermometer of maximum and minimum of the type “chapel” (plastic) The greenhouse (B) had one agrofilm transparent of 150 micra for protection of the seedlings, not having temperature control and relative humidity, thermometer of maximum and minimum of the type “chapel” (plastic) and higrômeter of direct reading had been used (plastic). The containers used for the growth of the plants were small black bags of polyethylene (traditional ones) and biodegradable containers. The small black bags had 0,60 micra of thickness, in the dimensions of 10,0 cm of length and 5,0 cm of diameter, with a 196,25 cm³ volume, smooth in the internal wall. Biodegradable containers were cylindrical-conical made of fibrous biodegradable material with dimensions 6,0 cm of length, 2,5 cm of diameter in the superior opening, without inferior opening, with 23 cm³ of volume, without internal streaks. For the analyses of the destructive blocks 8 blocks with 16 parcels in each block for black bags and biodegradable containers had been used, totalizing 128 changes for black bags and 128 changes for biodegradable containers, with 256 seedlings in total experiment. In the same destructive blocks, in each block two parcels were drawn to measure then. Already in the non-destructive blocks were used 4 blocks with 16 parcels in each block, totalizing 64 seedlings were made averages of each day. The analyses of the destructive blocks were independent of non-destructive blocks. Common-petunia (*Petúnia x hybrida*) seedlings were acquired of the Nikita Company, of Holambra, SP, healthful, that exempted any kind of previous sanitary treatment. Growth measures had been made as: foliar area reason (RAF), absolute growth rate (TCA) relative growth rate (TCR). Measures of morphological characteristics were made weekly (always in the same day of the week) in destructive portion and non-destructive portion. With such results it was possible to calculate some measures of growth that are part of the Classic Analysis of Growth. The measures were Absolute Growth Rate (TCA), Relative Growth Rate (TCR), Liquid Assimilation Rate (TAL), Leaf Area Rate (RAF), Specific Leaf Area (AFE), Leaf Weight Rate (RPF), Specific Weight of the Leaf (PEF) and Dry Matter Distribution (DMS) showed in percentage and the dry matter distribution of the three parts of the plant (leaves, stem and root system). Also, the chemical analyses of the biodegradable containers and the water were done. By the way, the analyses of morphologic characteristics determination as: height of the aerial part (H), diameter of the stem (D), leaf area (AF), length of the root system (CSR), weight of the dry matter of

leaves (PSF), weight of dry matter of stem (PSC) and weight of the dry mass of the root system (PSR), had been also made, as such as the economic and energetic analyses. The designed consisted of randomized blocks of variance analyses, with and without transformation of data and with multiple comparisons between the averages for the Test of Tukey to the level of 5% of significance. It was observed in the experiment by data analyses that the limiting factor of biodegradable containers was more irrigation it demand, a different conditions of handling of irrigation when compared with plastic bags seedlings. To use the biodegradable containers with success will be necessary to increase the volume of water of irrigation giving more condicions of development of the root system. The work for the seedlings plastic bags production revealed much more expensive (R\$ 44,88) and laborious, when compared with biodegradable containers. The total cost of seedlings production of biodegradable containers was R\$ 111,98 costing on average R\$ 0,87 each seedling. The seedlings plastic bags cost R\$ 156,86 with each value of R\$ 1,22. From the energetic print of view didn't have any difference between both expent kind of materials. The used system in seedlings production was the same for both containers, including the irrigation time. A the main identified problem was the water deficit, it's probable that to obtain seedlings with good development in biodegradable containers will have the necessity to divide the irrigation done in stages for better humidity distribution, without affect the cost and the energetic expense.

Keywords: Ornamental plants, containers, energy, cost.

1. INTRODUÇÃO

A demanda atual de plantas ornamentais e flores no Brasil ainda é muito baixa quando comparada aos valores consumidos em países do primeiro mundo. Enquanto um brasileiro gasta em média US\$ 6,00/ano, um norueguês consome US\$ 143,00/ano. Segundo IBGE (2006), a cadeia de flores e plantas ornamentais movimentou cerca de US\$ 1 bilhão no Brasil em 1997. Já IBRAFLOR (2005), estimativas do ano de 1999 dão conta de que o varejo brasileiro do setor florícola apresentou um faturamento de US\$ 1,5 bilhões em 1999, o que significa crescimento de 89%, em relação a 1995. O mesmo autor ainda cita que toda esta estrutura de produção, sub-utilizada em função do baixo consumo interno *per capita*, poderá servir como plataforma para a ampliação das exportações brasileiras de flores e plantas ornamentais, contribuindo com a meta governamental de aumentar as exportações, através da ação efetiva de suas lideranças mais expressivas.

O mercado de plantas ornamentais e flores no país vêm crescendo muito nos últimos anos, sendo estas um componente de grande importância na decoração de ambientes. Principalmente para uso em praças e locais públicos é de grande importância que as mudas sejam replantadas com rapidez para que estejam sempre floridas. Para isso mudas a ponto de florir são replantadas a partir de sacos plásticos. Segundo Nikita Seeds

(2004), a petúnia é propagada por sementes em sementeiras e após 4 a 5 semanas são transplantadas para saquinhos plásticos, cheios de uma terra muitas vezes argilosa. Estas mudas por sua vez são acondicionadas dentro de uma caixinha de madeira, sendo vendidas após nove semanas do plantio. Para o plantio definitivo devem ser retiradas dos saquinhos plásticos e plantadas no solo preparado. As mudas que permanecem nos saquinhos além do tempo necessário podem apresentar raízes enroladas o que reduz o pegamento. Além dos sacos plásticos, também é muito comum o uso de tubetes, também conhecidos como células de germinação. Segundo Henrique (2002), a grande expansão do uso de plásticos dos últimos anos aumentou o problema da poluição ambiental. O mesmo autor cita que para contornar esta problemática tem aumentado a busca por produtos biodegradáveis. O uso de tubetes biodegradáveis pode reduzir o uso de saquinhos e tubetes plásticos para algumas culturas. O tubete pode reduzir também o tempo de plantio, já que as mudas não são retiradas dos mesmos, sendo plantadas diretamente no solo. Iatauro (2004), obteve sucesso utilizando tubetes biodegradáveis na produção de mudas de aroeira. O uso de tubetes biodegradáveis poderia modificar toda a cadeia de produção de mudas de flores, já que os tubetes biodegradáveis em comparação aos sacos plásticos tradicionais ocupam menos espaço nos caminhões de transporte, o que implicaria na adaptação das estruturas hoje utilizadas para o transporte de plantas ornamentais e flores.

Pouco se sabe sobre o uso de embalagens alternativas e biodegradáveis para a produção de petúnia. Esta planta foi escolhida por ser muito utilizada por paisagistas em seus projetos o que a faz de grande mercado no país. Os tubetes biodegradáveis foram utilizados para avaliar sua viabilidade na produção de petúnia em substituição ao uso de saquinhos plásticos. Sendo biodegradáveis reduzem os resíduos de produção das plantas. O objetivo foi comparar os tubetes biodegradáveis com os sacos plásticos (pretos) comuns sob o aspecto econômico e energético no cultivo da petúnia-comum (*Petunia x hybrida*).

2. REVISÃO DE LITERATURA

Para Kämpf (2000) a floricultura é uma atividade agrícola altamente rentável, que fixa o homem no campo e uma alternativa excelente para os pequenos proprietários rurais em busca de lucros para sua propriedade. Diversas plantas ornamentais e flores brasileiras têm sido levadas para muitos países em função da beleza de suas cores, perfume, formas, texturas e, principalmente, pela fácil aceitação no mercado mundial.

Para a manutenção deste indiscutível mercado cujo papel econômico, social e ecológico está em alta mundialmente, várias técnicas de cultivo são utilizadas. Como exemplo cita-se a semeadura direta no solo, plantio em estufas, vasos, bandejas, saquinhos plásticos e tubetes.

Segundo Lorenzi (2000) as plantas ornamentais são multiplicadas por diferentes processos. As anuais e bienais são produzidas exclusivamente por sementes e as perenes por sementes, estaquia, alporquia, mergulhia ou divisão de touceiras dependendo da planta ou da facilidade para multiplicá-la. É comum o uso de embalagens flexíveis no processo final de produção e armazenamento destas espécies ornamentais, tais como as de papel, papelão, folhas metálicas, plásticos e seus derivados, além de embalagens rígidas como metal, vidro madeira, cerâmica. Também é muito comum o uso de tubetes, conhecidos como células de germinação.

2.1. Multiplicação das plantas ornamentais

Para Kämpf (2000) a enorme demanda em mudas de plantas de interesse econômico, quer sejam ornamentais, olerícolas, frutíferas ou florestais, incentivou o surgimento de viveiros especializados na propagação de plantas em escala.

Para Filgueira (2003) a propagação vegetativa ou assexual baseia-se na capacidade, inerente a certas estruturas de algumas espécies, de formar novos indivíduos vegetais, completos e idênticos a planta matriz. Segundo o mesmo autor, o motivo principal para este tipo de propagação é a incapacidade de certos indivíduos de produzir sementes botânicas, sendo definidas de plantas anuais aquelas que independem de um intervalo de frio para que passem da etapa vegetativa para a reprodutiva. O autor descreve ainda, que as plantas bienais são as que exigem frio para passarem da etapa vegetativa para a reprodutiva, com emissão de pendão floral, e posterior desenvolvimento das sementes. Ainda cita que as espécies perenes são plantas de ciclo muito dilatado, que podem ocupar o terreno por um ou mais anos, e que enfrentam condições termoclimáticas decorrentes da passagem de quatro estações.

Kämpf (2000), divide a propagação de plantas ornamentais em dois grupos. O primeiro de propagação agâmica, assexuada ou vegetativa, em que a multiplicação se faz sem o envolvimento de gametas. O processo dependerá da capacidade do vegetal formar novas raízes, independentemente do sistema radicular oriundo da semente. Outro grupo é o de propagação gâmica, sexuada ou reprodutiva que são aquelas plantas cuja propagação é realizada com a participação de gametas. Neste caso o processo envolve fecundação, frutificação, formação de sementes e germinação. Tanto a propagação vegetativa como sexuada apresentam vantagens e desvantagens. O autor afirma que a maior vantagem na forma de propagação vegetativa é das plantas propagadas apresentarem maior fidelidade ao fenótipo da matriz. Este processo pode acelerar a formação de novas mudas e fixar eventuais variações somáticas desejáveis. As desvantagens deste processo são a exigência de espaço e manejo especiais com a manutenção das plantas matrizes, a menor produção na taxa de multiplicação e a possibilidade de patógenos no interior das estacas serem transmitidos para as mudas. Também enfatiza as vantagens da propagação sexuada. Segundo o autor, esta propagação é um processo que resulta em maior taxa de propagação,

desde que haja disponibilidade de sementes com alto poder germinativo. Este método de propagação aumenta a variabilidade das mudas produzidas. Para o autor as principais desvantagens da utilização de sementes, são que as melhoradas têm preço alto e reduzida durabilidade, além da germinação ser um processo delicado e tecnicamente exigente, propiciando aumento da variabilidade entre as mudas o que pode não ser desejado. Na natureza as plantas utilizam as sementes no seu ambiente de origem para se reproduzirem de uma forma natural. Para isto disseminam suas sementes de diversas formas. Vidal & Vidal (2000), citam que a disseminação é o processo pelo qual os diásporos são dispersos, isto é, são transportados ou lançados a maiores ou menores distâncias da planta que os originou. Estes diásporos segundo o autor são sementes, frutos ou propágulos destinados à propagação das plantas. Naturalmente as sementes podem ser propagadas através da antropocoria, zoocoria, anemocoria, hidrocoria, autocoria, barocoria e em alguns casos com a geocarpia. O homem também pode interferir neste tipo de propagação fazendo o melhoramento genético das sementes. Segundo Kämpf (2000), produção de sementes de alta qualidade é feita por meio de cruzamentos selecionados e requer muita tecnologia para garantir certas características desejáveis no fenótipo, no poder germinativo, e no comportamento fisiológico das plantas.

Quando se fala em semente é fundamental levar em consideração sua viabilidade. A viabilidade é expressa em porcentagem de germinação, que nada mais é que a quantidade de plântulas que serão produzidas por um dado número de sementes. Para Kämpf (2000), o período de tempo que uma semente se mantém viável é função de fatores, tais como características genéticas da espécie, estado nutricional da planta matriz, condições climáticas predominantes durante o armazenamento e desenvolvimento das sementes.

Segundo Sementes Feltrin (2005), as sementes de petúnia precisam de temperatura de 18 a 20°C para germinar, levando para isso em média de 7 a 10 dias com florescimento potencial entre a oitava e décima segunda semana.

Para Filgueira (2003), sementes inferiores, além de não serem geneticamente melhoradas, podem disseminar fitopatógenos responsáveis por focos iniciais de doenças dentro da cultura. O mesmo autor enfatiza que o teor de umidade das sementes deve ser reduzido, bem como a troca gasosa com o ambiente externo. Para isso o autor sugere a proteção das sementes com embalagens constituídas de camadas de alumínio, latas, baldes

plásticos, envelopes e saquinhos. Muitas plantas hortícolas são propagadas em diversos locais, tais como: canteiros preparados (as sementeiras), em copinhos plásticos, de papel, saquinhos plásticos e tubetes.

2.2. Petúnia-comum

Maciel (2001) descreve a petúnia (*Petúnia x hybrida*) como sendo da família solanácea, cuja origem é da América do Sul (Brasil, Argentina e Uruguai). A petúnia-comum é planta herbácea obtida por hibridação. Lorenzi (2000), cita que apresenta ramos pubescentes e folhas ovaladas, sendo a altura de 15-30cm. As flores podem apresentar diversas tonalidades, brancas, vermelhas, roxas, listradas, franjadas, entre outras. Descreve ainda que são cultivadas a pleno sol, em vasos tipo jardineiras ou em grandes maciços, usando terra rica em matéria orgânica, sendo facilmente multiplicada por sementes.

PRODUCT information guide (2004) cita que comercialmente a petúnia é propagada por sementes, colocadas em sementeiras ou bandejas de poliestireno expandido que após 4 a 5 semanas são transplantadas para saquinhos plásticos, que segundo Nikita Seed and Plants (2004) são cheios de uma terra muitas vezes argilosa, acondicionadas em uma caixinha de madeira medindo aproximadamente 20x30 cm e assim seguem para o mercado de venda após nove semanas do plantio.

Nav (1999), descreve que as petúnias (*Petúnia x hybrida*) propagadas por sementes podem ser de três classes (*Grandiflora*, *Multiflora* e *Floribunda* simples ou dobrada) em função do tamanho da flor e da tolerância climática. Para o autor as *Grandifloras* são as mais populares e oferecem flores maiores. As *Multifloras* compensam as flores menores pela maior resistência a doenças, sendo que *Floribundas*, desenvolvidas pela *Ball Seed*, combinam as características das anteriores sendo por isso a variedade que mais alcança mercado.

Maciel (2001), complementa que a petúnia cultivada apresenta duas cultivares principais, diferenciadas pelo tamanho das flores e pela capacidade de reflorescer. Os híbridos *Multiflora* possuem flores com cerca de 5 cm de diâmetro, tem grande capacidade de reflorescer e são medianamente resistentes a condições ambientais desfavoráveis, em

especial a chuva. As flores dos híbridos *Grandiflora* podem atingir até 10 cm de diâmetro, são menos resistentes à chuva e tem menor capacidade de reflorescer.

Nav (1999) relata que a petúnia apresenta percentagem de germinação de 80-90%, mas que em baixa umidade o processo de germinação é reduzido. Para não faltar umidade as sementes devem ser recobertas com uma leve camada de vermiculita, o que permite manter a percentagem de germinação.

Já Maciel (2001) afirma que a propagação da petúnia deve ser feita no início da primavera ou fim do inverno quando a temperatura se encontra em torno de 15 a 20°C, para que as sementes tenham boas condições de germinação. O mesmo autor descreve a petúnia como planta de fácil cultivo, exigindo poucos cuidados sendo um deles a eliminação das corolas murchas. Deve-se ter alguns cuidados específicos, pois as petúnias não podem ser cultivadas dentro de casa. Estas plantas devem ser transportadas para canteiros ou recipientes grandes na primavera, com distância no plantio de 30 cm, necessitando de poda tipo “beliscão” no broto central.

Nav (1999) afirma que a petúnia é uma cultura extremamente versátil, ideal para embalagens de presente, caixas, cestas, forração e outras utilidades. Paisagistas utilizam petúnia em espaçamento de 25-30cm. Para Maciel (2001) o ciclo vegetativo da petúnia é anual, sendo utilizados híbridos de efeito decorativo, em vasos suspensos ou jardineiras, canteiros e maciços. O autor descreve ainda a petúnia como apresentando folha em forma elíptica, verde com caule herbáceo perene de pequeno porte, reclinado e ramificado, com flores agrupadas em hastes florais. O colorido das flores passa do branco puro a todos os matizes de rosa, carmim, púrpura, roxo e azul, cuja floração acontece no verão com haste atingindo 20 a 60 cm de altura. Cita ainda que a petúnia requer solo fértil e permeável preferindo locais quentes e úmidos e sol pleno, pois se as plantas estão a sombra, tendem a produzir muitas folhas e poucas flores.

As petúnias precisam de temperatura ao redor de 25°C para o bom desenvolvimento da cultura, mas sob temperatura muito elevada, podem murchar. Elas resistem até 0°C, sendo uma cultura de primavera-verão (Maciel, 2001). O mesmo autor relata que a irrigação deve ser diária nos meses quentes (verão) e de duas a três vezes por semana no inverno. As principais pragas e doenças da cultura são ataque de fungos e lesmas, pulgões na primavera e ácaros, sobretudo no verão.

2.2.1. A produção de petúnia nos viveiros

A petúnia pode ser plantada em vasos ou em bandejas. Geralmente são semeadas em bandejas para posterior transplante em saquinhos plásticos onde são acondicionadas em caixas de madeira com 15 mudas em média cada caixa. As mudas são retiradas destas bandejas quando estão com 2 a 3 pares de folhas em seu caule, posteriormente são transplantadas ou em sacos plásticos ou em canteiros definitivos quando se quer reduzir o custo de um jardim.

Na sementeira são utilizadas diversas variedades de petúnia, sendo que a percentagem de pegamento é de 90-95%, a temperatura entre 22-24°C. A germinação ocorre em média de 3 a 4 dias após a sementeira, e entre a sementeira e o transplante ocorrem de 4 a 5 semanas. Uma mistura de substrato, terra de barranco e cama de cogumelo, é o material para plantio comumente utilizado para a produção de plantas ornamentais. O substrato deve permitir um bom enraizamento e arranquio da planta das células na fase de transplante, além de reter uma certa umidade nas raízes. O sombreamento nesta fase inicial da cultura deve ser de 20 a 30% e a irrigação deve ser diária e de preferência com utilização de nebulização na fase inicial e micro aspersão nas fases seguintes.

Informação pessoal de Ball Van Zanten (2006), cita que a condutividade elétrica da água de irrigação não deve passar de 1,4 mS/cm e a condutividade elétrica da cultura não pode passar de 1,5 mS/cm, e a do substrato, variável, mantendo-se em torno de 1,0 mS/cm. Outro fator importante é o pH do substrato que deve estar entre 5,5 e 6,0, valores menores podem comprometer a floração, cor das folhas e o tamanho geral das mudas, mas não comprometem a produção. A mesma citação conclui que a principal praga da cultura é a Mosca Minadora (*Leaf miner*) e as principais doenças são: *botrytis*, *fusarium*, *damping-off* e bacterioses. O transporte das mudas é feito em caminhão tipo baú em caixas de madeira contendo de 15 a 20 mudas. Não se faz nenhum tipo de refrigeração durante o transporte. O empilhamento das caixas também é evitado.

2.3. Substrato

Segundo Ferraz (2004) o substrato é o meio onde se desenvolvem as raízes das plantas cultivadas na ausência de solo, devendo o mesmo fixar a planta, suprir suas necessidades de ar, água e nutrientes e controlar a microflora.

Para Filgueira (2003) há substratos prontos para uso, formulados por empresas idôneas, disponíveis no comércio, podendo conter fertilizantes entre outros compostos.

Para Abreu et al. (2002) apud Ferraz (2004) os substratos podem ser formados por matérias-primas diversas. Entre as de origem mineral citam-se a vermiculita e perlita. Entre as orgânicas podem ser citadas a turfa, casca de árvores picadas e compostadas. Podem ser usados um só material ou diversos materiais em mistura.

Para Kämpf (2000) um bom substrato deve ser melhor que o solo em características como economia hídrica, aeração, permeabilidade, poder de tamponamento de pH e capacidade de retenção de nutrientes. Além destas características o mesmo autor descreve que o material deve ter ainda alta estabilidade de estrutura para evitar compactação, alto teor em fibras resistentes à decomposição para evitar a compostagem no vaso, além de se apresentar livre de pragas, doenças e propágulos de plantas daninhas.

2.4. Recipientes

Para Gomes (2003) a produção de mudas em recipientes é o sistema mais utilizado, principalmente por permitir a melhor qualidade em razão do melhor controle dos fatores de nutrição, proteção das raízes contra danos mecânicos e desidratação, além de propiciar o manejo mais adequado no viveiro, transporte, distribuição das mudas e plantio. Devido à maior proteção das raízes o período de plantio poderá ser prolongado em razão da redução dos danos durante o ato de plantar, promovendo maiores índices de sobrevivência e crescimento.

Gomes (2003) apud Böhm (1979) opina que os volumes dos recipientes influenciam a disponibilidade de nutrientes e água, devendo ser ressaltado que o maior volume promove a melhor arquitetura do sistema radicular, apesar do fato de maiores dimensões acarretarem maiores custos de produção, transporte, distribuição e plantio.

Outro aspecto a ser considerado é a durabilidade da embalagem. Ela não poderá se desintegrar durante o período de produção das mudas nem demorar muito tempo para se decompor no campo (Carneiro, 1995). As pesquisas com recipientes para produção de mudas têm sido dinâmicas e sempre acatando o princípio de que o sistema radicular é importante, devendo apresentar boa arquitetura. Por ocasião do plantio as raízes deverão sofrer o mínimo de distúrbios, o que permitirá que a muda seja plantada com um torrão sólido e bem agregado a todo o sistema radicular, favorecendo a sobrevivência e o crescimento inicial no campo (Gomes, 2003).

Diversos métodos são utilizados para a produção de mudas: em bandejas, sementeiras, copinhos de papel, plástico e jornal. São utilizados saquinhos plásticos e também tubetes biodegradáveis ou não (Iatauro, 2004). Filgueira (2003) cita que as culturas olerícolas são propagadas em sua grande maioria por sementes botânicas, com ou sem transplante, de acordo com sua natureza e objetivo de produção. O autor ainda opina que muitas espécies são transplantadas das bandejas diretamente para locais definitivos como canteiros, viveiros, etc.

Segundo Iatauro (2004) o uso de tubetes representa uma evolução nos viveiros do mundo todo, permitindo a produção de mudas em ambientes controlados, o que garante um suprimento contínuo durante o ano. Hoje o mercado oferece tamanhos e formas diferenciadas de tubetes, indicados para várias espécies, mas ainda é carente de informações para produção de mudas, até mesmo de eucaliptos, que foi a espécie mais pesquisada nesse tipo de recipiente (Gomes, 2003).

Uma forma muito comum de propagação das flores e plantas ornamentais é o uso de bandejas e sacolas plásticas. *Syngenta seeds* (2005), cita que as sementes de petúnia são geralmente semeadas em bandejas plásticas e após a formação das plântulas transplantadas para saquinhos plásticos após 4 a 5 semanas após o semeio. Filgueira (2003) cita diversas vantagens do uso das bandejas na propagação de plantas hortícolas entre as quais o fato de que são leves, podem ser reutilizada mais de 20 vezes se manuseadas cuidadosamente e feita a desinfecção com água sanitária a 2%. Grandes viveiristas contam com métodos mecanizados de desinfecção. Já o mesmo autor descreve que as células destas bandejas ficam suspensas perdendo água com rapidez. O mesmo autor sugere a inclusão de vermiculita ao substrato para a diminuição desta perda de água.

O uso de tubetes visa reduzir o tempo com o manuseio das plantas durante o plantio em local definitivo. Com a redução do manuseio é possível usar menos mão de obra, diminuindo o estresse das plantas e aumentando sua vida útil. A Figura 1 mostra mudas de petúnia nos saquinhos e tubetes biodegradáveis.

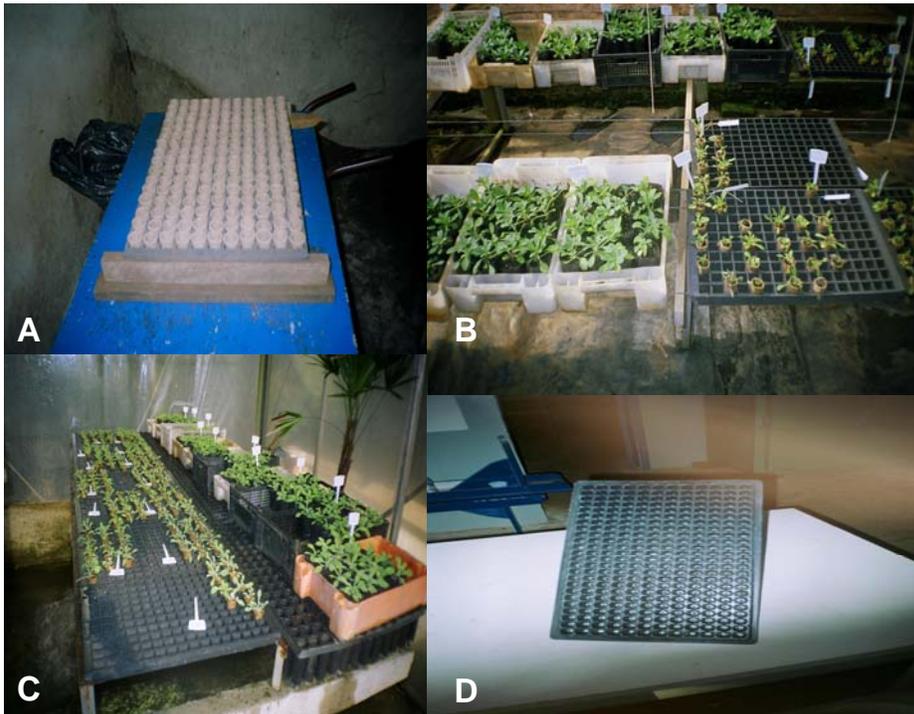


Figura 1 - Mudas de petúnia nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis:

A- Tubetes biodegradáveis;

B e C- Mudas de petúnia nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis;

D- Bandeja plástica utilizada na produção de petúnia.

2.5. Recipientes e embalagens biodegradáveis

Estudar embalagens alternativas na produção de mudas pode contribuir com a melhoria do meio ambiente. Conhecer o comportamento destas embalagens diretamente no solo é um outro fator importante para avaliar o comportamento das plantas nestas embalagens. Segundo Henrique (2002), o uso do plástico nos últimos anos aumentou o problema da poluição ambiental. O autor ainda cita que buscar produtos que sejam biodegradáveis pode contribuir para a diminuição deste problema. Iatauro (2001) avaliou e

testou tubetes biodegradáveis na produção de mudas de aroeira e concluiu que o uso destes tubetes foi eficaz na produção desta espécie florestal, com grande capacidade de substituir os tubetes de plástico. O autor realizou para as mudas dos tubetes biodegradáveis quatro irrigações e duas fertirrigações diárias de 5 minutos cada, consumindo um total de solução de adubo e água igual as mudas dos tubetes de plástico. Muitas são as embalagens biodegradáveis para a produção e conservação de plantas. Vicentini (2003), ao estudar filmes biodegradáveis, concluiu que filmes de fécula de mandioca pura podem ser utilizados para embalar produtos secos ou com atividade de água intermediária. Damasceno et al. (2003) utilizou o mesmo filme de amido, aplicando película de fécula de mandioca em tomates na concentração mais elevada (3%), notando que esta trouxe ao fruto um aspecto melhor de conservação, tornando o produto mais atraente. Já Róz (2003) descreve que o estudo para o emprego de amido termoplástico na substituição do plástico convencional que é de origem petroquímica, quando destinado a algumas aplicações específicas vem ganhando força e recebendo considerável atenção no cenário dos recursos renováveis. O mesmo autor cita que este amido pode ser empregado como saco de lixo, filmes para proteger alimentos, fraldas infantis, hastes flexíveis com pontas de algodão para uso na higiene pessoal. Na agricultura vem sendo empregado como filme na cobertura do solo e recipientes para plantas.

Mantovavi & Vaccari (1990) apud Henrique (2002) descrevem que os materiais avaliados na elaboração de materiais biodegradáveis foram os carboidratos, em particular amido, celulose e sacarose, por serem materiais com grande disponibilidade, preço baixo e variabilidade. Estes materiais são ricos em matéria orgânica e podem perder água para o meio ambiente. É comum o aparecimento de fungos decompositores de matéria orgânica nestes recipientes biodegradáveis.

Os tubetes biodegradáveis são ricos em matéria orgânica, podendo conter alguns destes organismos. A presença destes fungos pode acelerar a decomposição dos mesmos.

Segundo Joly (2002), os fungos são organismos saprófitas ou parasitas, desprovidos de clorofila e com reprodução assexuada por esporos. Já Raven et al. (1992), descrevem os fungos juntamente com as bactérias e outros poucos grupos de organismos heterotróficos como sendo decompositores da biosfera.

Para Russomanno (2001), os fungos são organismos eucarióticos e heterotróficos, cuja nutrição é obtida por absorção, caracterizando-se pela ausência de plastos ou pigmentos fotossintéticos, não armazenando amido como substância de reserva que apresentam substâncias quitinosas na parede celular. O mesmo autor cita ainda que essas características próprias os diferenciam filogeneticamente dos animais e vegetais, razão pela qual foram englobados no reino Fungi ou Mycota, podendo ser encontrados no solo, água, alimentos, detritos em geral, vegetais, animais e homem, sendo o vento o principal veículo de disseminação de seus esporos, esclerócios, clamidósporos e micélio.

Piqué (1998) cita que os fungos podem atacar tecidos, tintas, couros, papéis, filmes fotográficos e até lentes de lunetas e binóculos. O autor ainda afirma que certos fungos chamados oportunistas, provocam doenças, além de prejuízos na agricultura e dizimando culturas.

Bergamin Filho et al. (1995), afirmam que como organismos onipresentes e diversificados, os fungos exercem um papel de grande relevância nos diferentes ecossistemas que integram. Os autores continuam descrevendo os fungos como seres que participam significativamente da reciclagem dos resíduos vegetais, decompondo-os através de sua ação celulítica e lignolítica.

Joly (2002) afirma que fungos são elementos importantíssimos na natureza, como simbioses nas raízes de plantas superiores (micorriza) especialmente nas árvores florestais, sendo que os fungos basidiomicetes são capazes de digerir celulose e lignina, os quais são elementos importantes na produção de húmus na floresta. Finaliza afirmando que os fungos são encontrados sobre todos os substratos orgânicos ou de origem orgânica, havendo “especialistas” em atacar praticamente tudo, dependendo apenas de condições externas favoráveis como temperatura e umidade adequada.

Diversos estudos estão sendo realizados com bioembalagens e recipientes biodegradáveis, visando a diminuição do impacto ambiental causado por derivados de petróleo na natureza.

2.6. Fatores climáticos que podem interferir na produtividade das flores

Diversos fatores podem interferir na produtividade das flores, dentre os quais podem ser citados a luminosidade, água e temperatura. Toda planta exige cuidados especiais, principalmente as flores e plantas ornamentais. Oliveira (1996) cita alguns cuidados que devem ser tomados com as flores, como evitar o sol direto sobre as folhas e flores pois podem causar ressecamento e desidratação. O autor descreve ainda que o excesso de água é tão prejudicial quanto a falta e que as temperaturas elevadas aumentam muito a respiração e a transpiração, acelerando o processo do envelhecimento e perda de durabilidade. As plantas ornamentais e flores apresentam ampla adaptação climática por serem cultivadas há anos. Portanto cabe ao viveirista conhecer alguns fatores que irão interferir diretamente na produção como na duração do ciclo da cultura, fitossanidade, produtividade, precocidade na produção, qualidade e principalmente a conquista de mercado através do preço.

Filgueira (2003) cita que entre os fatores que interferem na produção, a temperatura é o mais estudado, pois interfere na germinação, emergência e desenvolvimento inicial das plântulas, sendo que cada planta apresenta exigências térmicas específicas. O autor cita ainda que as plantas oleráceas são submetidas à variação estacional da temperatura, ao longo de seu ciclo como fator indispensável para que ocorram processos biológicos importantes. As plantas ornamentais podem ser enquadradas de acordo com suas exigências climáticas em três grandes grupos: as de clima quente, ameno e frio. As petúnias são plantas que resistem o frio, porém podem ser semeadas o ano todo desde que em ambientes protegidos de intempéries.

Segundo Kämpf (2000) a temperatura das raízes é próxima a do solo ou do substrato circundante. Cita também que em vasos de barro há maior evaporação da água do substrato através das paredes, o que diminui a temperatura no meio de cultivo, isto não ocorre nos vasos plásticos. Neste caso a evaporação fica restrita à superfície do substrato, sendo o resfriamento menor. O autor cita ainda que a temperatura estimula a fotossíntese, induz o florescimento e no caso específico das petúnias as temperaturas moderadamente baixas (17°C durante o dia, 12°C à noite) favorecem a síntese de pigmentos como a antocianina, sendo a temperatura ótima de 25 a 30°C. Segundo Jansen et al. (1989) apud

Kämpf (2000), algumas variedades de petúnias se comportam de forma contrária, tornando-se mais coloridas em temperaturas elevadas.

Lorenzi (2000) confirma que as petúnias são cultivadas a pleno sol, tolerando o frio e podendo ser cultivadas até nos sub-tropicos. Filgueira (2003) descreve que a luz solar é um fator climático muito importante para o desenvolvimento de plantas hortícolas, pois promove o processo de fotossíntese. O mesmo autor cita ainda que a aumento na intensidade luminosa corresponde a elevação na atividade fotossintética, resultando em maior produção de massa seca nas plantas. Contrariamente, a deficiência luminosa provoca maior alongamento celular, resultando em estiolamento, isto é, aumento na altura e extensão da parte aérea, porém sem corresponder à elevação no teor de massa seca. Em casos de estiolamento das plantas, Gruszynski (2002), cita o uso do *B-NINE* (daminozide 500gL^{-1}) para diminuir este problema. Para o autor os viveiristas comumente aplicam de $2,5\text{ gL}^{-1}$ de *B-NINE* (daminozide 500gL^{-1}) a cada 7 a 10 dias, a partir de duas semanas da germinação, isto ocorre quando a planta tem as primeiras folhas reais.

Rünger (1976) apud Kämpf (2000) relata que uma folha diretamente exposta ao sol pode alcançar até 15°C acima da temperatura ambiente. O nível de iluminação pode ser controlado para uma determinada cultura através de instalações elétricas. A iluminação pode ser incrementada aumentando ou reduzindo a incidência solar de acordo com a necessidade de cada cultura. Quando ocorre excesso de iluminação associada à falta de água, as petúnias ficam com má aparência, o que não é interessante para os vendedores, que conseguem vender melhor mudas que apresentam um certo frescor estando as flores completamente abertas. Para Kämpf (2000) a luz adicionada recebe o nome de luz complementar ou de reforço, sendo esta técnica usada para a maioria das floríferas produzidas em vasos. É também possível reduzir a incidência da luz sobre as flores através de telas plásticas com o nome comercial de Sombrite®. Diminuindo a incidência dos raios solares sobre as plantas, o sombreamento contribui igualmente para amenizar a temperatura no viveiro.

A duração do período luminoso é chamado de fotoperíodo e influencia diversos processos fisiológicos nas plantas. Entre eles o crescimento vegetativo, a floração e frutificação e a produção de sementes. O fotoperíodo é responsável por alterações

fisiológicas, como a passagem do estado vegetativo para o reprodutivo (floração) das plantas (Kämpf, 2000).

Nos viveiros é comum o uso de telas para proteger as plantas dos fatores climáticos luz, temperatura e umidade excessiva. Estas telas protegem as petúnias principalmente na fase em que estão floridas. Sem esta proteção ocorre uma maior degeneração das flores, reduzindo o tempo em que as plantas ficam floridas, minimizando seu interesse e valor comercial. Para aumentar a durabilidade das flores é comum entre os viveiristas não direcionar a água de irrigação para as flores; para isso os mesmos lançam mão de um regador manual onde aplicam a água na base das mudas.

O período luminoso ao qual as plantas estão submetidas é de fundamental importância para o bom desenvolvimento vegetal. Além do florescimento o fotoperíodo também interfere em outros processos vitais das plantas (Kämpf, 2000). Sob dias longos as petúnias formam longos entrenós em caules que quase não ramificam mas sob dias curtos, os entrenós crescem menos e o caule se ramifica, dando à planta aspecto mais compacto.

Para Filgueira (2003), outro fator importantíssimo é a umidade. O autor afirma que a água pode representar de 80 a 98% da biomassa de um vegetal. Processos vitais como a transpiração, hidratação, absorção e transporte de nutrientes estão relacionados à presença da água.

Para o bom desenvolvimento do vegetal é muito importante adicionar água no momento adequado de forma a satisfazer as necessidades hídricas do vegetal, prevenindo o estresse hídrico e facilitando a disponibilidade de nutrientes pelas raízes. O teor de umidade tanto no solo como no substrato pode ser facilmente controlado pelo olericultor.

É comum a petúnia perder muita água nos dias de baixa umidade relativa e muito vento, havendo assim o murchamento das folhas e flores. O produtor minimiza esta perda colocando as petúnias num ambiente protegido por telas plásticas e efetuando a irrigação a seguir. Se não feita a irrigação no momento certo as flores podem murchar irreversivelmente.

O regime pluviométrico afeta a produção das flores em geral. O produtor deve adicionar água através de irrigação, principalmente para as culturas floríferas em estufas. Kämpf (2000) cita que os sistemas de irrigação mais comumente usados em estufas podem ser classificados em três grupos: os que promovem um movimento descendente da água

(aspersão, gotejamento), os que promovem um movimento ascendente da água (capilaridade) e os mistos (com uso de prato coletor da água drenada) tendo cada método suas vantagens e desvantagens.

2.7. Análise de crescimento

Para Nóbrega (2001) o crescimento de um vegetal depende, em termos gerais, da divisão, desenvolvimento e expansão celular, processos esses sensíveis ao estresse hídrico, principalmente na fase de alongamento celular. Após esta fase a célula se encontra preparada para se expandir, bastando que haja pressão hidrostática interna ou de turgor.

Para Raven et al. (1992), o crescimento do corpo da planta envolve divisão e expansão celular. O tamanho das células aumenta à medida que se progride dos tecidos meristemáticos mais jovens para os mais velhos. Geralmente é a expansão celular o principal fator envolvido no aumento do tamanho de determinada região da raiz, caule ou folha.

Para analisar o crescimento é necessário realizar um conjunto de análises morfológicas para que seja possível estabelecer com precisão o desenvolvimento do vegetal. Benincasa (1986) apud Iatauro (2004), cita que a análise de crescimento de plantas tem sido usada apropriada e inapropriadamente por pesquisadores. O mesmo autor relata que a dificuldade em utilizar corretamente este recurso baseia-se fundamentalmente em um fato freqüentemente esquecido ou desconhecido por muitos. O crescimento de uma planta resulta da interação de mecanismos físicos e bioquímicos bastante complexos, a maioria dos quais pouco esclarecidos ou mesmo desconhecidos. Portanto, muitas vezes o pesquisador se vê diante de situações difíceis de serem explicadas porque fogem à sua própria lógica a qual nem sempre coincide com a "lógica" da planta em estudo.

Benincasa (1986) afirma que do ponto de vista biológico, a análise de crescimento é ferramenta indispensável para o melhor conhecimento das plantas como entidades biológicas que são independentes da exploração agrícola. O autor ainda relata que o crescimento de uma planta pode ser estudado através de medidas de diferentes tipos. Este tipo de análise ainda é o meio mais acessível e bastante preciso para avaliar o crescimento e inferir a contribuição de diferentes processos fisiológicos sobre o comportamento vegetal.

Iatauro (2004) comenta que a análise baseia-se fundamentalmente no fato de que da massa seca acumulada pelas plantas ao longo do seu desenvolvimento cerca de 90%, em média, resulta da atividade fotossintética, o restante devendo ser conferido à absorção de minerais pelo sistema radicular no solo. Sabe-se que é impossível quantificar o efeito destes dois fatores separadamente, da mesma forma que é necessário reconhecer a estreita relação entre eles, de forma que a deficiência em um prejudica direta e/ou indiretamente o outro.

Como o crescimento é avaliado através de variações em tamanho de algum aspecto da planta, geralmente morfológico, em função da acumulação de material resultante da fotossíntese líquida (Equação 1) esta passa a ser o aspecto fisiológico de maior importância para a análise de crescimento. Exceções ocorrem como, por exemplo, no alongamento de caules ou estiolamento por alta atividade auxínica, sob condições de ausência de luz (Benincasa, 1986).

$$\text{Equação 1: } \textit{Fotossíntese líquida} = \textit{fotossíntese} - (\textit{respiração} + \textit{fotorrespiração})$$

O conhecimento das técnicas de propagação e das exigências nutricionais e fisiológicas de cada planta são de fundamental importância para o sucesso da cultura em implantação. Iatauro (2004) destaca que na produção de mudas de espécies de uso comercial, o conhecimento das técnicas aplicadas nas diversas fases é de suma importância para a viabilidade do viveiro. Dentre as técnicas utilizadas encontram-se a definição do recipiente utilizado reservando-se grande atenção ao volume, material e durabilidade, que são determinados a partir da espécie que será produzida. Também é necessário um estudo da análise de crescimento da espécie, a fim de definir o tempo e a resistência ao manuseio do recipiente que será exigido no processo.

O conhecimento fisiológico e morfológico é necessário para compreender o desenvolvimento de qualquer vegetal de valor comercial ou não, mas somente estes itens não são suficientes. Outro fator muito importante para o bom crescimento vegetal é o recipiente onde este é plantado. Mendonça et al. (2003), afirmam que tubetes, bandejas e sacos plásticos recebem volumes diferentes de substrato, o que pode influenciar a qualidade final das mudas. Portanto, só estudando as diferentes formas e embalagens para flores é que será possível obter a máxima qualidade das mesmas, aumentando a produção e o lucro.

2.8. Análise econômica

Segundo Martin et. al. (1995), as análises baseiam-se da utilização de fatores de produção separadas em quatro grupos:

- a) Operações agrícolas: para cada operação é definido o número de horas de trabalho gasto por categoria de mão-de-obra, equipamentos, etc.
- b) Operações agrícolas efetuadas através de empreita: envolvendo operações de manutenção, cultivo, colheita, transporte e etc.
- c) Materiais de consumo: constitui os materiais que são utilizados no processo de produção, podendo ser próprios e/ou adquiridos pelo produtor.
- d) Por último são considerados os componentes de custos indiretos na produção, envolvendo obrigações, como por exemplo, outras despesas e depreciação da estufa.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Clima e localização do experimento

O município de Botucatu localiza-se nas coordenadas geográficas de 22° 51' 03" de latitude Sul e 48° 25' 37" de longitude Oeste, com altitude de 786 m. De acordo com a classificação climática de Köppen, o clima da região é do tipo Cfa - moderado chuvoso. A temperatura média do ar é de 22,8°C no mês mais quente e de 16,7°C no mês mais frio, sendo a média anual de 20,6°C. A precipitação anual média é de 1518,8 mm, com valores médios de 229,5 mm e 37,5 mm para os meses de maior e menor precipitação, respectivamente (MARTINS, 1989).

O experimento foi conduzido na área experimental do Departamento de Recursos Naturais/Ciências Florestais na Fazenda Experimental Lageado da Faculdade de Ciências Agrônomicas da UNESP de Botucatu-SP, no período de agosto (09/08) a setembro (22/09) de 2004. A estufa (A) era coberta com tela de sombreamento de 50%. Para registro da temperatura no interior da estufa (A), com controle de umidade relativa, foi usado termômetro de máxima e mínima do tipo “capela” (plástico). A estufa (B) tinha um agrofílm transparente de 150 micra para proteção das mudas, não havendo controle de temperatura e umidade relativa, nesta estufa foram utilizados termômetro de máxima e mínima do tipo “capela” (plástico) e higrômetro de leitura direta (plástico).

Apesar da petúnia ser uma cultura que se propaga melhor no fim do inverno e início da primavera, escolheu-se a data com vistas na futura propagação das mesmas no campo e também pelo experimento terminar na fase de início da primavera que é uma estação onde ocorre uma tradicional retomada das vendas de flores.

3.2. Estufas

No período pós transplante o experimento foi conduzido sob estufa da marca Suzuki, com duas janelas frontais superiores e sistema de irrigação por microaspersores com distância de 1,05 m entre eles. A estufa tinha 6,40 m de largura, 8,00 m de comprimento, com altura do pé direito de 3,00 m, com tela de sombreamento de 50% na parte superior e fechamento lateral. Esta estufa recebeu o nome de estufa (A) no experimento.

Outra estufa, para onde posteriormente foi transferido o experimento apresentava fechamento lateral com telas de sombreamento na parte inferior. Já na superior um agrofílm de polietileno de 150 micra que permitia a total passagem da luz. A estufa não tinha marca definida e tinha como medida 20,00 m de extensão, 5,00 m de largura e com um pé-direito de 2,80 m, com a distância entre os microaspersores de 1,05 m. Esta estufa recebeu o nome de estufa (B) no experimento.

3.3. Recipientes

Os recipientes usados para formar as mudas de petúnia foram saquinhos plásticos de polietileno na cor preta (tradicionais) e tubetes biodegradáveis. Os saquinhos tinham dimensões de 10,00 cm de comprimento, 5,00 cm de diâmetro, correspondendo a 196,26 cm³ de volume, sendo a parte interna completamente lisa com espessura de 0,60 micra. Os tubetes cilíndrico-cônicos de material fibroso biodegradável usados tinham dimensões de 6,00 cm de comprimento, 2,50 cm de diâmetro na abertura superior, sem abertura inferior correspondendo a 23,00 cm³ de volume (Figura 2), sem estrias internas. Estes foram cedidos pela empresa Natu-Lyne L^{tda} de Botucatu, SP. Não foi utilizado nenhum tipo de

fungicida nos tubetes. A partir da segunda semana foi feita análise para verificar fungos que cresciam sobre alguns tubetes.

Como suporte para os saquinhos plásticos foram utilizadas 8 bandejas de polietileno com dimensões de 30 x 40 cm com capacidade máxima para 48 recipientes. Já para os tubetes biodegradáveis utilizou-se como suporte 4 bandejas de polietileno com dimensões de 60 x 40 cm com capacidade para 176 recipientes, do tipo utilizadas em viveiros para tubetes plásticos. Ambos suportes eram sustentados por fios de arame que ficavam esticados dentro da estufa, de forma a ficarem a 50,00 cm do solo.

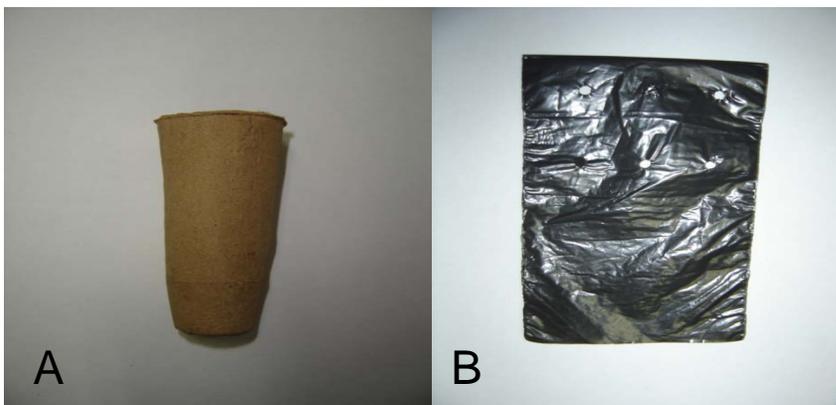


Figura 2 - Tubete biodegradável (A) e saquinho plástico (B) utilizado no experimento.

Os tubetes biodegradáveis foram analisados nos elementos que os constituem, cuja composição segue nas Tabelas 1 e 2.

Tabela 1 - Composição dos tubetes biodegradáveis com umidade de 41,46% expressa em percentagem na massa seca.

Elementos	Símbolos	% em Massa Seca
Nitrogênio	N	4,33
Fósforo	P ₂ O ₅	0,03
Potássio	K ₂ O	0,06
Matéria orgânica	MO	106,00
Carbono	C	58,90
Cálcio	Ca	0,14
Magnésio	Mg	0,04
Enxofre	S	0,01

Também foi estabelecida a relação C/N e determinados o pH e condutividade elétrica (mS/ cm) com os seguintes resultados respectivamente: 14/1; 4,51 e 1,72.

Tabela 2 - Composição dos tubetes biodegradáveis em mg Kg⁻¹ em massa seca.

Elementos	Símbolos	mg Kg ⁻¹ em Massa Seca
Sódio	Na	280
Cobre	Cu	14
Ferro	Fe	506
Manganês	Mn	44
Zinco	Zn	402

3.4. Irrigação

O sistema de irrigação utilizado no experimento foi o de aspersão, sem adição de nutrientes. Foram realizadas quatro irrigações por dia, sendo duas no turno da manhã e duas no período vespertino. O tempo de cada irrigação foi aproximadamente 15 minutos. No Tabela 3 é apresentada a composição da água utilizada na irrigação:

Tabela 3 - Composição da água de irrigação.

Parâmetro	Valor
pH	6,65
CE (mS cm ⁻¹)	0,05
Alumínio(mg L ⁻¹)	0,01
Amônia(NH ₃)	0,04
Cloreto(mg L ⁻¹)	2,70
Ferro(mg L ⁻¹)	0,03
Manganês(mg L ⁻¹)	0,01
Sulfatos(mg L ⁻¹)	0,00
Zinco(mg L ⁻¹)	1,38

A água de irrigação foi captada da empresa SABESP, estando em perfeitas condições para a irrigação das culturas como para o consumo humano.

3.5. Substrato

Foi utilizado como substrato o produto de nome comercial Plantmax, constituído basicamente por casca de *Pinus* e vermiculita, com boa percentagem de macro e micronutrientes. Este substrato foi escolhido por ser utilizado pelos floricultores, cuja composição segue as Tabelas 4 e 5:

Tabela 4 - Composição do substrato Plantmax Max com umidade de 51,93% expressa em percentagem de massa seca.

Elementos	Símbolos	% em Massa Seca
Nitrogênio	N	1,13
Fósforo	P ₂ O ₅	0,43
Potássio	K ₂ O	0,25
Matéria orgânica	MO	66,00
Carbono	C	36,70
Cálcio	Ca	0,68
Magnésio	Mg	0,84
Enxofre	S	0,22

Também foi estabelecida a relação C/N e determinados o pH e condutividade elétrica (mS/cm) com os seguintes resultados respectivamente: 32/1; 4,47 e 0,87.

Tabela 5 - Composição do substrato Plantmax Max em mg Kg⁻¹ de massa seca.

Elementos	Símbolos	mg Kg ⁻¹ em Massa Seca
Sódio	Na	240
Cobre	Cu	62
Ferro	Fe	12500
Manganês	Mn	118
Zinco	Zn	468

3.6. Enchimento dos recipientes

Os tubetes biodegradáveis e os saquinhos plásticos foram preenchidos manualmente com o substrato seguido de batimento manual, re-colocação do substrato e a operação era repetida até que os recipientes se encontrassem totalmente preenchidos. A Figura 3 ilustra o processo realizado. Após novo enchimento dos saquinhos e tubetes era novamente feito o batimento com posterior enchimento de substrato para aqueles recipientes que não tivessem sua totalidade completada com o material. Em alguns casos o excesso de substrato colocado era retirado através de uma vassourinha usada para este fim nos viveiros de produção de mudas. O processo era finalizado com irrigação e na seqüência feito o plantio das mudas. Não houve nenhuma quebra de tubetes. Durante o enchimento, os mesmos mostraram-se bem resistentes. Nenhum saquinho plástico rasgou ou foi perfurado durante esta fase.

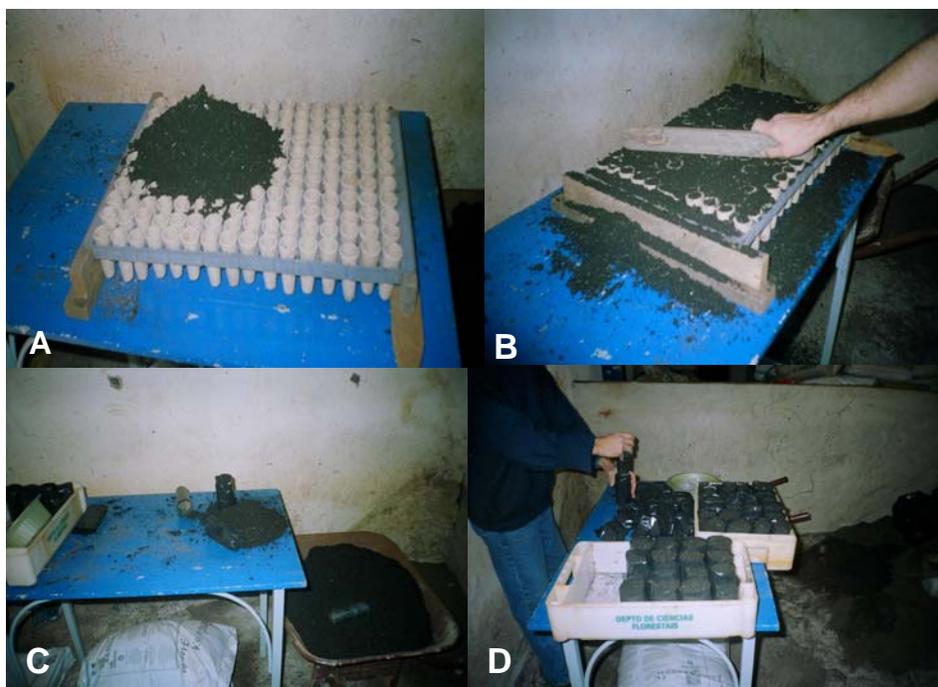


Figura 3 - Processo de enchimento dos tubetes biodegradáveis e saquinhos plásticos:

- A- Processo de enchimento dos tubetes biodegradáveis;
- B- Vassourinha utilizada no enchimento dos tubetes biodegradáveis;
- C- Substrato e saquinho plástico utilizado no experimento;
- D- Enchimento manual dos saquinhos plásticos.

3.7. Mudanças

Utilizaram-se mudas saudáveis de petúnia-comum, adquiridas da Empresa Nikita de Holambra, SP. As mudas tinham dois pares de folhas e aproximadamente três centímetros de altura.

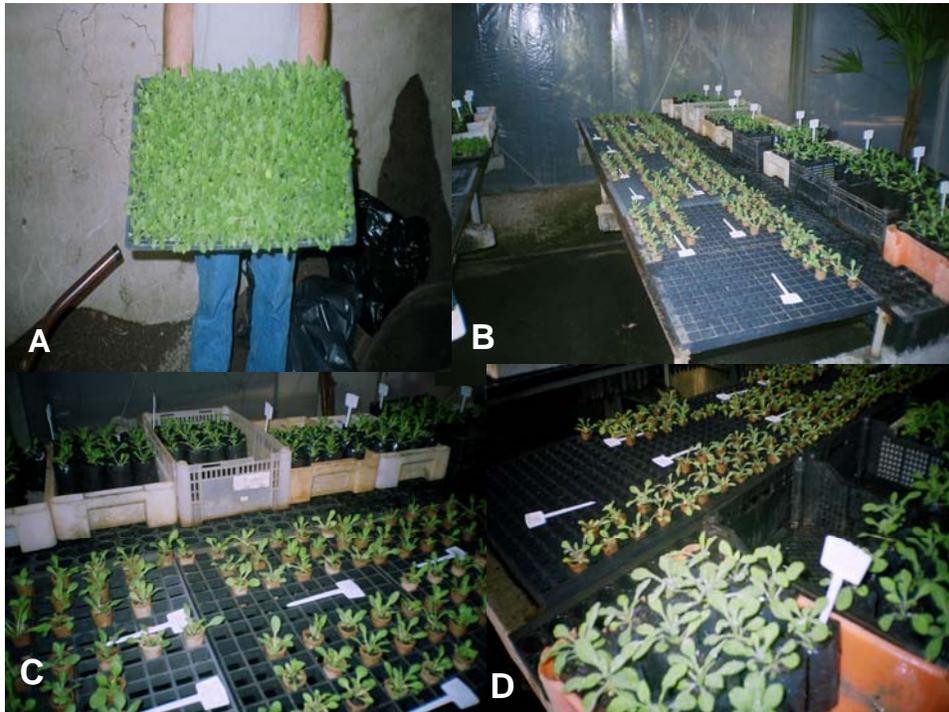


Figura 4 - Aspecto da bandeja com as mudas adquiridas no comércio e após o transplante:
A- Mudanças antes do transplante;
B, C e D- Mudanças no início do experimento logo após o transplante.

Cinco mudas mal formadas foram descartadas para obter um lote mais homogêneo e foram contabilizadas para se fazer o custo final. A Figura 4 mostra a bandeja com mudas antes do plantio e após o plantio na estufa (A).

3.8. Transplante

A Figura 5 ilustra o transplante das mudas, que foi manual. Em cada tubete e saquinho foi colocada uma muda de petúnia, que foi depois coberta por uma camada de 0,50 cm de substrato, sendo posteriormente irrigada.

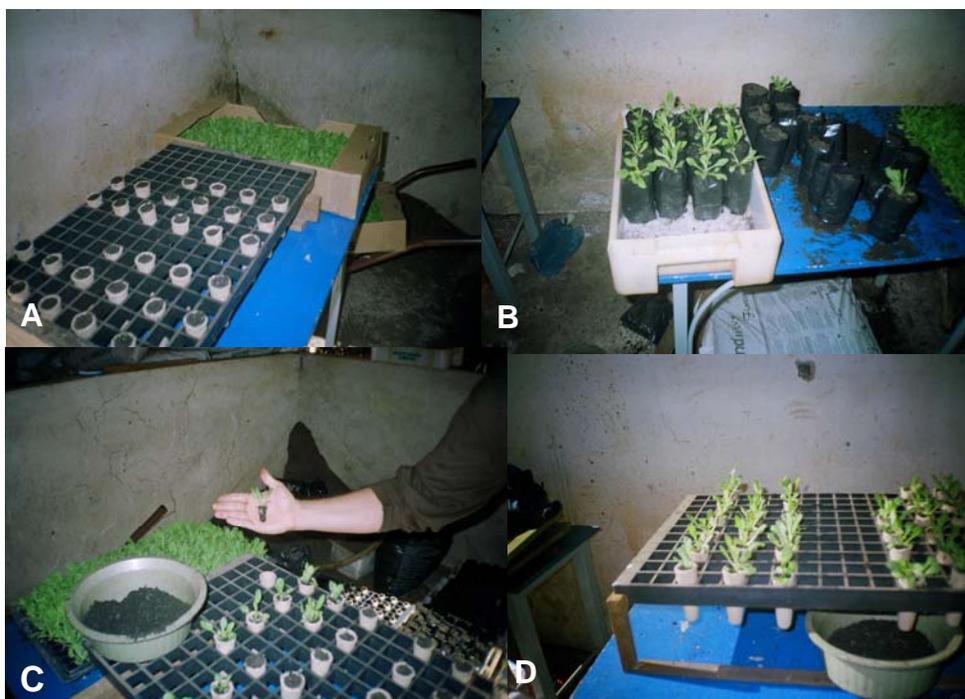


Figura 5 - Mudas, saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis antes e após o transplante:

- A- Mudas e tubetes biodegradáveis antes do transplante;
- B- Mudas de petúnia sendo transplantadas para os saquinhos plásticos;
- C- Mudas de petúnia sendo transplantadas para os tubetes biodegradáveis;
- D- Mudas de petúnia nos tubetes biodegradáveis após o transplante.

Para o transplante das mudas nos tubetes biodegradáveis, foram descartadas 5 mudas mal formadas que foram contabilizadas no custo final de produção. A Figura 5 também mostra um espaçamento entre os tubetes, para permitir o bom desenvolvimento da planta adulta, já que seu diâmetro é menor que os saquinhos plásticos. As mudas dos saquinhos plásticos foram transplantadas com maior facilidade, em função do diâmetro ser maior que dos tubetes biodegradáveis. Como os tubetes biodegradáveis tinham menor

diâmetro suas mudas eram mais difíceis de serem plantadas, exigindo maior atenção para não danificar as raízes.

Na seqüência as mudas foram levadas para a estufa (A) sendo a irrigação neste período por nebulização, de forma a manter as mudas numa umidade relativa do ar sempre acima dos 80%, controlada através de sensores. Quando a umidade relativa era inferior a 80%, automaticamente era acionado o sistema de irrigação. As mudas permaneceram por um período de 7 dias nestas condições. A proteção contra os raios solares foi feita com tela de sombreamento de 50%. A temperatura com média 25°C neste período.

Após uma semana do plantio, ainda na estufa (A), sob condições de luminosidade de 50% contou-se o número total de mudas dos tubetes biodegradáveis e saquinhos plásticos e não foi observada nenhuma muda morta e nenhum tubete quebrado. Após esta contagem as mudas foram transferidas para a estufa (B) onde permaneceram até o final do experimento, nesta fase houve quebra de 5 tubetes e morte de 13 mudas.

Para aquisição da temperatura no interior da estufa (A) e estufa (B) foi utilizado termômetro de máxima e mínima do tipo “capela” (plástico) e higrômetro de leitura direta (Plástico) para a medida da umidade relativa.

3.9. Determinação das características morfológicas

As determinações foram feitas em dois lotes de plantas, denominados lote destrutivo e lote não destrutivo. Os tubetes quebrados eram considerados como perda e não eram feitas nenhuma análise com tais plantas.

3.9.1. Lote destrutivo:

Para as análises nestes grupos, as plantas foram cortadas, lavadas no caso das raízes e posteriormente medidas. Os instrumentos utilizados foram: paquímetro digital, medidor de área foliar, balança digital analítica da marca ADN, modelo HR-200 com quatro casas decimais. As mensurações foram realizadas semanalmente, sempre no mesmo período do dia, de acordo com a seguinte seqüência: diâmetro do colo, altura da parte aérea, separação dos órgãos da muda (folhas, caule e raiz), determinação da área foliar, secagem do material

em estufa com renovação e circulação de ar MA 037 da marca Marconi a uma temperatura de 60°C até massa constante.

As características morfológicas avaliadas foram: altura da parte aérea (H) diâmetro do colo (D), área foliar (AF), comprimento do sistema radicular (CSR), massa seca das folhas (MSF), massa seca do caule (MSC) e massa seca do sistema radicular (MSR) todos os métodos preconizados por Benincasa (1986).

3.9.2. Lote não destrutivo:

Neste lote, foram feitas somente análises de altura da parte aérea (H) e diâmetro do caule (D), utilizando régua e paquímetro digital, realizado no mesmo período do dia e no mesmo ponto das plantas.

3.9.3. Determinação das medidas de crescimento

As medidas de crescimento utilizadas foram: razão de área foliar (RAF), taxa de crescimento absoluto (TCA) e taxa de crescimento relativo (TCR), com fórmulas descritas por Benincasa (2003). Para tal foram utilizados os dados das características morfológicas obtidas semanalmente (sempre no mesmo dia da semana) no lote destrutivo e não destrutivo desde o plantio no local definitivo até o final do experimento. Com tais resultados foi possível calcular algumas medidas de crescimento que são parte da Análise de Crescimento Clássica. As medidas e as equações utilizadas foram:

•Taxa de Crescimento Absoluto (TCA): expressa em gramas por dia ou gramas por semana a velocidade média de crescimento da planta ao longo do período de observação (no caso, semanal). A taxa de crescimento absoluto é a variação ou incremento entre duas amostragens, portanto, podem-se calcular as taxas de crescimento absoluto (TCA), segundo a Equação (2):

$$TCA=(P2 - P1)/(t2 - t1) \quad (2)$$

•Taxa de Crescimento Relativo (TCR): expressa em gramas de massa seca, o quanto de massa seca uma planta adquiriu em um período determinado de tempo (uma semana), e a unidade pode ser gramas/dia ou gramas/semana. A taxa de crescimento relativo pode ser obtida a partir da Equação (3):

$$TCR = \frac{\ln P_2 - \ln P_1}{t_2 - t_1} \text{ g. g}^{-1} \text{ dia ou semana}^{-1} \text{ ou } TCR = RAF \times TAL \quad (3)$$

•Taxa de Assimilação Líquida (TAL): expressa a taxa de fotossíntese líquida, em massa seca produzida (em gramas) por decímetro quadrado de área foliar, por unidade de tempo. Benincasa (2003), sugere a Equação (4) para obter a taxa de assimilação líquida.

$$TAL = \frac{P_2 - P_1}{t_2 - t_1} \times \frac{\ln A_2 - \ln A_1}{A_2 - A_1} \quad (4)$$

•Razão de Área Foliar (RAF): área foliar, em decímetro ou centímetro quadrado, que está sendo utilizada para produzir um grama de massa seca, considerada a área foliar útil.

Para Benincasa (2003) a razão de área foliar pode ser obtida a partir das Equações (5) ou (6):

$$RAF = AFE \times RP \quad (5)$$

$$\text{Ou } RAF = AF / MS_{\text{total}} \quad (6)$$

•Área Foliar Específica (AFE): (componente da Razão de Área Foliar) expressa em $\text{dm}^2 \text{ g}^{-1}$ componente morfo-anatômico da razão de área foliar, porque relaciona a superfície com a massa seca da própria folha.

Para Benincasa (2003) a área foliar específica pode ser obtida a partir das Equações (7) ou (8):

$$AFE = RAF / RPF \quad (7)$$

$$\text{Ou AFE} = \text{AF/MSfolha} \quad (8)$$

•Razão de Peso da Folha (RPF): (componente da Razão de Área Foliar) expressa o componente fisiológico da razão de área foliar, porque relaciona a massa seca das folhas e a massa seca total da planta.

Para Benincasa (2003) as razões de peso de folha podem ser obtidas a partir das equações (9) ou (10):

$$\text{RPF} = \text{RAF/AFE} \quad (9)$$

$$\text{Ou RPF} = \text{MSfolha/MStotal} \quad (10)$$

•Peso Específico da Folha (PEF): (expresso em g dm^{-2}) considera-se o peso como expressão do volume foliar e então o peso específico foliar avalia a espessura da folha, ou seja, o inverso da área foliar específica.

Para Benincasa (2003) o peso específico de folha pode ser obtido a partir da Equação (11):

$$\text{PEF} = \text{MS folha/Área} \quad (11)$$

•Distribuição de Massa Seca (DMS): expressa em porcentagem a distribuição da massa seca nas três partes da planta (folhas, caule e sistema radicular).

As análises de TCA, TCR e TAL foram expressas em semanas e não em datas como nas demais, já que se levou em consideração a variação ou incremento entre duas amostragens.

3.10. Análises químicas

As análises químicas do material dos tubetes biodegradáveis foram realizadas seguindo a metodologia do Ministério da Agricultura (1988). As análises avaliaram os macro e micronutrientes, pH, condutividade elétrica do material dos tubetes biodegradáveis antes do seu uso. Já as análises de água seguiram a portaria do Ministério da Saúde (2000).

3.11. Avaliação da perda de peso do tubete biodegradável

Primeiramente, foi feita a determinação do peso seco do tubete biodegradável. A avaliação da perda de peso do tubete biodegradável foi feita para verificar a quantidade de água absorvida e posteriormente perdida a cada hora pelo mesmo, obtendo-se assim a distribuição da perda de peso ao longo de dez horas. Para isso foi medido o peso inicial do tubete (12,7437 gramas), não levando em consideração sua umidade inicial. Utilizou-se uma balança, com quatro casas decimais, com aproximação para duas casas. A seguir o tubete foi mergulhado numa vasilha com água durante dez minutos até seu encharcamento, posteriormente seguido de nova pesagem. Estas pesagens sucederam-se a cada hora num intervalo de dez horas, durante as quais o tubete era deixado em ambiente controlado de temperatura de 20°C e umidade relativa do ar de 75%. Através da diferença de peso do tubete entre uma hora e outra foi possível fazer um gráfico que refletia esta perda.

3.12. Avaliação do desenvolvimento das mudas de petúnia dos dois tipos de recipientes

Para analisar a biodegradabilidade no solo e o desenvolvimento das mudas dos tubetes, foram plantadas cerca de 15 mudas dos tubetes e dos sacos plásticos em espaçamento 15x15cm. O espaçamento utilizado simulou o utilizado em empresas de jardinagem e visou o bom desenvolvimento das mudas. As covas foram feitas manualmente com ajuda de uma pequena enxada. As mudas dos saquinhos plásticos foram retiradas dos mesmos antes do plantio, mas para as mudas dos tubetes biodegradáveis não houve essa

necessidade. Não foi feito nenhum tipo de adubação complementar. Após o transplante as mudas permaneceram por duas semanas no campo.

3.13. Avaliação do efeito da luz sobre o desenvolvimento das raízes das mudas

Para avaliar o efeito da luz sobre o desenvolvimento das raízes foi feito um teste envolvendo frouxamente o tubete biodegradável com pedaço de folha de aluminite impedindo a incidência da luz. Os tubetes, assim permaneceram por duas semanas. Para a avaliação, o aluminite foi removido e o desenvolvimento das raízes observado. Esse teste possibilitou comprovar o efeito inibidor da luz (poda fisiológica) sobre o desenvolvimento das raízes.

3.14. Delineamento Estatístico

O delineamento utilizado foi de blocos casualizados. A análise do bloco destrutivo utilizou 8 blocos com 16 parcelas em cada bloco para saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, totalizando 128 mudas para saquinhos e 128 mudas para os tubetes, com 256 mudas no experimento todo. Em cada bloco das plantas que seriam destruídas eram sorteadas duas parcelas sobre as quais se faziam as medidas. Nas plantas que eram conservadas utilizou-se 4 blocos com 16 parcelas em cada bloco, totalizando 64 mudas em todas as quais eram feitas as medidas. Ao final das medições eram calculadas médias diárias. A análise dos blocos destrutivos era independente das dos blocos não destrutivos. Através da Análise de Variância com e sem transformação nos dados e com comparações múltiplas entre as médias pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

3.15. Avaliação econômica e energética

Os resultados do experimento foram analisados pelo método descrito por Martin et. al. (1995). A análise de custo foi feita comparando o sistema de plantio de mudas de petúnia-híbrida do transplante até o término do experimento para as plantas transplantadas nos tubetes biodegradáveis e para os sacos plásticos. Foi considerado o tempo de uso do viveiro, que incluiu gastos com irrigação, o número de tubetes quebrados, volume de substrato e todas as operações que caracterizaram cada recipiente utilizado. Os dados da estufa (B) foram integrados nos cálculos de custo.

O cálculo de consumo de água para irrigação utilizou o valor de R\$ 1,43 o metro cúbico (m^3) da água, conforme informações da Companhia de Saneamento Básico do Estado de São Paulo (SABESP) em 2004.

A energia elétrica consumida no experimento foi de uma moto-bomba que operava durante 15 minutos, quatro vezes ao dia e consumia 1,5 Kwh. O preço da energia consumida foi fornecido pela concessionária Companhia Paulista de Força e Luz (CPFL) a R\$ 0,34/Kwh, em 2004.

Foram utilizadas 8 bandejas de polietileno como suporte para os saquinhos plásticos. Cada bandeja custou R\$ 10,00 e sua área era de 30 x 40 cm, totalizando $0,96 m^2$ da área da estufa e um custo de R\$80,00. Para os tubetes biodegradáveis foram utilizadas 4 bandejas de polietileno apropriadas para a sustentação de tubetes, com custo individual de R\$ 12,00, ou custo total de R\$48,00. Cada bandeja mede 60 x 40 cm, acarretando uso de $0,96 m^2$ da área da estufa. A estufa tinha 36 bicos de irrigação, dispostos em duas fileiras com 18 bicos em cada uma, com espaçamento de 1,05 m entre bicos. Para cada bico foi calculada vazão de 108 L/hora. Para fins de cálculo do custo de irrigação, foi considerado que o espaço de $100 m^2$ de estufa consumiu $155,52 m^3$ de água para os 40 dias do experimento, representando um total de R\$ 222,39. Os $0,96 m^2$ de área ocupada pelas bandejas com os 128 tubetes consumiram $1,49 m^3$ de água, o que custou R\$ 2,13. As bandejas com saquinhos plásticos, levando em conta os mesmos parâmetros, apresentaram a mesma área, gastando o mesmo valor com a irrigação.

O custo do substrato utilizado foi de R\$ 6,80 para 20 Kg. Cada tubete utilizou 13 g de substrato enquanto um saquinho utilizou 110,92g. O tempo de enchimento dos 128

tubetes foi de 20 minutos e dos 128 saquinhos foi de 7 horas, considerando o trabalho de um homem. Um homem treinado poderia reduzir o tempo de enchimento dos saquinhos, o que reduziria o custo de enchimento dos saquinhos. Para o transplante, o tempo utilizado foi de 60 minutos, tanto para as mudas dos saquinhos como para as dos tubetes. Cada tubete biodegradável custou R\$ 0,10 (custo fornecido pela empresa Natu-Lyne L^{tda}) e cada saquinho R\$ 0,02. Pesquisa do custo de mão de obra nas empresas de paisagismo de Botucatu fixou o valor da mão de obra na época da pesquisa em R\$ 35,00 para um homem/dia (H/D).

No experimento com tubetes, morreram na quinta semana três mudas e na sexta semana mais duas em razão da quebra de cinco tubetes. Na terceira semana morreram mais três mudas e na quarta semana mais cinco mudas, totalizando treze mudas mortas no experimento.

Em função das perdas que ocorreram na produção das mudas e para efeito de simplificação dos cálculos, foi adicionado 10,16% no total dos custos com tubetes. Em despesas classificadas como “Outros” levou-se em consideração gastos em geral com a perda de tempo para reparar imprevistos, atraso de pessoal, limpeza de material, entre outros, totalizando um homem dia (HD).

A Geoplanta informou que o preço da estufa de 100,00 m² na época era de R\$ 4.398,90. A depreciação foi fixada em 20% ao ano. A área total ocupada pelo experimento foi de 1,92 m², o que resultou uma depreciação de R\$ 84,45 no período de 5 anos. Para o cálculo da depreciação levou-se em consideração a área ocupada pelas bandejas dos saquinhos e dos tubetes. Como a estufa deprecia em 20 % ao ano, calcula-se a perda de valor em média R\$ 879,78, o que representou para área de 0,96 m² ocupada pelas bandejas do experimento dos tubetes R\$ 8,44 ao ano, porém como o experimento durou 40 dias o valor da depreciação foi de R\$ 0,92 na área ocupada pelo experimento pelos tubetes. As bandejas com saquinhos plásticos, levando em conta os mesmos parâmetros, apresentaram a mesma área, obtendo o mesmo valor com a depreciação.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados obtidos são apresentados a seguir:

4.1. Temperatura e umidade relativa

Segundo os dados da estação metereológica da UNESP de Botucatu, SP, os meses de agosto e setembro apresentaram em ambiente externo temperatura mínima de 13,18°C e 17,00°C; temperatura máxima de 25,01°C e 29,86°C; temperatura média de 17,60°C e 21,84°C e umidade relativa de 45,38% e 46,53, respectivamente.

A Figura 6 ilustra a variação de temperatura e umidade relativa no período do experimento.

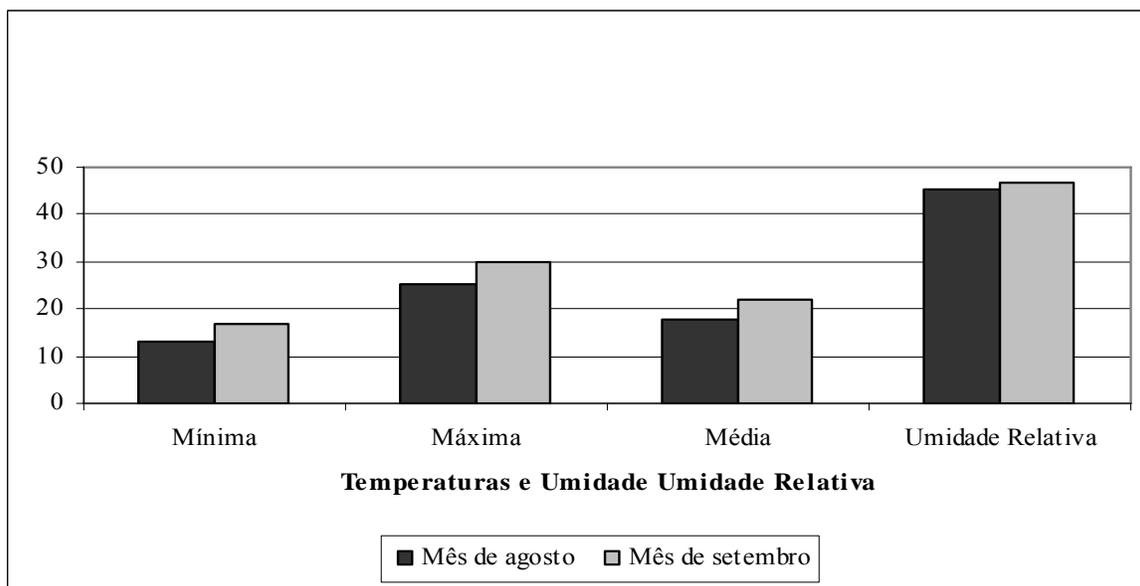


Figura 6 - Média de temperatura (°C) e umidade relativa (%) em ambiente externo em agosto e setembro de 2004.

Com os dados coletados no interior da estufa com termômetro de máxima e mínima e higrômetro, foi feita uma média das temperaturas mínima, máxima e média total ao longo dos meses do experimento. Os seguintes registros foram 16,30°C e 15,28°C (Mínima); 29,00°C e 35,66°C (Máxima) e de 22,75°C e 25,71°C (Média), respectivamente. Observou-se 59,86% e 49,61% de umidade relativa média nos meses de agosto e setembro.

A Figura 7 ilustra a variação de temperatura e umidade relativa em ambiente protegido no período do experimento.

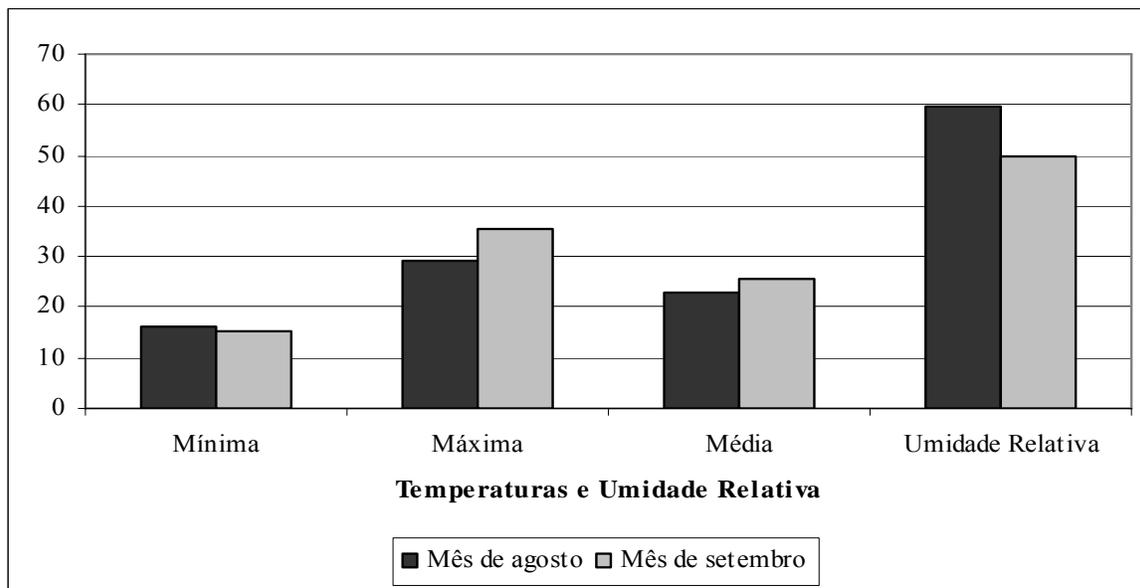


Figura 7 - Médias de temperatura ($^{\circ}\text{C}$) e umidade relativa (%) em ambiente protegido em agosto e setembro de 2004.

Tanto a temperatura como a umidade relativa no ambiente da estufa e fora dela foram adequadas para o bom desenvolvimento da petúnia. Syngenta seeds (2005) cita que até que as plantas de petúnia retomem seu crescimento após o transplante, temperatura de $18-20,00^{\circ}\text{C}$ deve ser mantida e logo após essa fase, deve ser reduzida gradualmente para $12 - 16,00^{\circ}\text{C}$ durante a noite. Esta baixa temperatura descrita pelo autor foi observada durante a noite onde foram registradas as temperaturas mínimas de $16,30^{\circ}\text{C}$ e $15,28^{\circ}\text{C}$. Kämpf (2000) descreve a indução da planta ao florescimento que ocorre normalmente e uma faixa definida de temperatura, nem sempre a mesma na qual ocorre o crescimento vegetativo. O mesmo autor ainda afirma que a síntese de pigmentos nas folhas, flores e brácteas são beneficiadas por baixas temperaturas e alta luminosidade. Kämpf (2000) comprova que temperaturas moderadamente baixas ($17,00^{\circ}\text{C}$ durante o dia, $12,00^{\circ}\text{C}$ à noite) favorecem a síntese de antocianinas em petúnias, mas que algumas variedades de petúnias se comportam como exceção, tornando-se mais coloridas em temperatura em torno de $30,00^{\circ}\text{C}$. Segundo Corr (1998), algumas variedades de petúnia podem tolerar até 35 a $38,00^{\circ}\text{C}$ de temperatura máxima.

4.2. Caracterização dos recipientes e do substrato

Para Corr (1998) a cultura da petúnia se desenvolve num substrato com pH em torno de 5,50 a 6,30 com condutividade elétrica em torno de 0,75 (mS/cm). Informação pessoal de Ball Van Zanten (2006), cita que a condutividade elétrica da água de irrigação não deve passar de 1,4 (mS/cm) e a condutividade elétrica do substrato para esta planta é variável, mantendo-se em torno de 1,0 (mS/cm).

Os resultados de relação C/N, pH e condutividade elétrica (mS/cm) dos tubetes biodegradáveis foram de 14/1, 4,51 e 1,72 respectivamente. Já os valores encontrado na análise do substrato foram 32/1 para relação C/N, 4,47 para pH e 0,87 (mS/cm) de condutividade elétrica.

Por apresentar relação C/N de 32/1 o sustrato teria bem mais carbono e menos nitrogênio em sua constituição que o tubete biodegradável. No experimento o mesmo substrato foi utilizado nos saquinhos plásticos e nos tubetes biodegradáveis. As características químicas do saquinho plástico não interferiram no desenvolvimento da petúnia, já que estes não são biodegradáveis.

4.3. Análises Morfológicas

Foram feitas as seguintes análises morfológicas no experimento:

4.3.1. Altura da parte aérea (H), diâmetro do colo (D), comprimento do sistema radicular (CSR) e área foliar (AF).

As dimensões lineares altura da parte aérea, diâmetro do colo e comprimento do sistema radicular apresentam-se nas Figuras 8, 9, 10, 11 e 12 respectivamente:

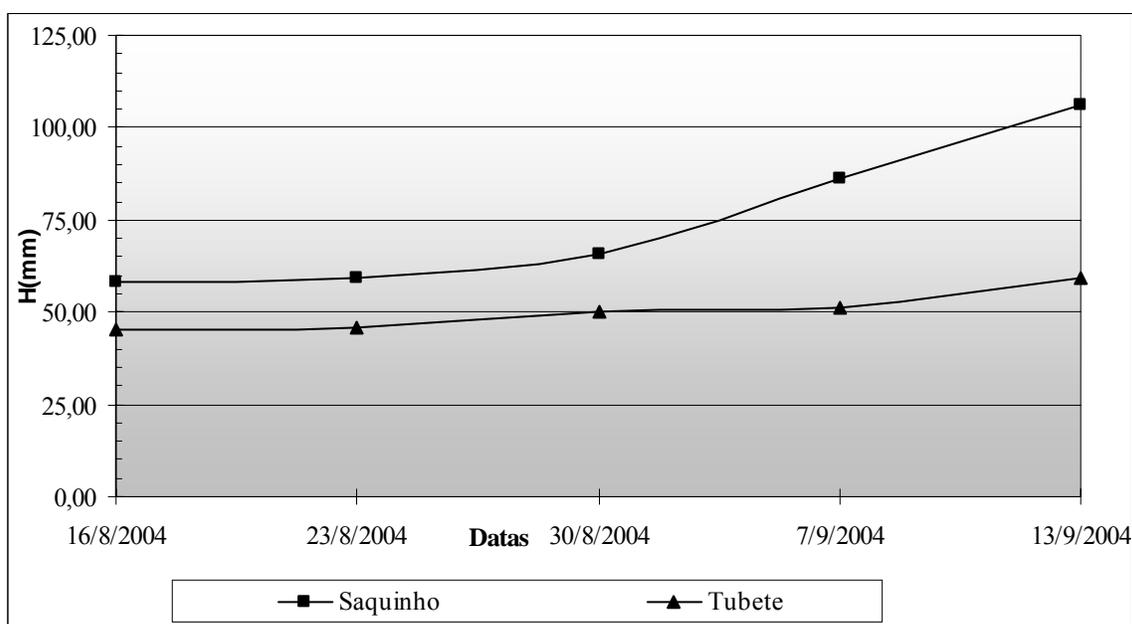


Figura 8 - Médias das alturas (H) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Tanto para os blocos destrutivos quanto para os não destrutivos, a medida da altura da parte aérea das mudas foi feita a partir do colo do planta, ou seja, mediu-se somente a parte aérea da planta para a altura. Nos blocos não destrutivos foram medidas sempre as mesmas plantas, já nos blocos destrutivos foram medidas aquelas que eram sorteadas.

As primeiras medidas foram feitas uma semana após o transplante das mudas nos recipientes no caso dos blocos destrutivos, mas nas plantas dos blocos não destrutivos as mensurações foram feitas logo após o transplante.

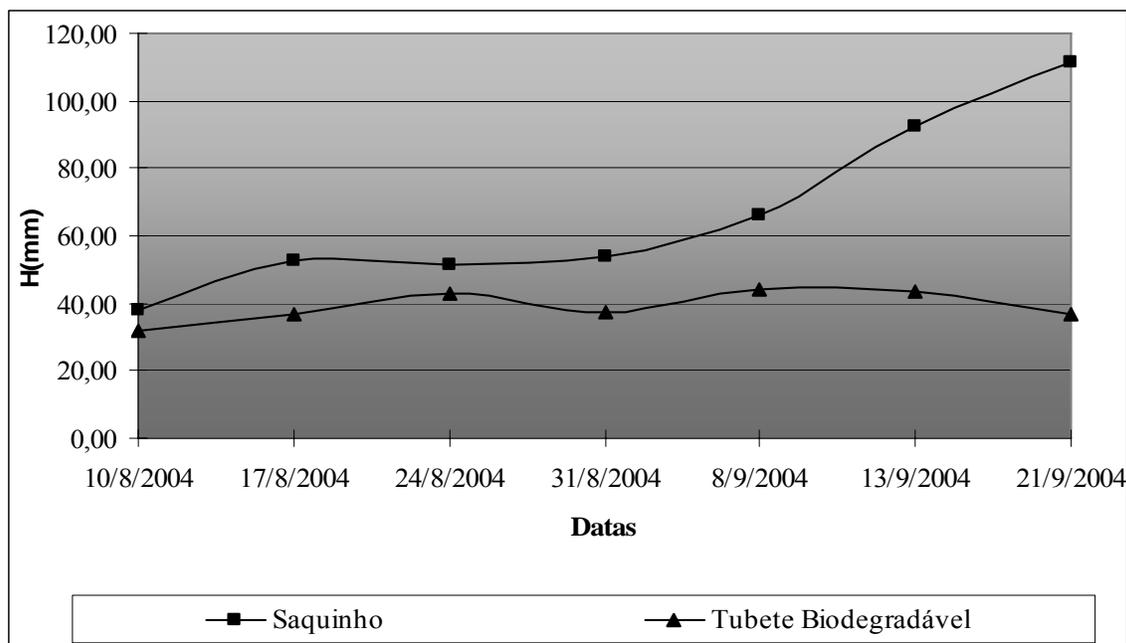


Figura 9 - Médias das alturas (H) em milímetros (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Notou-se na Tabela 6 que para altura da parte aérea das plantas dos blocos não destrutivos que o coeficiente de variação foi mais alto que a dos blocos destrutivos. Esta variação pode estar relacionada à metodologia empregada, uma vez que foi difícil tomar as medidas sempre na mesma região do colo das plantas, isto ocorreu em função do substrato, que dentro dos saquinhos e tubetes se acomodavam a cada semana dentro dos recipientes. Esta dificuldade provavelmente aumentou a variação. Como os valores medidos são muito pequenos, a não padronização das medidas em uma única parcela pôde ter aumentado esta variação. Não houve diferença significativa entre as plantas dos blocos não destrutivos até a quinta semana analisada, diferindo do que foi observado para as plantas dos blocos destrutivos.

Para altura da parte aérea das plantas observou-se nos blocos destrutivos uma diferença significativa de 13,03 mm logo na primeira semana após o transplante, fato este não observado nas plantas dos blocos não destrutivos, onde a diferença de 49,47 mm foi observada somente a partir da sexta semana de análise.

Tabela 6 - Médias das alturas (H) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo do experimento.

Dias	16/08/04	23/08/04	30/08/04	07/08/04	13/09/04
Saquinhos plásticos	58,16 a	59,45 a	65,98 a	85,98 a	106,32 a
Tubetes biodegradáveis	45,13 b	45,95 b	50,35 b	51,09 b	59,02 b
DMS	7,05	9,034	4,94	14,28	13,83
Coef. Var.	18,66	23,43	11,61	28,49	22,87

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

Tanto nos blocos destrutivos, como nos não destrutivos, observou-se a diferença de altura da parte aérea para as mudas em saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis ao final do experimento, 47,30 e 75,22 mm para as mudas dos blocos destrutivos e não destrutivos, Tabelas 6 e 7 respectivamente. Nas mudas plantadas em saquinhos plásticos o desenvolvimento em altura foi maior que nos tubetes biodegradáveis em ambos os blocos.

Iatauro (2004), ao estudar mudas de aroeira plantadas em tubetes de plástico e tubetes biodegradáveis, notou um crescimento em altura de até 5 mm a favor das mudas plantadas nos tubetes de plástico.

Tabela 7 - Média das alturas (H) em milímetros (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	10/08/04	17/08/04	24/08/04	31/08/04	08/09/04	13/09/04	21/09/04
Saquinhos plásticos	37,76 a	52,94 a	51,54 a	54,01 a	65,96 a	92,75 a	111,70 a
Tubetes biodegradáveis	31,98 a	36,45 a	42,85 a	37,06 a	44,05 a	43,28 b	36,48 b
DMS	18,45	18,94	21,53	24,42	40,88	46,28	43,82
Coef. Var.	26,083	18,66	22,41	23,83	34,98	30,01	23,25

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

A Tabela 8 e Figura 10 mostram que não houve diferença significativa na primeira e quarta semana de análise do diâmetro do colo para as plantas dos blocos destrutivos. Nas demais semanas (segunda, quarta e quinta) as diferenças foram estatisticamente significativas 0,62; 0,69 e 0,69 (mm), respectivamente.

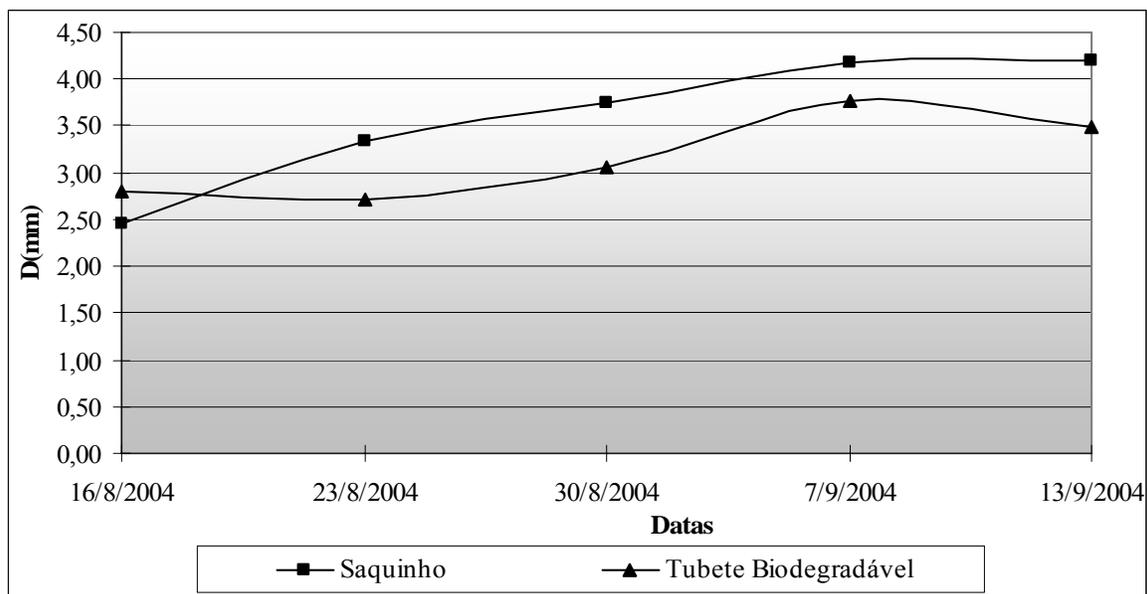


Figura 10 - Médias do diâmetro do colo (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

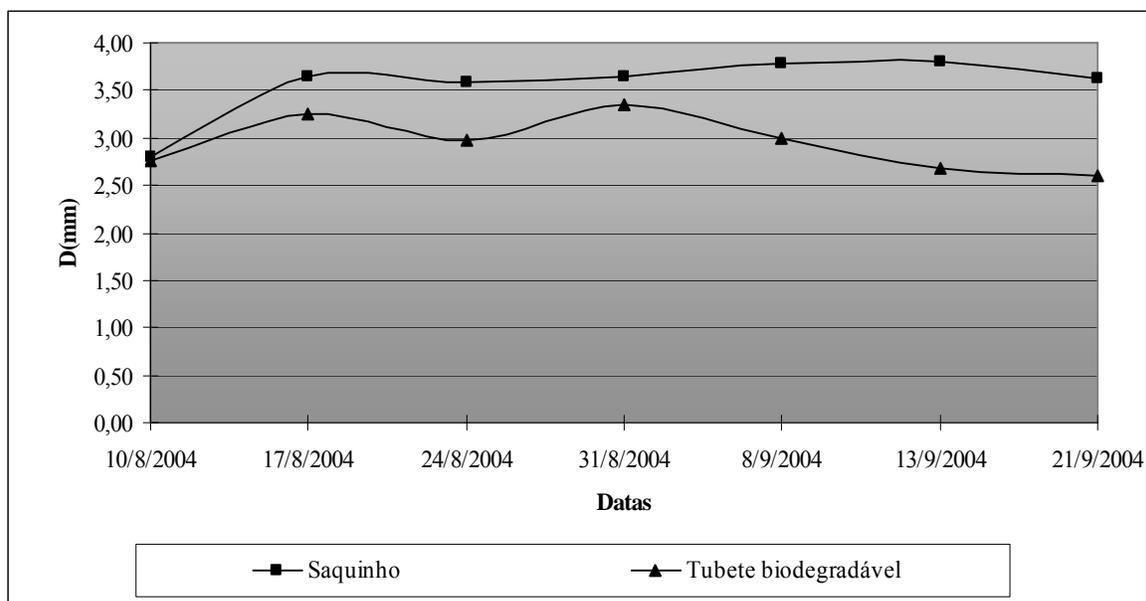


Figura 11 - Médias do diâmetro do colo (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Para as plantas dos blocos não destrutivos (Tabela 9 e Figura 11) não houve diferença significativa na semana do transplante e na quarta semana, quando as diferenças foram estatisticamente significativas o coeficiente de variação para o diâmetro de colo das plantas nos blocos não destrutivos também foi mais alto quando comparado ao coeficiente das plantas dos blocos destrutivos, pela mesma razão apresentada anteriormente.

Tabela 8 - Médias do diâmetro do colo (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	16/08/04	23/08/04	30/08/04	07/09/04	13/09/04
Saquinhos plásticos	2,45 a	3,33 a	3,74 a	4,16 a	4,18 a
Tubetes biodegradáveis	2,80 a	2,71 b	3,05 b	3,77 a	3,49 b
DMS	0,36	0,56	0,44	0,41	0,51
Coef. Var.	19,10	25,55	17,92	14,20	18,43

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

Tabela 9 - Médias do diâmetro do colo (C) em milímetros (mm) das plantas de blocos não destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	Saquinhos plásticos	Tubete biodegradáveis	DMS	Coefficiente de Variação
10/08/04	2,79 a	2,76 a	0,37	27,10
17/08/04	3,64 a	3,25 b	0,31	18,20
24/08/04	3,58 a	2,98 b	0,38	23,17
31/08/04	3,63 a	3,34 a	0,40	21,63
08/09/04	3,78 a	2,98 b	0,48	25,05
13/09/04	3,79 a	2,67 b	0,47	23,96
21/09/04	3,63 a	2,59 b	0,58	27,24

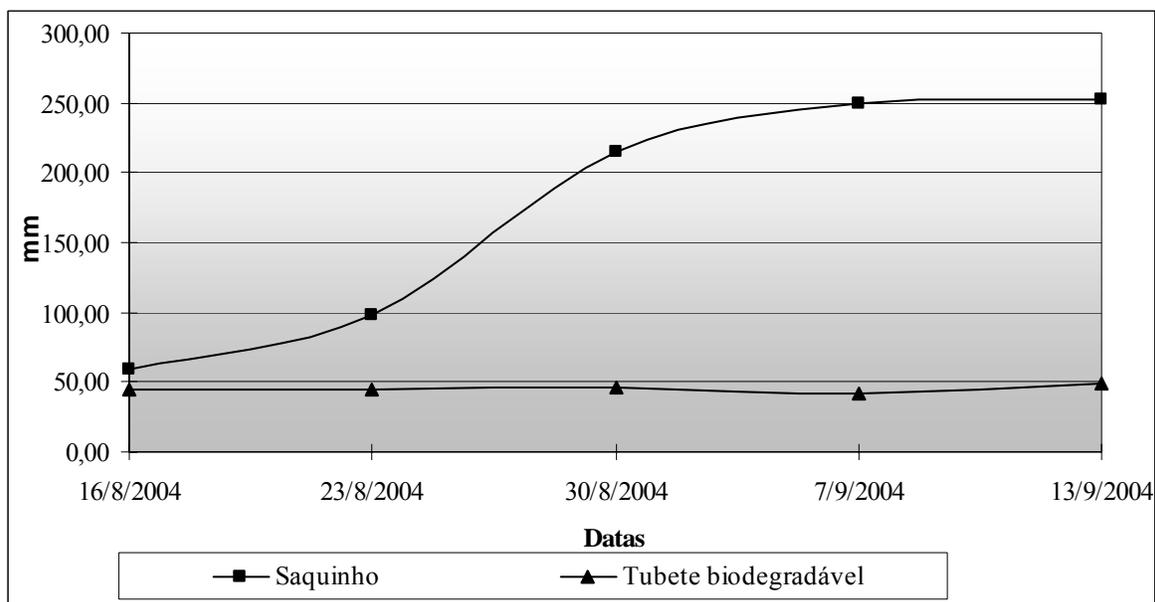
Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma linha, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

O diâmetro do colo das mudas foi maior nas plantas dos saquinhos plásticos tanto nos blocos destrutivos, como nos não destrutivos. Ao final do experimento, nos blocos não destrutivos, houve uma ligeira redução no diâmetro do colo das plantas dos saquinhos plásticos e dos tubetes. Esta redução pode estar associada a um sintoma de senescência das plantas do experimento. Mesmo assim, o diâmetro do colo das mudas plantadas nos saquinhos plásticos foi maior em 1,04 mm que o diâmetro do colo das plantas dos tubetes nos blocos não destrutivos.

A mesma redução no diâmetro do colo das plantas dos tubetes foi observado nos blocos destrutivos, o que também seria explicado pela possível senescência das mudas. O diâmetro do colo das plantas dos saquinhos foi 0,69 mm maior que o diâmetro das mudas dos tubetes nestes blocos.

Iatauro (2004) ao comparar mudas de aroeira plantadas em tubetes biodegradáveis e tubetes plásticos, observou que os valores dos diâmetros dos colos das mudas apresentaram aumento uniforme, exceto para as mudas dos tubetes biodegradáveis após ao plantio, onde foi observada uma redução de 0,1 mm em uma semana. Segundo o autor, provavelmente, no ato do plantio, o manuseio das mudas provocou algum dano à algumas plantas deste lote, resultando nesta redução.

A Figura 12 e Tabela 10 permitem observar a diferença no tamanho das raízes das plantas dos blocos destrutivos, que se mostrou diferente significativamente na primeira semana até a fase final do experimento. Portanto, o comprimento das raízes das mudas dos saquinhos plásticos foi de 202,65 mm maior que o comprimento das raízes das plantas cultivadas nos tubetes biodegradáveis ao final do experimento.



Figuras 12 - Médias do comprimento das raízes (CSR) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Apesar do tubete ser um envoltório de material biodegradável que envolve o substrato, pode-se inferir que suas características químicas não interferiram no desenvolvimento da petúnia, baseados nas seguintes observações. Em primeiro lugar, os valores de pH do substrato e do tubete foram semelhantes, sendo inferiores aos recomendados como ideais para o desenvolvimento da petúnia. Mesmo assim houve um crescimento satisfatório das raízes das mudas plantadas nos saquinhos. Portanto, não se deve ao pH a diferença observada no crescimento das raízes entre as mudas dos tubetes e dos saquinhos. Além disso, notou-se também que, apesar do baixo pH observado no experimento, nenhuma mancha foi observada nas folhas da petúnia.

Já em relação à condutividade elétrica é pouco provável que o valor de condutividade elétrica dos tubetes tenham interferido no desenvolvimento das plântulas. Apesar da condutividade elétrica do tubete estar um pouco acima do recomendado para a cultura, isso não justifica o baixo crescimento radicular das plantas dos tubetes, uma vez que desde a primeira semana a média das alturas e o comprimento das raízes das plantas dos tubetes mostraram-se mais baixas, Figuras 8, 9 e 12. Provavelmente as raízes das mudas dos tubetes ainda não estavam próximas fisicamente do material que constitui este recipiente na primeira semana do experimento, o que descarta a hipótese de ser a condutividade elétrica do tubete a responsável pelo baixo crescimento radicular.

Um dos fatores que podem explicar o baixo desenvolvimento das raízes das mudas dos tubetes pode estar relacionado ao volume de substrato e ao diâmetro dos recipientes. Como o diâmetro e o volume dos saquinhos são maiores (5,0 cm e 196,25 cm³), provavelmente foi disponibilizada mais água para estas plantas. Os tubetes além de terem menor diâmetro (2,5 cm) tinham menor volume (23 cm³), portanto captaram menos água de irrigação, em função de sua pouca abertura. Isto acabou refletindo até no custo da irrigação, já que para se irrigar as plantas dos saquinhos gastou-se 0,39 m³, totalizando R\$ 0,56e para se irrigar as mudas dos saquinhos 0,098 m³ somando um valor de R\$ 0,140, tabelas 15 e 16. Provavelmente em função deste maior volume e maior abertura de boca as mudas dos saquinhos plásticos tiveram maior quantidade de água disponível para seu desenvolvimento radicular e da planta como um todo.

Segundo Raven (1992) a extensão de um sistema radicular, isto é, a profundidade que ele penetra no solo e a distância que ele se espalha lateralmente, dependem de vários fatores, incluindo umidade, temperatura e composição do solo. Provavelmente, isto explique a diferença de vigor observada entre as mudas, apesar de todo experimento receber a mesma quantidade de água, talvez o manejo da irrigação deva ser alterado.

Tabela 10 - Médias do comprimento das raízes (CSR) em milímetros (mm) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	16/08/04	23/08/04	30/08/04	07/09/04	13/09/04
Saquinhos plásticos	59,27 a	98,55 a	215,47 a	249,09 a	251,83 a
Tubetes biodegradáveis	45,14 b	45,04 b	45,78 b	41,40 b	49,18 b
DMS	13,76	13,55	28,55	22,72	15,51
Coef. Var.	36,04	25,80	29,88	21,39	14,09

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

Provavelmente, as mudas mantidas nos saquinhos que tinham mais volume de substrato tiveram também mais água disponível retida no substrato e assim conseguiram se desenvolver melhor, assimilando melhor nutrientes, atingindo maior tamanho. Já os tubetes podiam perder considerável quantidade de água ao longo do dia, como mostrado na Figura 13. Feita a irrigação os tubetes secavam rapidamente e talvez a água do substrato tenha evaporado através das paredes destes tubetes que ficavam secos rapidamente, fato não observado para os saquinhos plásticos que eram impermeáveis. As plantas dos tubetes muito provavelmente sofreram um estresse hídrico em função da perda de água destes tubetes para o ambiente, resultando num substrato mais seco, gerando um menor enraizamento. Taiz & Zeiger (2004) citam que o contato íntimo entre solo e superfície radicular é facilmente rompido quando o solo é perturbado, razão pela qual as plântulas recentemente transplantadas precisam ser protegidas da perda de água durante os primeiros dias após o transplante. Os mesmos autores ainda afirmam que a partir daí, o novo crescimento radicular no solo restabelece o contato solo-raiz e a planta pode suportar melhor o estresse hídrico. Esse manejo inadequado da irrigação pode explicar porque as

mudas de petúnias não se desenvolveram enquanto que autores citam bom desenvolvimento de mudas com o mesmo tubete, porém com maior volume.

A Figura 13, mostra a quantidade de água absorvida e posteriormente perdida pelo tubete biodegradável a cada hora. Levando em consideração que o peso do tubete antes da imersão em água era de 12,74 gramas e após a imersão de 14,89 gramas. Observou-se que o tubete após a imersão ganhou 2,1500 gramas de água, o que representou um acréscimo de 16,87% com relação a seu peso seco. Após 10 horas o tubete pesava 13,31 gramas. Portanto este recipiente perdeu 1,57 gramas de água de seu peso encharcado, o que representou uma perda 10,57%. Com relação ao peso seco de 12,74 gramas, o tubete ao final do experimento tinha 0,57 gramas de água a mais, dando 4,51% a mais que seu peso seco. Portanto ao final do experimento o tubete ainda não havia perdido toda a água retida por ele no encharcamento. Estes números revelaram que o tubete reteve água, mas perdeu muita água no espaço de tempo observado. Esta perda foi registrada com o tubete vazio. Provavelmente com o tubete cheio com substrato, esta diminuição de água poderia ser mais lenta, uma vez que os tubetes são capazes de reter a água do substrato para eles. No experimento esta perda de água dos tubetes para o ambiente associada com a possível retenção de água do substrato, deixou o substrato mais seco, prejudicando o bom desenvolvimento radicular das plantas. Isto pode ser notado na Figura 12 onde as raízes das mudas dos tubetes não se desenvolveram a contento.

Iatauro (2004) ao estudar mudas de aroeira nestes recipientes, concluiu que os tubetes funcionam como uma “esponja” que promovem a retirada de água do substrato levando consigo parte dos minerais. Além de perderem água naturalmente para o ambiente, esta provável retirada de água e nutrientes do substrato, pode ser uma das causas do baixo crescimento radicular apresentado pelas mudas dos tubetes quando comparada as mudas dos saquinhos plásticos. Talvez para que isto não aconteça, o manejo da irrigação deva ser alterado.

Iatauro (2004), notou ainda ao estudar estes recipientes biodegradáveis na produção de mudas de aroeira, que após ajuste da fertirrigação o estresse hídrico foi reduzido a níveis admissíveis para as plantas destes tubetes, resultando num melhor desenvolvimento radicular para as mudas destes recipientes, estabelecendo assim um bom crescimento absoluto destas plantas.

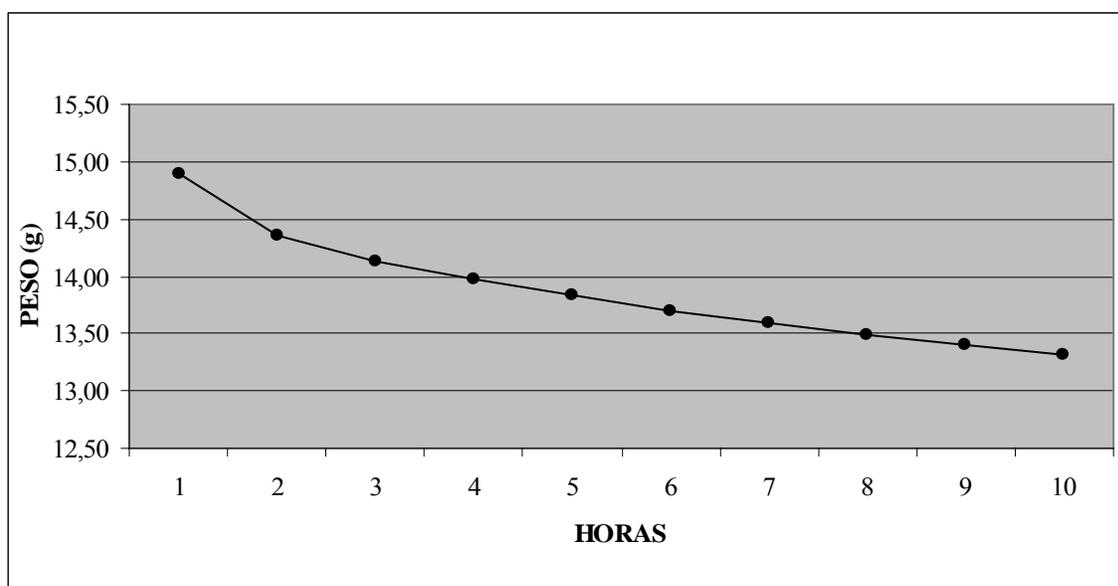


Figura 13 - Perda de peso ao longo do tempo de um tubete biodegradável.

Outra possibilidade para explicar o maior comprimento das raízes é que os saquinhos plásticos eram um pouco mais compridos que os tubetes biodegradáveis. Iatauro (2004), comparou o desenvolvimento radicular das plantas em tubetes biodegradáveis e tubetes plástico, notando que o sistema radicular das mudas dos tubetes de plástico apresentaram-se sempre maiores aos dos tubetes biodegradáveis. Segundo o autor, isto ocorreu, uma vez que os tubetes plásticos eram mais longos que os tubetes biodegradáveis.

Segundo Raven (1996) as raízes possuem fototropismo negativo. Portanto, outra possível causa do desenvolvimento inadequado das raízes das mudas dos tubetes biodegradáveis pode estar relacionado a passagem de luz solar através dos tubetes. Esta hipótese foi aferida quando se envolveu o tubete com a folha de aluminite e observou-se maior crescimento da raiz, que chegava a atravessar o tubete biodegradável.

Uma planta melhor enraizada consegue absorver melhor os nutrientes e como consequência poderá desenvolver melhor sua parte aérea. O melhor desenvolvimento das raízes permite um melhor desenvolvimento da parte aérea e como consequência maior tamanho, qualidade e valor de mercado.

De uma forma geral os valores de altura da parte aérea (H), diâmetro do colo (D) e comprimento do sistema radicular (CSR) mostraram-se bem inferiores ao final do experimento nas plantas transplantadas nos tubetes biodegradáveis.

A Figura 14 e Tabela 11, mostram que como houve maior crescimento em altura, das plantas nos saquinhos plásticos, foi observado também, uma maior área foliar das mudas transplantadas nos saquinhos plásticos.

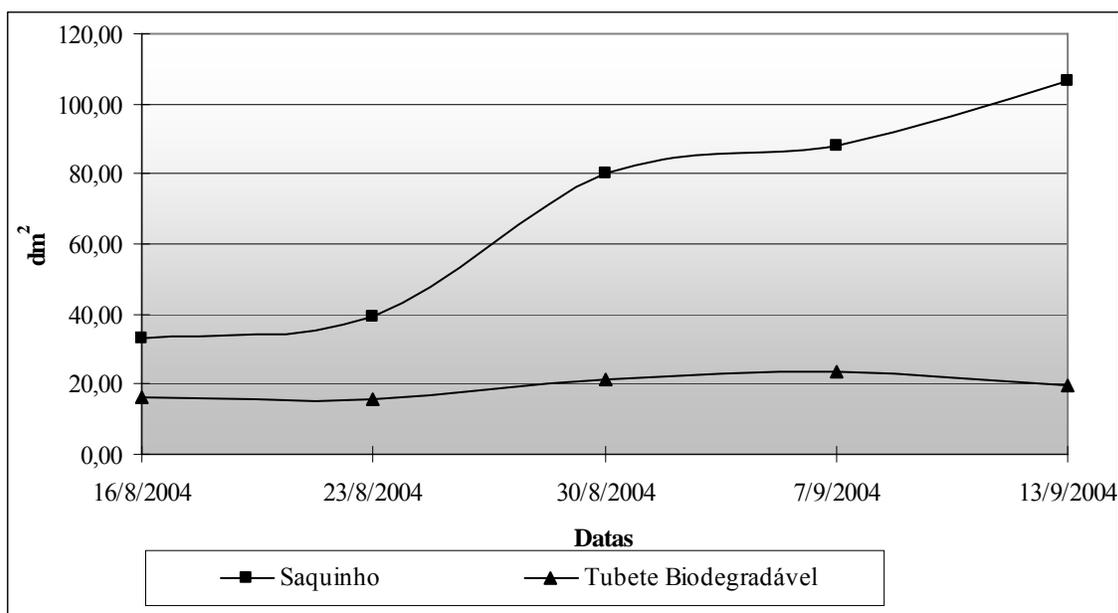


Figura 14 - Área foliar em decímetros quadrados (dm^2) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Desde o primeiro dia até o último de análise as mudas dos saquinhos plásticos dos blocos destrutivos apresentaram maior área foliar quando comparadas com as mudas dos tubetes. Ao final do experimento as plantas dos saquinhos tinham $86,80 \text{ dm}^2$ de área foliar a mais que as plantas dos tubetes. Também neste caso, o estresse causado nas mudas dos tubetes, pode ter gerado menor área foliar.

Segundo Taiz & Zeiger (2004), o estresse hídrico tem vários efeitos sobre o crescimento, um dos quais é a limitação da expansão foliar.

Tabela 11 - Área foliar em decímetros quadrado (dm²) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	16/08/04	23/08/04	30/08/04	07/09/04	13/09/04
Saquinhos plásticos	32,86 a	39,01 a	80,20 a	88,00 a	106,46 a
Tubetes biodegradáveis	16,00 b	15,60 b	21,18 b	23,34 b	19,66 b
DMS	3,81	7,73	10,91	11,63	17,62
Coef. Var.	21,36	38,75	29,42	28,57	38,20

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

4.3.2. Peso da massa seca (g) e distribuição da massa seca das partes da planta (DMS).

Observando as Figuras 15 e 16, nota-se que a quantidade de massa seca é bem maior nas folhas, seguida das raízes e por último nos caules, tanto para os tubetes biodegradáveis como para os saquinhos plásticos.

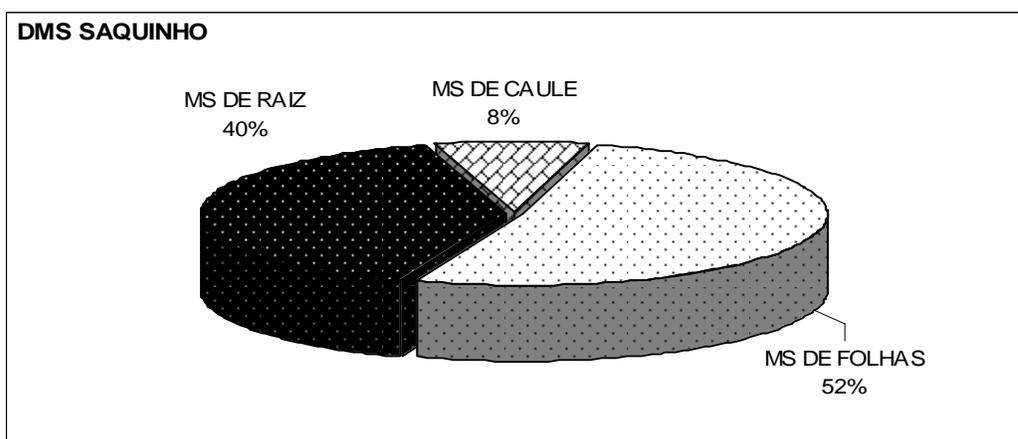


Figura 15 - Distribuição de massa seca das partes das plantas nos saquinhos plásticos.

As diferenças são pequenas nas plantas dos saquinhos plásticos onde houve uma menor distribuição de massa seca das folhas para as raízes, quando comparadas às mudas dos tubetes biodegradáveis, mas de uma forma geral, embora não tendo havido crescimento normal houve distribuição semelhante da massa seca nas plantas.

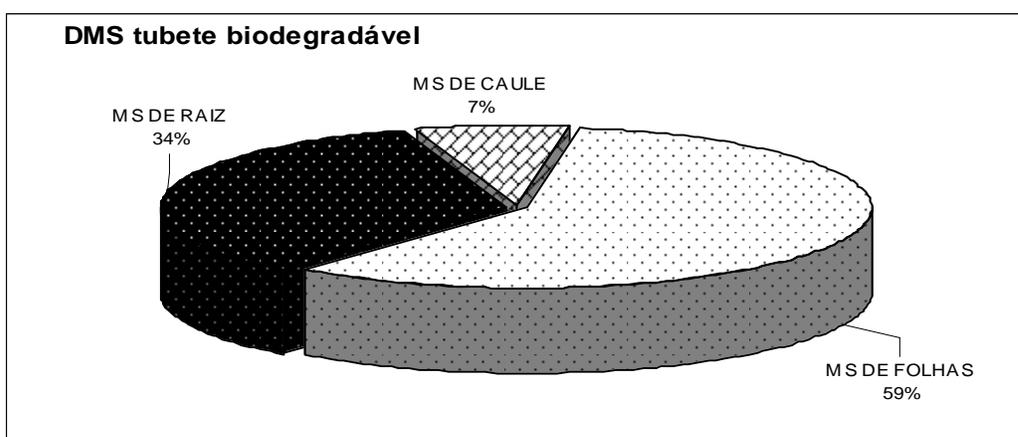


Figura 16 - Distribuição de massa seca das partes das plantas nos tubetes biodegradáveis.

A petúnia é uma planta que não possui órgãos de reserva, o que acontece na beterraba e na cenoura, onde as mesmas possuem raízes tuberosas, onde existe uma grande quantidade de amido e como consequência maior massa seca nas raízes.

Segundo Iatauro (2004) o sentido de translocação da massa seca é determinado pelos genes da planta, que por sua vez podem ser influenciados pelo ambiente.

Como as mudas utilizadas no experimento nos tubetes biodegradáveis e saquinhos plásticos foram da mesma espécie, sendo o experimento realizado de maneira a proporcionar as mesmas condições ambientais para as mudas dos dois tipos de recipientes utilizados. Embora pela constituição química dos tubetes biodegradáveis estes talvez tenham impedido que suas plantas translocassem com mais eficiência a massa para as raízes, pois se verificou que o tubete tinha teores relativamente altos de alguns minerais.

As raízes ao se aproximarem destes minerais poderiam estar sofrendo com esta alta concentração.

Iatauro (2004), ao estudar o mesmo tipo de tubete na produção de mudas de aroeira, cita que uma explicação plausível para tal fato poderia ser a formação de um gradiente de concentração dos minerais na parede externa formando uma película com alta concentrações dos minerais, onde ocorreu a evaporação da água provinda do substrato. O autor ainda afirma que dessa forma, quanto mais próximas às raízes da parede externa dos tubetes, mais estas sofreriam com as altas concentrações. Portanto, as plantas dos tubetes biodegradáveis estariam deixando de translocar mais compostos orgânicos para esta parte do vegetal, quando comparada às mudas dos saquinhos plásticos. Essa hipótese ficou prejudicada quando se compara com o teste do tubete biodegradável recoberto com folha de aluminite. Observou-se que em função da evaporação da água ocorrida nas paredes dos tubetes, que o substrato próximo às raízes das plantas dos tubetes provavelmente ficou mais seco, impedindo que as plantas destes recipientes absorvessem os nutrientes necessários para o bom desenvolvimento do vegetal. Com isso, as mudas dos tubetes praticamente não tiveram desenvolvimento. Como havia pouca raiz e água disponível, estas plantas tiveram maior dificuldade para se manterem vivas. Provavelmente as plantas dos tubetes deixaram de exportar compostos fotossintéticos para este órgão na tentativa de restabelecer outras partes vitais destas plantas. Fato não observado nas mudas dos saquinhos plásticos.

Para alguns vegetais a quantidade de massa seca presente nos vegetais geralmente é maior nas folhas, uma vez que a planta fixa o carbono e o converte em sacarose. Segundo Kerbauy (2004), em todas as plantas, a maior parte do carbono fixado na fotossíntese é utilizada para a formação de carboidratos, principalmente sacarose e amido. Segundo Raven (1992), embora a glicose seja normalmente representada como um produto da fotossíntese nas equações resumidas, na realidade muito pouca glicose livre é gerada pelas folhas fotossintetizantes. O mesmo autor cita que a maior parte do carbono fixado é convertida, preferencialmente, em sacarose, o principal açúcar de transporte das plantas, ou em amido, o principal carboidrato de reserva das plantas.

A petúnia acumulou mais massa seca nas folhas em função da fotossíntese decorrente no momento deste acúmulo. Segundo Raven (1992) à noite a sacarose é produzida a partir do amido para ser exportada da folha. O carbono derivado do amido parece ser transportado do cloroplasto para o citoplasma como glicose ao invés de triose-fosfato.

Segundo Kerbauy (2004) o destino do carbono nos tecidos fotossintéticos depende, portanto, do estágio do desenvolvimento foliar. Para Kerbauy (2004), folhas imaturas retêm grande parte dos fotoassimilados para a síntese de seus constituintes celulares, podendo inclusive importar fotoassimilados de outras partes das plantas.

As folhas das petúnias muito provavelmente ao sofrerem com o estresse hídrico deixaram de exportar os fotoassimilados para outras partes da planta, tentando restabelecer os seus constituintes celulares ficando as raízes com menos massa seca.

Tabela 12 - Massa seca da raiz (MSR) em gramas (g) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	17/08/04	24/08/04	31/08/04	08/09/04	14/09/04
Saquinhos plásticos	0,12 a	0,13 a	0,15 a	0,21 a	0,23 a
Tubetes biodegradáveis	0,04 b	0,09 a	0,045 b	0,01 b	0,02 b
DMS	0,07	0,06	0,04	0,03	0,04
Coef. Var.	119,79	81,77	56,73	41,47	45,81

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

Na Tabela 12 observa-se que os sacos plásticos produziram mudas com massa seca radicular estatisticamente superior as produzidas nos tubetes, exceto na segunda semana onde não foi observada esta diferença. Com relação à massa seca da folha (Tabela 13), todas as avaliações mostram diferença significativa entre as plantas analisadas, sendo que mudas produzidas no saco plástico foram superiores estatisticamente.

Tabela 13 - Massa seca da folha (MSF) em gramas (g) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	17/08/04	24/08/04	31/08/04	08/09/04	14/09/04
Saquinhos plásticos	0,08 a	0,12 a	0,27 a	0,29 a	0,33 a
Tubetes biodegradáveis	0,04 b	0,06 b	0,09 b	0,10 b	0,08 b
DMS	0,01	0,02	0,09	0,04	0,05
Coef. Var.	26,55	37,95	68,65	31,94	35,05

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

Mas a Tabela 12 mostrou que houve uma recuperação de crescimento do sistema radicular das plantas dos tubetes na segunda semana de análise, já que as mesmas sofreram muito com o transplante e com o déficit hídrico e tiveram que se reconstituir. De acordo com a Tabela 10 ocorreu diferença entre as medidas das raízes. Na Tabela 12, observa-se que não houve diferença entre a massa seca das plantas dos tubetes com a do saquinho na segunda semana analisada. Segundo Benincasa (1986) a distribuição da massa seca permite inferir num processo fisiológico muito pouco estudado que é a translocação orgânica. Para o autor a análise deste parâmetro facilita bastante a compreensão do comportamento do vegetal em termos de produtividade.

Tabela 14 - Massa seca do caule (MSC) em gramas (g) das plantas de blocos destrutivos dos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis.

Dias	17/08/04	24/08/04	31/08/04	08/09/04	14/09/04
Saquinhos plásticos	0,0052 a	0,0154 a	0,0253 a	0,0598 a	0,0710 a
Tubetes biodegradáveis	0,0027 a	0,0031 b	0,0101 b	0,0161 b	0,0017 b
DMS	0,0047	0,0044	0,0043	0,0137	0,0134
Coef. Var.	162,1825	64,2613	32,8361	49,4427	41,2690

Obs: Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de significância.

Para a massa seca dos caules (Tabela 14) com exceção da primeira data de análise, todos os dias apresentaram diferença significativa, entre as plantas estudadas, sendo que as mudas dos tubetes apresentaram menores massas secas de caule, havendo ao final do experimento 0,0693 gramas de diferença entre as plantas analisadas. Nas tabelas 12, 13 e 14, no coeficiente de variação, observou-se alguns valores mais altos. Esta variação pode estar relacionada ao não desenvolvimento a contento de uma única parcela sorteada para a realização das análises, refletindo assim neste alto valor.

Através do gráfico da distribuição de massa seca (Figura 17) verifica-se que as mudas dos sacos plásticos possuem maior massa nas folhas, porém é importante salientar que este valor não deve ser confundido com razão de peso de folha, que apresenta valores inversos. O valor de massa de folha maior pode ser explicado pelo maior número de órgão formados nas mudas dos sacos plásticos, enquanto quer nas mudas dos tubetes as folhas apenas ganharam peso e não aumentaram em número.

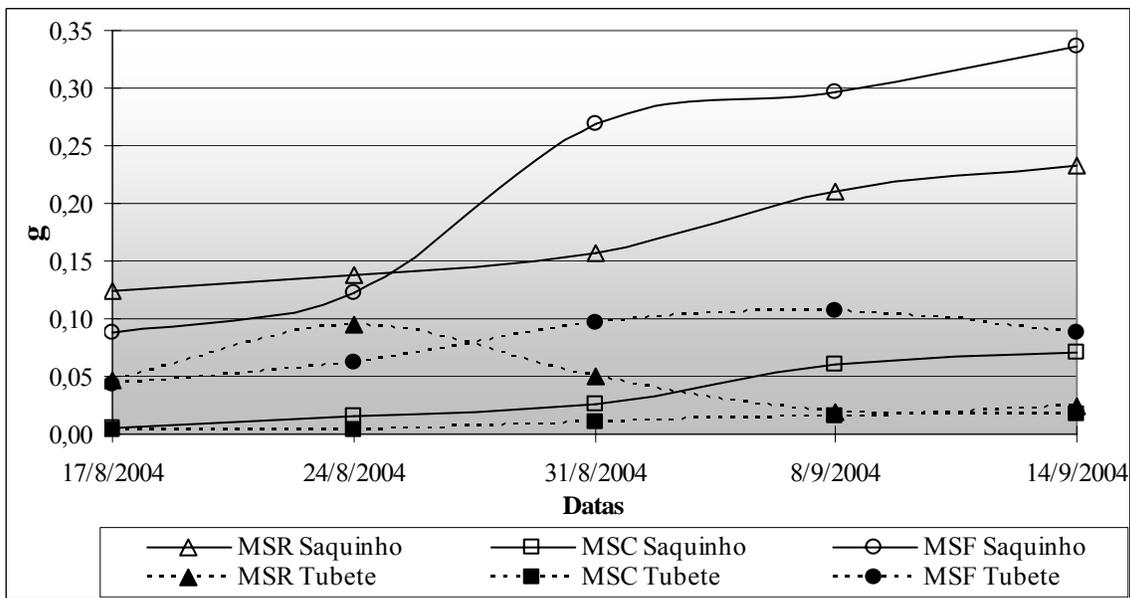


Figura 17 - Distribuição de massa seca das partes das plantas nos saquinhos plásticos e dos tubetes biodegradáveis.

Na Figura 17 a massa seca das folhas das mudas no saquinho é bem maior que a massa seca das mudas dos tubetes biodegradáveis.

Nota-se ainda Figura 17, um crescente e maior aumento de massa seca nas folhas das mudas dos saquinhos plásticos quando comparadas as dos tubetes biodegradáveis, o que representa que houve um aumento do número de órgão aéreo das plantas, notadamente após o plantio, este fato explica-se em função das mudas dos sacos terem tido mais acesso a a água durante o experimento. A partir da terceira semana do transplante foi observado na Tabela 12 que houve uma redução da massa seca das raízes das mudas transplantadas nos tubetes biodegradáveis. O que pode refletir a translocação de nutrientes desse órgão para outras partes da planta na tentativa das mesmas restabelecer um funcionamento de outros órgãos vitais para as mudas como, por exemplo, as folhas e caule. Segundo Taiz & Zeiger (2004) a parte aérea da planta continuará crescendo até que a absorção de água pelas raízes torne-se limitante; inversamente as raízes crescerão até que sua demanda por fotossintatos da parte aérea iguale-se ao suprimento.

4.4 Análises de crescimento

4.4.1. Taxa de crescimento absoluto

Com base nas características morfológicas das mudas foi realizada a análise clássica de crescimento.

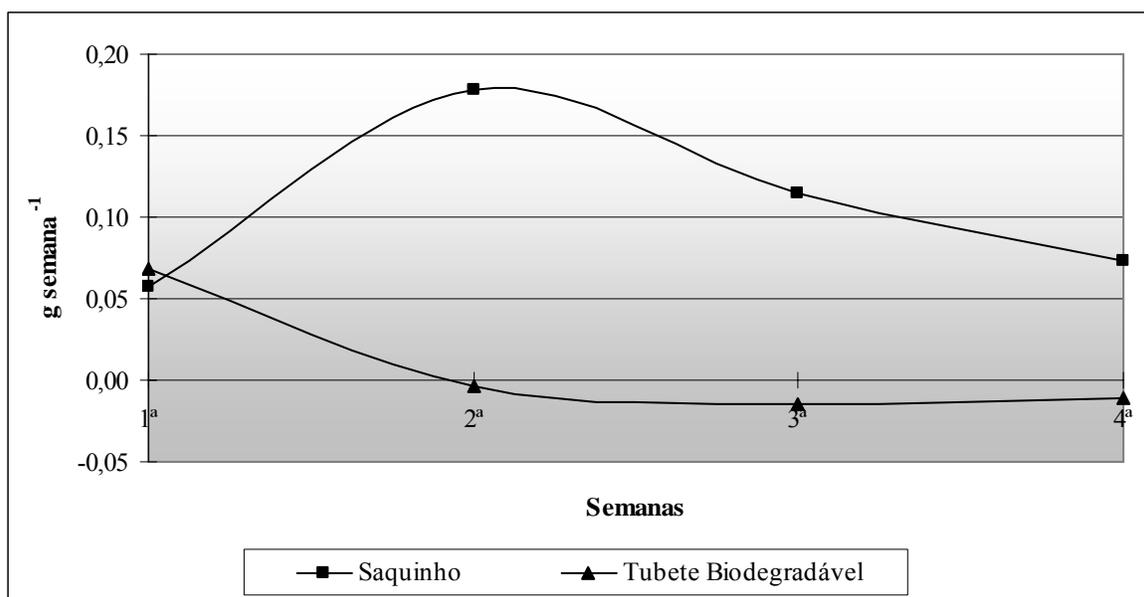


Figura 18 - Médias das taxas de crescimento absoluto das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das quatro semanas após o transplante.

Segundo Benincasa (2003), a taxa de crescimento absoluto é a variação ou o incremento de massa seca entre duas amostragens, estabelecendo a velocidade média de crescimento da planta ao longo do período de observação. Neste experimento foi medida a taxa de crescimento absoluto a cada semana. A Figura 18 mostra a velocidade de crescimento das mudas ao longo das cinco semanas, do transplante até a fase final, sendo que na primeira semana após o transplante a taxa de crescimento das plantas dos tubetes biodegradáveis e dos saquinhos plásticos foram quase iguais, com um valor um pouco abaixo para as mudas dos saquinhos.

Verificou-se que as mudas plantadas nos saquinhos plásticos reagiram melhor ao transplante quando comparadas as dos tubetes biodegradáveis, Figura 19. Esta diferença é observada nitidamente a partir da segunda semana após o transplante, onde a taxa de crescimento das mudas nos saquinhos plásticos foi positiva enquanto que as dos tubetes biodegradáveis negativa, permanecendo assim até o final do experimento, porém com uma diferença um pouco menor. Apesar da padronização na irrigação, muito provavelmente o estresse hídrico causado pela pouca água disponível no substrato das plantas dos tubetes e pela perda rápida pode ter interferido na taxa de crescimento.

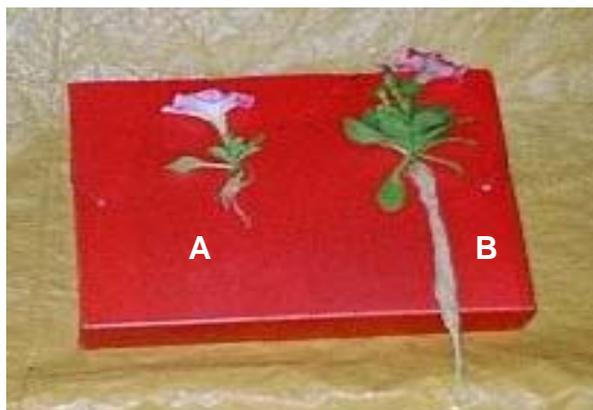


Figura 19 - Desenvolvimento das raízes de petúnia nos tubetes biodegradáveis (A) e saquinhos plásticos (B).

A explicação de que o estresse hídrico causado pelo pouco volume de substrato e a perda de umidade por evaporação tenham colaborado para um menor desenvolvimento das raízes das plantas que estavam nos tubetes tem base na explicação de Taiz e Zeiger (2004) de que a água se move através dos solos predominantemente por fluxo de massa, governado por um gradiente de pressão e a medida que as plantas absorvem água do solo, podem esgotar a água junto da superfície das raízes. Os mesmos autores afirmam que em solos secos o potencial hídrico (Ψ_w) pode cair abaixo do que se chama ponto de murcha permanente. Neste ponto o potencial hídrico do solo é tão baixo que as plantas não podem recuperar a pressão de turgor, mesmo que toda a perda de água por transpiração cesse.

Muito provavelmente o manejo da irrigação não tenha sido suficiente para o bom desenvolvimento das plantas dos tubetes biodegradáveis, uma vez que os tubetes perdiam água para o ambiente. As plantas, em função do manejo de irrigação entraram em estresse hídrico, resultando na baixa taxa de crescimento.

4.4.2. Taxa de crescimento relativo

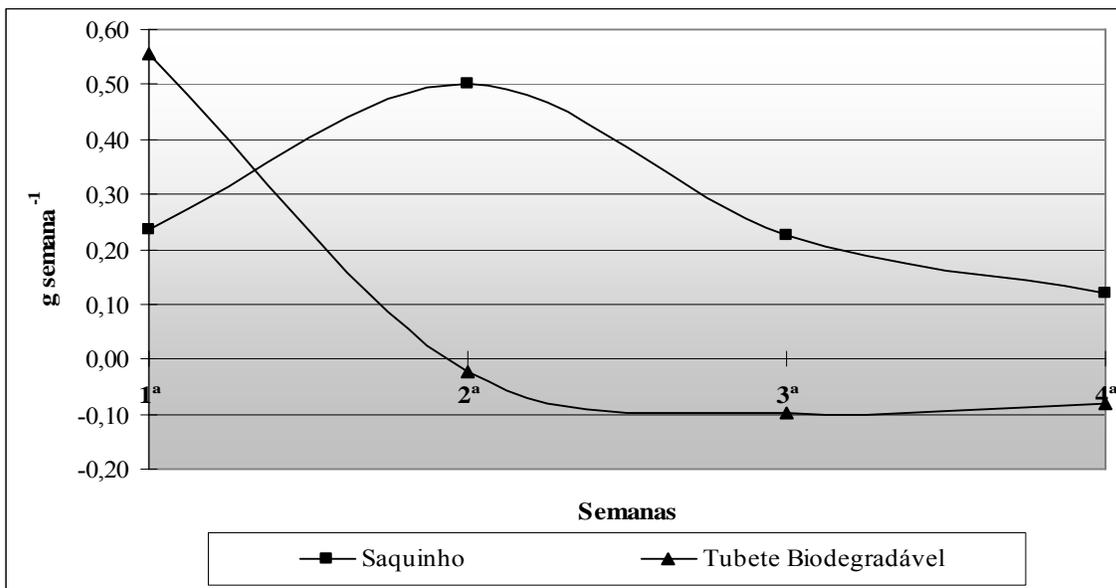


Figura 20 - Médias da taxa de crescimento relativo das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das quatro semanas após o transplante.

Os números observados nas Tabelas 12, 13 e 14, refletem o que foi analisado na Figura 20. Onde a taxa de crescimento relativo foi negativa a partir da segunda semana, para as plantas cultivadas nos tubetes.

Segundo Benincasa (1986) apud Iatauro (2004) a taxa de crescimento relativo é resultado da produção de massa seca a partir da já existente na planta e, para tal, é necessário que exista também um aumento da área foliar que resulta, no aumento da fotossíntese líquida.

Na Figura 20 pode-se observar uma menor taxa de crescimento relativo das mudas nos saquinhos plásticos no início do experimento. Fato também observado para taxa de assimilação líquida e razão de área foliar, já que estas três características estão relacionadas. Uma provável explicação para este resultado pode ter sido o manejo da irrigação. Na primeira semana, na estufa (A), a quantidade de água no substrato para as mudas dos saquinhos talvez não tenha sido suficiente para atender as necessidades das plantas. Resultando em menor crescimento relativo destas mudas. Isto pode ter ocorrido em função de problemas com a vazão de algum aspersor durante esta fase. Os saquinhos

sendo maiores precisavam de mais substrato e água para as raízes das plantas deste recipiente. A partir do momento que as plantas são transferidas para a estufa (B) onde o suprimento de água no substrato das plantas dos saquinhos foi normalizado, notou-se uma recuperação na taxa de crescimento destas mudas. Porém, como na estufa (B) não havia tela de sombreamento, provavelmente este fato tenha contribuído para aumentar a incidência solar sobre os tubetes, aumentando assim a evaporação da água na parede destes. Possivelmente a água de irrigação não tenha sido suficiente para suprir as necessidades das plantas dos tubetes na estufa (B). Estes tubetes perderam muita água para o ambiente (Figura 13), secando muito rápido gerando déficit hídrico no substrato, resultando em menor crescimento. O estresse hídrico também seria responsável pela menor área foliar e taxa de assimilação líquida, Figuras 14 e 21. Segundo Taiz & Zeiger (2004), o estresse hídrico moderado afeta, geralmente, a fotossíntese foliar e a condutância estomática. Os autores ainda descrevem que quando o déficit hídrico torna-se severo, a desidratação de células do mesófilo inibe a fotossíntese, o metabolismo do mesófilo é prejudicado e a eficiência do uso da água decresce.

4.4.3. Taxa de assimilação líquida

Na Figura 21 está representada a variação da taxa de assimilação líquida, em massa seca produzida (em gramas) por decímetro quadrado de área foliar, por unidade de tempo.

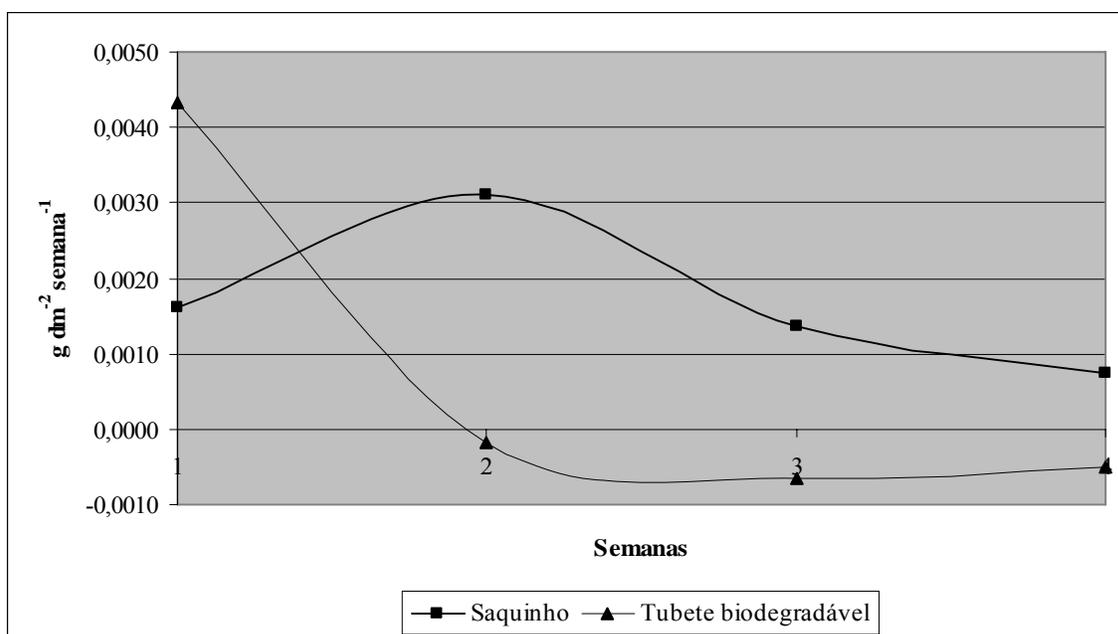


Figura 21 - Médias da taxa de assimilação líquida das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das quatro semanas após o transplante.

A Figura 21 mostra que a taxa de assimilação líquida das mudas nos saquinhos foi sempre positiva quando comparada às plantas dos tubetes biodegradáveis. Os tubetes biodegradáveis tiveram uma fotossíntese positiva somente na primeira semana após o transplante. A partir da segunda semana a fotossíntese mostra-se negativa e de menor valor quando comparada as mudas dos saquinhos plásticos. Portanto, o material sintetizado durante a fotossíntese das plantas nos tubetes biodegradáveis não foi suficiente para suprir as necessidades biológicas das plantas.

Verificou-se uma crescente taxa de assimilação das plantas transplantadas para os saquinhos plásticos, nas duas primeiras semanas, nas demais houve uma pequena queda na taxa de assimilação. A Figura 21 mostra que as mudas dos saquinhos tiveram uma maior

taxa de assimilação líquida, o que confirma o maior aumento observado nas Figuras 14 e 21. As mudas dos tubetes biodegradáveis permanecem só respirando a partir da segunda semana de análise.

Iatauro (2004) ao estudar tubetes biodegradáveis e tubetes plásticos na produção de aroeira, observou maior oscilação na taxa de assimilação líquida nas mudas dos tubetes biodegradáveis, comparadas aos tubetes de plástico. Segundo o autor o padrão das taxas de crescimento deveria ser o mesmo, mas em seu experimento observou-se uma influência da razão de área foliar.

4.4.4. Razão de área foliar

Na Figura 22 está representada a área foliar, em decímetro quadrado, que está sendo utilizada para produzir um grama de massa seca, considerada a área foliar útil.

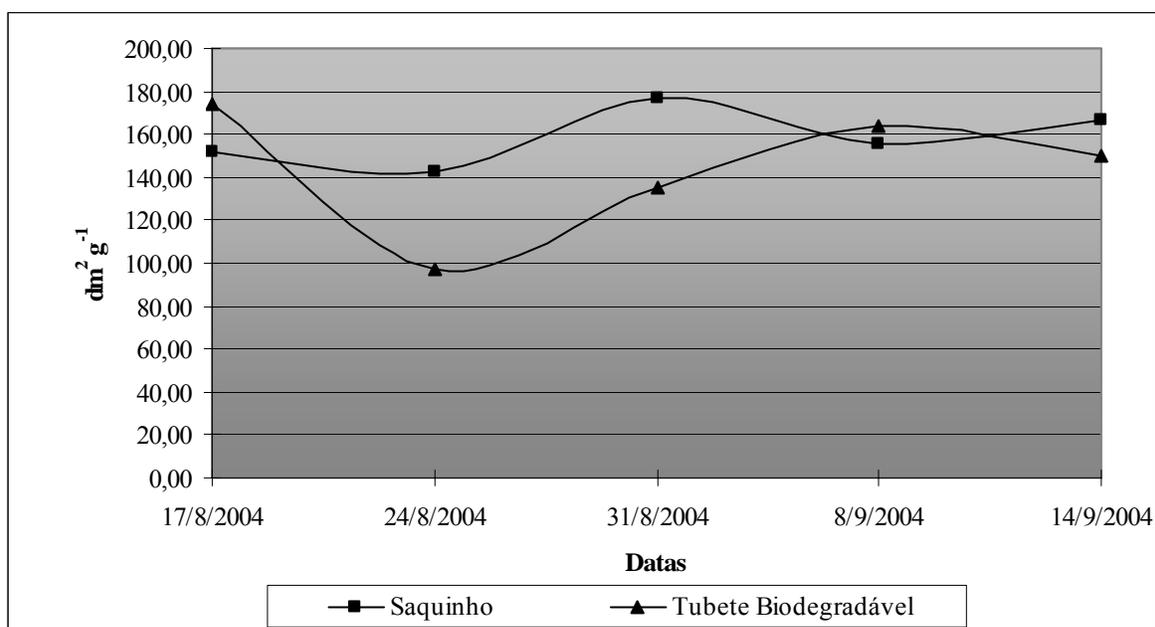


Figura 22 - Média da razão de área foliar das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante.

A mesma Figura 22 aponta que imediatamente após o transplante as plantas dos dois recipientes sofreram uma diminuição na razão de área foliar, fato este explicado pela translocação de nutrientes da parte aérea das mudas para o sistema radicular, objetivando a restituição dos pêlos radiculares, órgãos responsáveis pela absorção de nutrientes, que foram danificados, ou, mesmo destruídos no ato do transplante ou pelo estresse hídrico causado pelo manejo da irrigação. A mesma Figura 22 mostra que a partir da segunda semana, as mudas acondicionadas nos saquinhos plásticos restabeleceram o crescimento mais facilmente, pois foi necessária uma menor translocação de nutrientes verificado no aumento da razão de área foliar. Nas semanas seguintes observa-se uma pequena oscilação entre as mudas dos diferentes recipientes. Este acontecimento dificilmente pode ser explicado pela análise de crescimento, pois além dos fatores ambientais, existem as variantes genética, ambientais e fisiológica das plantas que são de extrema importância em seu desenvolvimento. Taiz & Zeiger (2004) afirmam que o estresse osmótico altera a expressão gênica. Na primeira semana do experimento a razão de área foliar das mudas dos tubetes biodegradáveis foi maior que as do saquinho plástico, sendo que o mesmo aconteceu na quarta semana do experimento, porém estes valores mostraram-se muito próximos. Nas demais semanas as mudas transplantadas no saquinho plástico sempre tiveram uma maior razão de área foliar, não sofrendo grandes alterações ao final do experimento.

Iatauro (2004) ao comparar mudas produzidas em tubetes biodegradáveis e tubetes plásticos, notou que as mudas plantadas nos tubetes biodegradáveis obtiveram uma razão e área foliar menor que as plantas dos tubetes plásticos. O autor cita que a razão de área foliar só fez aumentar os valores de crescimento relativos das mudas dos tubetes biodegradáveis quando seus valores aproximaram-se aos das mudas dos tubetes de plástico, o que caracterizou aumento de peso das mudas dos tubetes biodegradáveis por semana.

4.4.5. Área foliar específica

A Figura 23 mostra que a área foliar específica das mudas dos saquinhos plásticos foi maior que a das mudas dos tubetes. A área foliar específica expressa o componente morfo-anatômico da razão de área foliar, porque relaciona a superfície com a massa seca da própria folha. Portanto, a maior área foliar específica, contribui para maior razão de área foliar, o que resultou para o aumento da taxa de crescimento relativo nas mudas dos saquinhos, quando comparadas as mudas dos tubetes. Segundo, Taiz & Zeiger (2004) afirmam que plantas estressadas pela falta de água, limitam a capacidade de crescimento da folha após a exposição a esse estresse.

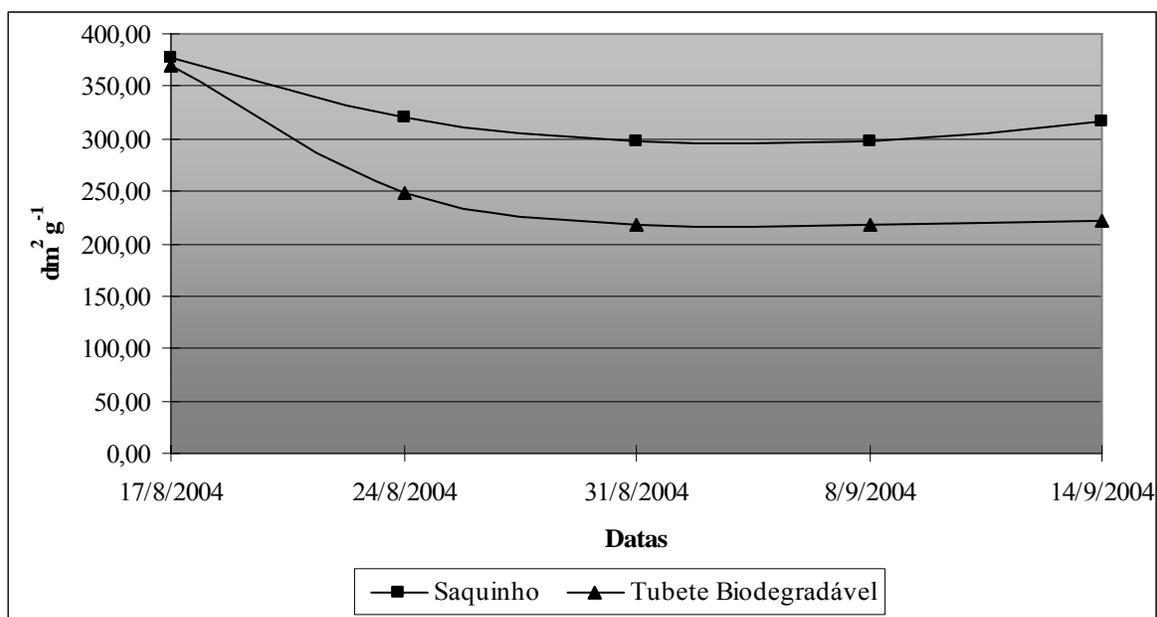


Figura 23 - Médias da área foliar específica das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante.

Iatauro (2004) afirma que os valores de área foliar específica das mudas dos tubetes biodegradáveis foram inferiores aos valores das mudas dos sacos plásticos. Segundo Benincasa (1986) apud Iatauro (2004) a área foliar específica é componente da razão de

área de foliar, assim como razão de peso de folha, portanto estas três características estão relacionadas.

4.4.6. Razão de peso de folha

A razão de peso da folha (Figura 24) mostra que nas mudas dos tubetes biodegradáveis houve pouca translocação da massa seca produzida nas folhas através do processo fotossintético, para os outros órgãos da planta, nas duas últimas semanas. Segundo Taiz & Zeiger (2004) o estresse hídrico diminui a quantidade de fotossintatos exportados das folhas.

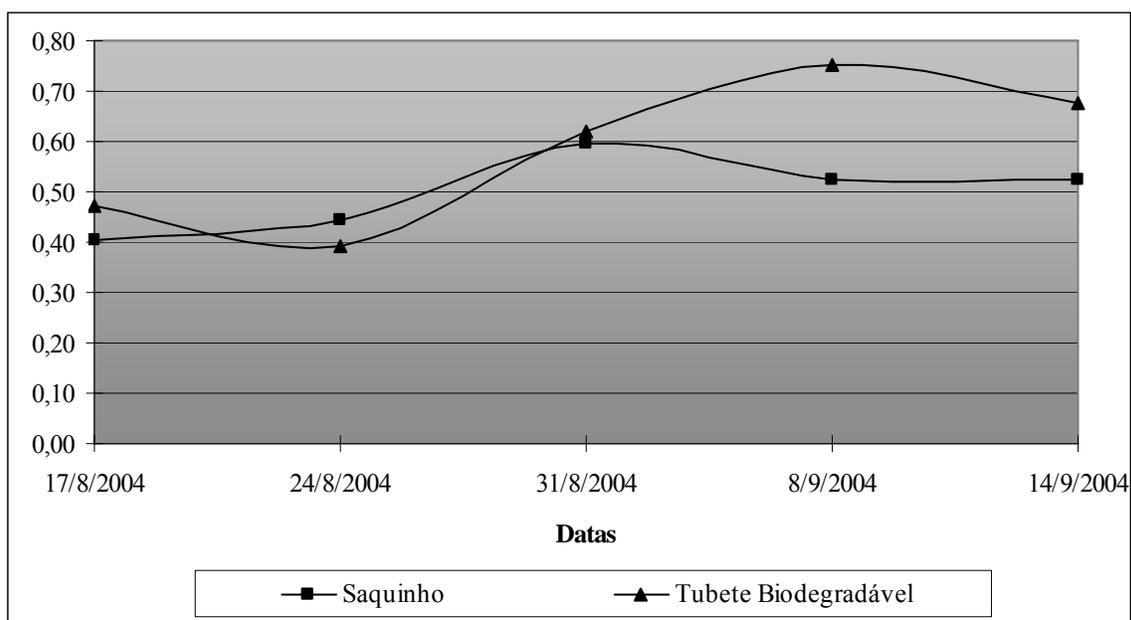


Figura 24 - Médias da razão peso de folha das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante.

Segundo Benincasa (1986) apud Iatauro (2004) a razão de peso de folha expressa a quantidade de massa seca produzida pelas folhas e não exportadas para o restante da planta. Iatauro (2004) ao comparar mudas de aroeira produzidas em tubetes biodegradáveis e tubetes plásticos, notou que nas mudas dos tubetes biodegradáveis houve concentração de massa seca produzida nas folhas, aumentando o número de órgãos foliares. No caso deste

autor, talvez a composição química dos tubetes biodegradáveis tenha impedido que as plantas translocassem com mais eficiência a massa seca para as raízes, pois se verificou que alguns minerais apresentaram teores relativamente altos nos tubetes biodegradáveis. Estes minerais poderiam estar formando uma película com estes minerais na parede dos tubetes biodegradáveis, prejudicando o desenvolvimento das raízes mais próximas da parede externa dos tubetes, ficando assim as folhas com mais massa.

4.4.7. Peso específico de folha

Os resultados de peso específico de folha, Figura 25, demonstraram que as folhas das mudas mantidas nos saquinhos plásticos são menos espessas e mais largas quando comparadas com as folhas das mudas mantidas nos tubetes biodegradáveis.

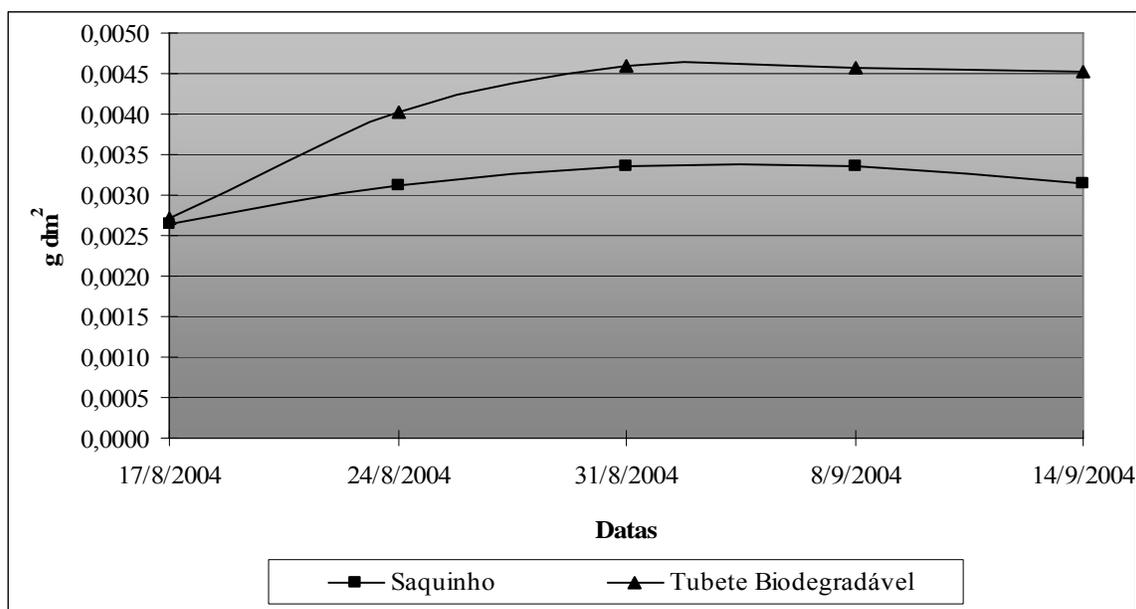


Figura 25 - Médias do peso específico de folha das mudas nos saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis, ao longo das cinco semanas após o transplante.

Uma menor expansão da lâmina foliar e com maior investimento no crescimento da espessura do mesófilo pode ser considerado uma estratégia para tolerar a falta de água, reduzindo a transpiração, numa tentativa de manter a atividade fotossintética por unidade de área. Iatauro (2004) cita que o peso específico da folha é influenciado pela sua espessura.

Iatauro (2004), ao estudar mudas de aroeira produzidas em tubetes plásticos e tubetes biodegradáveis notou que houve uma gradativa redução na espessura das folhas das mudas dos tubetes biodegradáveis, com um crescente aumento da massa seca nas folhas das plantas dos mesmos tubetes, justificado pelo fato da taxa de assimilação líquida ser positiva, isto representa que houve aumento do número de órgãos aéreos das plantas dos tubetes, notadamente após o plantio. Já para as mudas dos tubetes plásticos o autor cita que houve uma queda na massa seca das folhas logo na semana seguinte ao plantio, confirmando que houve translocação de nutrientes do caule para outros órgãos, principalmente para o sistema radicular.

Em conjunto, os resultados obtidos com a análise de crescimento demonstram que a partir da segunda semana a taxa de crescimento das plantas mantidas em tubetes biodegradáveis foi sempre negativa até o final do experimento devido à taxa de assimilação líquida, que também foi sempre negativa a partir da segunda semana. Isso demonstra que as plantas estavam apenas respirando. A taxa de assimilação líquida manteve-se baixa nas plantas mantidas no tubete biodegradável provavelmente devido ao fechamento estomático ocasionado pelo estresse hídrico a que foram submetidas, numa tentativa de sobreviver a essa condição.

Em condições de estresse ou pequenas alterações na disponibilidade de recursos do ambiente, espera-se que as plantas de certa maneira se ajustem a essa nova condição. Diferente da taxa de assimilação líquida, que sofreu alterações significativas, a razão da área foliar que reflete alterações nos componentes morfológicos e anatômicos da folha, não sofreu alterações significativas, demonstrando que as plantas mantidas nos tubetes biodegradáveis não apresentaram capacidade de se modificar para se ajustar à condição de cultivo que foram submetidas e manterem a taxa de crescimento positiva.

4.5. Análise energética e econômica

As Tabelas 15 e Tabela 16 resumem os custos de produção das mudas dos tubetes, comparadas com os sacos plásticos. O custo para se produzir 128 mudas de petúnia do início até a fase final do experimento foi de R\$ 111,98 para as plantas nos tubetes biodegradáveis. Já para os saquinhos, o custo foi de R\$ 156,86. Foi adicionado 10,16 % de perda ao valor dos tubetes ao final da análise de custos, uma vez que morreram 13 mudas.

A produção das mudas dos saquinhos plásticos mostrou-se mais custosa que a dos tubetes biodegradáveis, principalmente em função do valor da mão de obra, R\$ 39,36 para as mudas dos saquinhos e R\$ 10,18 para as plantas dos tubetes.

Observou-se este valor em função do tempo de enchimento que foi de 20 minutos/pessoa para os tubetes e de 7 horas para os saquinhos plásticos. O valor da mão-de-obra para enchimento dos saquinhos poderia ser reduzido com um homem bem treinado, o que mudaria os resultados.

Tabela 15 - Custo de produção de mudas de petúnia, a partir da fase de transplante das mudas nos tubetes biodegradáveis, até a fase final do experimento (Expressos em reais).

ITENS	UNIDADE	R\$	QUANTIDADE	VALOR (128 mudas)	VALOR (1000 mudas)	PARTICIPAÇÃO %
MATERIAIS				90,37	706,01	88,89
Substrato	g	0,0003	13	0,56	4,37	
		40				
Irrigação*	m ³	1,43	1,49	2,13	16,64	
Tubete biodegradável	unidade	0,10	128	12,80	100,00	
Bandeja de polietileno	unidade	12,00	4	48,00	375,00	
Mudas	unidade	0,21	128	26,88	210,00	
MÃO-DE-OBRA				10,18	79,53	10,01
TUBETES						
Enchimento dos tubetes	HD	35,00	0,041	1,44	11,25	
Transplante de mudas	HD	35,00	0,125	4,37	34,14	
Outros	HD	35,00	0,125	4,37	34,14	
DEPRECIÇÃO DA ESTUFA**	m ²	43,99	0,960	0,92	7,18	0,90
OUTRAS DESPESAS				0,19	1,48	0,18
Energia (irrigação)***	Kw/h	0,34	60	0,19	1,48	
****Total				111,98	874,89	100,00

*Quantidade de água utilizada na área (0,96 m²) para irrigação dos 128 tubetes ao longo dos 40 dias do experimento.

**Depreciação calculada para a área de 0,96 m² utilizada nos 40 dias do experimento.

***Energia(irrigação) gasta para a área de 0,96m² utilizada nos 40 dias do experimento.

****Custo levando-se em consideração os 10,16 % de perda ocorrida com as mudas dos tubetes.

Outro fator muito importante observado foi o gasto com a irrigação. A estufa gastou 155,52 m³ de água para os 40 dias do experimento representando R\$ 222,39. A área total ocupada pelas bandejas dos tubetes foi de 0,96 m², consumindo 1,49 m³ de água, totalizando R\$ 2,13. Porém esta área irrigada não foi toda aproveitada no experimento já que as mudas precisavam de espaço para crescer.

Tabela 16 - Custo de produção de mudas de petúnia, a partir da fase de transplante das mudas nos saquinhos plásticos, até a fase final do experimento (Expressos em reais).

ITENS	UNIDADE	R\$	QUANTIDADE	VALOR (128 mudas)	VALOR (1000 mudas)	PARTICIPAÇÃO %
MATERIAIS				116,39	909,29	74,19
Substrato	g	0,00034	110,92	4,82	37,65	
Irrigação*	m ³	1,43	1,49	2,13	16,64	
Saquinho	unidade	0,02	128	2,56	20,00	
Bandeja de polietileno	unidade	10,00	8	80,00	625,00	
Mudas	unidade	0,21	128	26,88	210,00	
MÃO-DE-OBRA				39,36	307,49	25,09
Enchimento dos saquinhos	HD	35,00	0,875	30,62	239,21	
Transplante de mudas	HD	35,00	0,1250	4,37	34,14	
Outros	HD	35,00	0,1250	4,37	34,14	
DEPRECIÇÃO DA ESTUFA**	m ²	43,99	0,960	0,92	7,18	0,58
OUTRAS DESPESAS				0,19	1,48	0,12
Energia (irrigação)***	Kw/h	0,34	60	0,19	1,48	
Total				156,86	1225,46	100,00

*Quantidade de água utilizada na área (0,96 m²) para irrigação dos 128 saquinhos ao longo dos 40 dias do experimento.

**Depreciação calculada para a área de 0,96 m² utilizada nos 40 dias do experimento.

***Energia (irrigação) gasta para a área de 0,96m² utilizada nos 40 dias do experimento.

Nas tabelas 15 e 16, levou-se em conta o valor da água gasta com a irrigação na área ocupada pelos sistemas dos saquinhos e dos tubetes nos 40 dias do experimento. Tanto a produção de mudas dos saquinhos como a dos tubetes ocuparam a mesma área, portanto o gasto com a irrigação e com a energia da irrigação foram os mesmos.

Os gastos com o substrato foram de R\$ 0,56 e R\$ 4,82 para as mudas dos tubetes biodegradáveis e dos saquinhos, respectivamente. Como os saquinhos eram maiores conseqüentemente consumiram mais substrato que os tubetes. O gasto com o substrato dos saquinhos foi R\$ 4,26 mais caro que o substrato para os tubetes. O tempo de transplante foi igual para saquinhos e tubetes, de 60 minutos/homem respectivamente, portanto sem muita interferência no custo. O custo fornecido de produção do tubete biodegradável foi R\$ 0,10 e de cada saquinho R\$ 0,02.

O custo de uma bandeja contendo 512 mudas foi de R\$ 110,00. O valor da mão de obra foi fixado em R\$ 35,00 para um homem/dia (H/D). Em “Outros” levou-se em consideração que se perde o trabalho de um homem dia com outras atividades além da produção, calculados para ambos recipientes.

O preço da estufa foi fornecido pela empresa Geoplanta de Monte Mor-SP, sendo fixado em R\$ 4.398,90 para a confecção dos seus 100,00 m², levando em consideração o gasto com mão de obra, materiais, alimentação, frete, etc. A área total do experimento ocupou 1,92 m², o que resultou em R\$ 84,45 de depreciação no período de 5 anos. Portanto, a estufa depreciar-se em 20 % ao ano, perdendo em média R\$ 879,78 de seu valor, o que representou para área de 0,96 m² ocupada pelas bandejas dos tubetes R\$ 8,44 ao ano, porém como o experimento durou 40 dias o valor da depreciação foi de R\$ 0,92. As bandejas com saquinhos plásticos, levando em conta os mesmos parâmetros, apresentaram a mesma área, obtendo o mesmo valor com a depreciação.

As mesmas Tabelas mostram que o gasto energético não foi muito diferente, uma vez que o consumo do equipamento foi o mesmo para ambos recipientes, bem como o tempo de irrigação. Também o gasto com a depreciação foi o mesmo, já que as bandejas ocuparam a mesma área.

O custo final e cada muda no tubete foi de R\$ 0,87 e das mudas dos saquinhos de R\$ 1,22.

5 CONSIDERAÇÕES GERAIS

O menor crescimento das raízes nos tubetes biodegradáveis de deveu muito provavelmente ao manejo da irrigação. A baixa quantidade de água fez com que as raízes das mudas dos tubetes se desenvolvessem menos. O melhor enraizamento das mudas nos saquinhos provocou melhor desenvolvimento da parte aérea.

Existem no mercado diversos tipos de bandejas de poliestireno expandido, apresentando variações de 128; 200; 242; 284 e 288 células (Resende et. al ,2003). Segundo Filgueira (2003), entre os produtores de alface americana têm se observado preferência por bandejas de 200 células, embora existam produtores que utilizam as de 128 ou 288 células. Esta escolha entretanto é feita sem base científica. Outro fator importante na formação de mudas é a grande variação da idade de transplante das mudas, verificando-se de 17 até 35 dias após a sementeira. Yuri et al. (2002) apud Resende et al. (2003) informam ser este período de 20 a 30 dias, dependendo da época do ano.

Para Filgueira (2003) o transplante é a operação de retirar a muda e plantá-la no local definitivo. É considerado ponto ideal para o transplante da maioria das plantas olíferas a muda de 4-6 folhas definitivas e 10-15 cm de altura.

Para Abreu et al. (2002), muitos produtores e viveiristas do setor da produção de plantas em ambientes protegidos já comprovaram na prática as vantagens da formação das mudas em recipientes, relatando como vantagens as melhores condições fitossanitárias, menores índices de perda no campo após o transplante e aumento na produtividade.

Segundo Aluminos Componentes (2005) utiliza-se tubetes plásticos com tampas para o transporte de mudas. O autor confere diversas vantagens ao uso dos tubetes plásticos dentre as quais economia no espaço do viveiro, perfeita orientação e preservação do sistema radicular (principalmente dos sistemas pivotantes), manejo e transporte até o campo facilitado, enorme economia de substrato, maior sobrevivência nos primeiros estágios da planta, melhor aproveitamento de água e nutrientes dentro do viveiro, grande durabilidade e variedade de tamanhos e formas. Já Gonçalves & Benedetti (2000), descrevem as vantagens e desvantagens da produção e plantio de mudas de tubetes comparativamente às mudas de sacos plásticos. Dentre as vantagens os autores relatam que a qualidade do sistema radicular é melhor, por serem bem formados e não apresentarem enovelamentos em função das estrias longitudinais internas que direcionam o seu crescimento a maior produção de mudas por unidade de área, a facilidade de remoção e manuseio das mudas, permitindo tratamentos de irrigação e fertilização diferenciados por classes de crescimento e a maior facilidade e rapidez de distribuição e plantio das mudas. Outra vantagem argumentada pelos autores seria que o uso do tubete permite elevar o grau de mecanização, reduzir o número e intensidade de atividades do viveiro, resultando em considerável aumento dos rendimentos operacionais, minimizando custos. Os autores ainda escrevem que os substratos usados têm base orgânica, obtidos, muitas vezes, da decomposição de resíduos industriais e urbanos. Além disto são mais leves, facilitando o manuseio e melhorando as condições de trabalho por não produzirem barro e gerar pouca poeira. Entre as desvantagens os autores citam o maior investimento inicial em materiais e equipamentos para produção de mudas em tubetes, maior frequência de irrigação devido à pequena quantidade de substratos, o que resulta numa maior demanda de irrigação das mudas pós-plantios no campo quando comparadas as mudas produzidas em sacos plásticos e maior propabilidade de efeito salino dos fertilizantes nos tubetes. Para Gomes et al. (2003), uma desvantagem da produção de mudas em recipientes de paredes lisas é que os mesmos provocam o enovelamento do sistema radicular.

Na segunda semana observou-se a formação de fungos na parede dos tubetes que foram caracterizados como agente de decomposição de matéria orgânica do tipo *Penicillium*.

As mudas dos tubetes floresceram bem menos quando comparadas as dos saquinhos plásticos, Figura 26. Nenhuma metodologia específica foi utilizada para determinar a quantidade de flores presentes em cada bloco de plantas, apenas notou-se maior quantidade de flores nas mudas dos saquinhos. Muito provavelmente a baixa floração das mudas dos tubetes pode estar relacionada ao baixo desenvolvimento das raízes. Segundo, Kerbauy (2004), as raízes podem produzir promotores florais, como citocininas e giberilinas.

No final do experimento foram plantadas no campo 15 mudas dos tubetes e saquinhos plásticos. O plantio foi realizado para simular o comportamento das mudas no dia a dia no campo. Após o plantio e passados 15 dias, tanto as mudas dos tubetes biodegradáveis, quanto dos saquinhos plásticos, apresentaram sobrevivência total. Durante a fase final das mudas no campo, notou-se uma sensível redução do vigor das mudas que estavam plantadas nos tubetes biodegradáveis. Este diferença também foi observada, com maior evidência na fase de estufa, onde as plantas dos tubetes biodegradáveis permaneceram até o final do experimento, com um vigor bem menor quando comparado às plantas transplantadas nos saquinhos plásticos.

Os tubetes quando envoltos com a folha aluminite permitiram o crescimento das raízes das plantas. E as raízes chegaram a atravessar a parede dos mesmos, mostrando que as raízes podem ter se desenvolvido até as paredes dos tubetes e depois parado de crescer por ação da luz. Esse comportamento poderia ser controlado com manejo adequado.



Figura 26 - Aspecto geral das mudas de petúnia em tubetes e saquinhos plásticos (A) e (B).

Novas pesquisas devem ser realizadas levando em consideração o formato e composição destes tubetes biodegradáveis para que seja possível manter maior quantidade de água dentro destes recipientes, já que estes perdem mais água para o ambiente que os saquinhos plásticos que são impermeáveis. Os tubetes perdendo água para o ambiente com maior facilidade que os saquinhos, geram um déficit hídrico no substrato. Com isso as radículas das mudas transplantadas nos tubetes sofrem bem mais, dificultando o bom desenvolvimento das plântulas dos tubetes. Os tubetes devem ser mais impermeáveis. Nas mudas dos saquinhos plásticos as raízes tiveram uma maior superfície de contato com água de irrigação, permanecendo assim com mais água ao longo dos turnos de rega, devido principalmente, a maior área de abertura dos saquinhos, volume e também por serem impermeáveis. Esses resultados não inviabilizam o uso do tubete biodegradável, apenas mostram que para sua utilização faz-se necessário o manejo adequado do sistema de irrigação. Portanto, o manejo da irrigação deve ser alterado em novas pesquisas.

A busca por novos recipientes recicláveis e a agricultura orgânica pode ser o alvo de mercado para este produto. Diversas pesquisas devem ser feitas com a finalidade de comprovar a utilidade deste novo material que é livre de compostos derivados de petróleo e ecologicamente correto. Outra importância é que estes reciclam resíduos em sua confecção que outrora eram despejados no lixo.

As análises utilizadas para avaliar as mudas dos tubetes biodegradáveis na produção de petúnia mostraram que o sistema radicular destas mudas não se desenvolveu a contento, este menor crescimento das raízes nos tubetes biodegradáveis, se deve muito provavelmente ao manejo da irrigação. A baixa quantidade de água fez com que as raízes das mudas dos tubetes se desenvolvessem menos, prejudicando todo o desenvolvimento e qualidade das plântulas deste recipiente. O melhor enraizamento das mudas nos saquinhos provocou superior desenvolvimento da parte aérea.

A passagem da luz através dos tubetes é outro fator que pode estar ligado à pequena velocidade de crescimento das raízes das mudas. Quando envolvidos por uma folha de aluminite, as raízes podem ter ficado isoladas da luz, ocorrendo um maior desenvolvimento das mesmas. Como o tubete é biodegradável as raízes das mudas puderam atravessar suas paredes sem nenhum estresse. Esse teste possibilitou comprovar o efeito inibidor da luz sobre o desenvolvimento das raízes.

O custo operacional de produção da pesquisa mostrou vantagens em se utilizar os tubetes biodegradáveis. Entre os fatores favoráveis, cita-se:

1)A redução do valor da mão de obra. O custo deste valor representou 10,01% para as mudas em tubetes, já nos saquinhos este valor sobe para 25,09 % do custo da produção. A redução do custo da mão de obra pode tornar o viveiro mais competitivo.

2)A redução na quantidade de substrato nos tubetes biodegradáveis, resultando em economia e otimização de insumos de produção. Um tubete precisa de 13 gramas, já um saquinho de 110,92.

3)Otimizando a mão de obra e tomando o cuidado para perder menos mudas pode-se fazer muito mais mudas por mês nos tubetes biodegradáveis. Na utilização de tubetes biodegradáveis o tempo para enchimento dos mesmos é de 20 minutos. Tempo bem menor comparado com as 7 horas dos sacos plásticos. Lembrando que um homem melhor treinado pode diminuir este tempo de enchimento e do transplante dos mesmos.

4)A produção de mudas em tubetes além de ser mais barata e de fácil manuseio, não degrada o meio ambiente. Os sacos plásticos por sua vez acabam poluindo mais a natureza e também acabam por dar mais trabalho ao produtor e aumenta em muito o gasto com a mão de obra para a sua produção.

O gasto energético mostrou-se ser o mesmo R\$ 0,19, para os recipientes utilizados já que foi usado o mesmo sistema de irrigação, sendo que a área utilizada para cada experimento foi a mesma.

6 CONCLUSÕES

Nas condições em foi desenvolvido o experimento com as mudas transplantadas para os tubetes biodegradáveis e saquinhos plásticos foi possível concluir que:

1) Apesar do custo de produção ser mais baixo, a qualidade das mudas produzidas em tubetes biodegradáveis não foi adequada, provavelmente porque o déficit hídrico ocorreu por inadequação do programa de irrigação.

2) O sistema radicular das mudas produzidas nos tubetes foi bem menor e menos desenvolvido que as mudas dos sacos plásticos. O comprimento das raízes das mudas dos saquinhos plásticos foi de 202,65 mm, maior que o comprimento das raízes das plantas cultivadas nos tubetes biodegradáveis que ao final do experimento foi de 49,18 mm.

3) Tanto nos blocos destrutivos, como nos não destrutivos, observou-se a diferença de altura da parte aérea para as mudas em saquinhos plásticos e tubetes biodegradáveis ao final do experimento. Para as mudas dos blocos destrutivos a diferença foi de 47,30 mm a favor das mudas dos saquinhos. As mudas dos saquinhos dos blocos destrutivos mediram 106,32 mm enquanto que as dos tubetes 59,02 mm. Já para as mudas dos blocos não destrutivos a diferença foi de 75,22 mm para as mudas dos saquinhos plásticos. Nos blocos não destrutivos, as mudas dos saquinhos mediram 111,70 mm, sendo que as dos tubetes 36,48 mm.

4) A operação para a produção das mudas nos sacos plásticos mostrou-se mais custosa que as dos tubetes biodegradáveis, principalmente em função da mão de obra. Enquanto que as mudas de sacos plásticos tiveram um valor de mão de obra de R\$ 39,36, as dos tubetes foi de R\$ 10,18. Levando em consideração os 10,16% de perdas, as mudas dos tubetes foram R\$ 44,88 mais baratas.

5) A manipulação dos tubetes durante todos os processos de produção foi menos trabalhosa quando comparada com os sacos plásticos. Enquanto que para o enchimento dos tubetes demorou-se 20 minutos/pessoa, nos saquinhos este tempo foi de 7 horas.

6) As mudas dos tubetes biodegradáveis de uma forma geral não se desenvolveram bem em função do manejo dado a irrigação. O manejo da irrigação deve ser alterado em futuras pesquisas para que as mudas dos tubetes biodegradáveis possam se desenvolver a contento.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, M.F. ; ABREU, C.A. ; E BATAGLIA, O. C. Uso da análise química na avaliação da qualidade de substratos e componentes. In: ENCONTRO NACIONAL DE SUBSTRATOS PARA PLANTAS.3, 2002, Campinas. Caracterização, manejo e qualidade de substratos para a produção de plantas. Campinas: IAC, 2002. 102p.

ALUMINOX Componentes Agroflorestais. Tubetes -Descrição. Aluminox, Jundiaí, não paginado, 08. 2005. Disponível em: <http://www.aluminox.com.br/grcategorias.asp?idgrupo=5&nomecat=Tubetes>. Acesso em: 18 agosto.2005.

BENINCASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas.** 2. ed. Jaboticabal: FUNEP, 2003. 41p.

BENINCASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas.** Jaboticabal: FUNEP, 1986. 42p.

BERGAMIN FILHO ; A. KIMATI, H. AMORIM, L. **Manual de fitopatologia.** Piracicaba, SP: Agronômica Ceres, 1995.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais.** Curitiba: UFPR/FUPEF, 1995. 451 p.

CORR, B. **Pan American Seeds.** 16. ed. Illinois , USA: Ball red Book, 1998. 649p.

DAMASCENO, S.; Oliveira, P. V.; Moro, E; Küster E.; Lopes M. C.; Vicentini, N. M. Efeito da aplicação de película de fécula de mandioca na conservação pós-colheita de tomate. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 23, n 3, set./dez. 2003.

EPSTEIN, E. ;BLOOM, A. J. *Nutrição Mineral de Plantas. Princípios e perspectivas.* Londrina: Planta, 2006. 402 p.

FERRAZ, M.V. **Propriedades físicas e químicas de substratos.** Jaboticabal, 2004. 23 p. **Dissertação** (Mestrado), Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2004.

FILGUEIRA, F. A. R. *Novo Manual de Olericultura.* Viçosa: UFV, 2003.

FORREST, M. **Postharvest physiology of ornamentals.** ACTA-Horticulture. p. 298, 1991.

GOMES, J. M. ; LAÉRCIO, C. ; LEITE, X.A. Crescimento de mudas de *Eucalyptus grandis* em diferentes tamanhos de tubetes e fertilização N-P-K. **Revista Árvore**, Viçosa, v.27, n.2, p.113-127, 2003.

GONÇALEZ, E. M. ; M. PINTO.; J. D. FELÍCIO. Análise de micotoxinas no Instituto Biológico de 1989 a 1999. In : *Biológico*, São Paulo, v.63, n.1/2, p.15-19, jan./dez., 2001

GONÇALVES, J. L. M. ; BENEDETTI, V. **Nutrição e Fertilização Florestal.** Piracicaba: IPEF, 2000. 427 p.

GRUSZYNSKI, C. *Petúnia*, não paginado, 03. 2002. Disponível em: <http://www.cultivodeflores.com.br/petunias.htm>. Acesso em: 07 setembro. 2005.

HENRIQUE, C. M. **Caracterização de filmes de féculas modificadas de mandioca como subsídio para aplicação em pós-colheita de hortícolas.** 2002. 142p. **Tese** (Doutorado). Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2002.

IATAURO, A. R. **Avaliação energética da substituição de tubetes de plástico por tubetes biodegradáveis na produção de mudas de aroeira- *Schinus terebinthifolius* Raddi.** 2004. 59p. **Dissertação** (Mestrado). Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2004.

IATAURO, A. R. **Avaliação de tubetes biodegradáveis para a produção e o acondicionamento de mudas de *Eucalyptus grandis* Hill ex. Maiden** 2001. 33p. **Monografia**. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2001.

IBGE. Caracterização do setor produtivo de flores e plantas. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias> Acesso em: 26 de outubro. de 2006.

IBRAFLO. Produção Brasileira de Flores (Segundo IBRAFLO). Disponível em: <http://www.uesb.br/flower/ibraflor.pdf> Acesso em: 18 de agosto. de 2005.

JOLY, A. B. **Botânica Introdução à taxonomia vegetal**. São Paulo: Companhia Nacional, 777 p. 2002.

KÄMPF, A. N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Guaíba, RS: Agropecuária, 2000.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia Vegetal**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara koogan S.A. 452p. 2004.

LORENZI, H. ; SOUZA. H.M. **Plantas ornamentais no Brasil**. Nova Odessa, SP: Plantarum, 2000.

MACIEL, M. G. F. Decorações e plantas-Petúnia. Planeta Agostini, [S.I.], 11 mar. 2001. Disponível em: <http://www.botany.com> Acesso em: 14 de abr. de 2005.

MARTIN, N.B. ET AL. **Aplicativo “custos” . Sistema de custo de produção agrícola versão 1.1**. São Paulo: FUDEPAG, 1995. 90p.

MARTINS, D. O clima da região de Botucatu. In: **Encontro de estudos sobre a agropecuária na região de Botucatu**, 1989. Botucatu. 1989. p. 8-19.

MENDONÇA, V. et al. Diferentes substratos e recipientes na formação de mudas de mamoeiro “SUNRISE SOLO”. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 25, p. 127-130, 2003.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA. Análise de corretivos, fertilizantes e inoculantes – métodos oficiais. In: (manual) **Método do laboratório nacional de referência vegetal**: Ministério da Agricultura – Secretaria nacional de defesa agropecuária, 1988.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Ministério da Saúde – , 2000. PORTARIA N.º 1469, DE 29 DE DEZEMBRO DE 2000.

NAV, J. **Ball culture guide-The encyclopedia of seed germination**. Illinois, USA: Ball Publishing, 1999.

NIKITA seeds and plants. Flores de jardim. Nikita on Line, São Paulo, não paginado, 03. 2004. Disponível em: <file:///A:NIKITAA%20SEES%20&%20PLANTS.htm. Acesso em: 16 março.2004.

NÓBREGA, J. Q. ; TANTRAVAHÍ. V. R. R. ; NAPOLEÃO, E. M. B. ; FILHO, F.J. Análise de crescimento do feijoeiro submetido a quatro níveis de umidade do solo **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.5, n.3, p.437-443, 2001.

OLIVEIRA, M.J.G. **Como conservar flores e plantas no varejo**. Holambra, SP: Veiling/Holambra, 1996.

PIQUÉ. M. P. R. O fungo que salvou a vida de milhões de pessoas. Nova escola, Campinas, não paginado, 09. 1998. Disponível em: <http://novaescola.abril.com.br/ed/109_fev98/html/stembro.hth. Acesso em: 19 julho. 2005.

PRODUCT information guide. **Pan American Seeds**. U.S.A, p.141-163, 2004.

RAVEN, P.H. EVERT, R. F e SUSAN, E. E. **Biologia Vegetal**. Rio de Janeiro, RJ: Guanabara, 1992.

RESENDE, G.M.; YURI, J.E.; MOTA, J.H.; SOUZA, R.J.; FREITAS, S.A.C.; RODRIGUES JUNIOR, J.C. Efeitos de tipos de bandejas e idade de transplante de mudas sobre o desenvolvimento e produtividade de alface americana. **Revista Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 3, p. 558-563, 2003.

RIBEIRO, M. R. **Análise de crescimento, produção de biomassa, fotossíntese e biossíntese de aminoácidos em plantas transgênicas de tabaco (Nicotiana tabacum L.) que expressam o gene Lhcb1*2 de ervilha**. Piracicaba: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz., 2002. 66p.

RÓZ, A. L. Plástico biodegradável preparado a partir de amido. USP/Instituto de Química de São Carlos. **Polímeros**, São Carlos, v.13, n.4, out. 2003

RÜNGER, W. **Licht und Temperatur in Zierpflanzenbau**. 3. ed. Berlin: Parevy, 1976. 353p.

RUSSOMANO, O.M.R. Noções básicas sobre fungos. Manual sobre Pragas e doenças em plantas ornamentais. Instituto Biológico. 2001. p.151.

SYNGENTA seeds. Petúnia x hybrida. Syngenta on Line, São Paulo, não paginado, 07. 2005. Disponível em: <http://www.syngentaseeds.com.br/syngentaseeds.com.br_non_ssl/novosite/petunia.asp> Acesso em: 20 julho.2005.

SEMENTES Feltrin. Petúnia. Sementes feltrin on Line, São Paulo, não paginado, 08. 2005. Disponível em: <<http://sementesfeltrin.com.br/meio/flores/petunia.htm>>. Acesso em: 18 agosto.2005.

TAIZ, L. & ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3º ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 719

VICENTINI, N. M. **Elaboração e caracterização de filmes comestíveis à base de fécula de mandioca para uso em pós-colheita**. 2003. 198p. Tese (Doutorado). Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2003.

VIDAL, W. N. & VIDAL, M. R. R. **Botânica Organografia**. Viçosa: UFV, 124 p. 2000.