

UFRRJ
INSTITUTO DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
AGRICULTURA ORGÂNICA

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

Conservação pós-colheita de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl.) e Rosas (*Rosa* sp.) em diferentes soluções orgânicas.

Thais Estefani Pereira

2014



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA ORGÂNICA

CONSERVAÇÃO PÓS-COLHEITA DE ANTÚRIOS (*Anthurium andraeanum* Lindl.) E ROSAS (*Rosa* sp.) EM DIFERENTES SOLUÇÕES ORGÂNICAS.

Thais Estefani Pereira

Sob a orientação do Professor:

João Sebastião de Paula Araújo

Dissertação submetida como requisito parcial para a obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no curso de Pós-graduação em Agricultura Orgânica.

Seropédica, RJ

Março de 2014.

635.933734

P436c

Pereira, Thais Estefani, 1984-

T

Conservação pós-colheita de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl) e rosas (*Rosa* sp.) em diferentes soluções orgânicas / Thais Estefani Pereira. - 2014.

97 f.: il.

Orientador: João Sebastião de Paula Araújo.

Dissertação (mestrado) -
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Curso de Pós-Graduação em Agricultura Orgânica.

Bibliografia: 77-83.

1. Flores - Cultivo - Teses. 2. Antúrios - Colheita - Conservação - Teses. 3. Rosa - Colheita - Conservação - Teses. 4. Flores - Conservação - Teses. 5. Fitopatologia - Teses. I. Araújo, João Sebastião de Paula, 1969- II. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Curso de Pós-Graduação em Agricultura Orgânica. III. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE AGRONOMIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA ORGÂNICA**

THAIS ESTEFANI PEREIRA

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Curso de Pós-Graduação em Agricultura Orgânica.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM: ___ / ___ / _____

Dr. João Sebastião de Paula Araújo
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ)
(Orientador)

Dra. Regina Celi Cavestre Coneglian
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ)

Dr. Leonardo Alves Carneiro
Universidade Estadual do Rio de Janeiro (UERJ)

Agradecimentos

Agradeço primeiramente a Deus por tudo que tem me concedido, por cada avanço, por todos os meus acertos e também pelos erros, que me possibilitam crescer e aprender.

À Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro - Instituto de Agronomia, pela estrutura oferecida para o desenvolvimento do trabalho.

Ao meu orientador, professor João Araújo, por todo conhecimento transmitido, por estar sempre calmo e por ter me ensinado tanto. Agradeço também o exemplo de profissionalismo e educação.

Preciso agradecer aos personagens principais e responsáveis por tudo. Meu Cael, sem ele a vida não seria a mesma, obrigada por me incentivar (quase me obrigar a voltar a estudar), obrigada também por me dizer que sou capaz todos os dias e por escolher estar comigo durante estes 10 anos. Agradeço também à minha mãe Helena que sempre será meu exemplo de força, de trabalho e de competência. Obrigada pelos puxões de orelha sempre nas horas certas, obrigada por existir, obrigada por tudo!

À minha família, agradeço por entenderem quando eu precisava ir embora rápido para estudar. Agradeço às minhas avós, sempre tão lindas e preocupadas comigo.

Agradeço a Ana Paula do laboratório de Fitopatologia por ser tão prestativa e tão amiga, sua presença e carinho foram muito importantes, obrigada pelos meios preparados impecavelmente! Antônio Roberto, ou simplesmente Tinho, não tenho palavras pra agradecer o quanto me ajudou. Obrigada por ser tão caridoso, sou muito feliz por ter tido a oportunidade de aprender com você, mais feliz ainda por poder dizer que hoje somos amigos.

Sou muito grata ao meu chefe, Carlos Alberto. Agradeço pelos momentos simples no dia-a-dia do trabalho, por sua demonstração de carinho e compreensão comigo. Agradeço pelos momentos de descontração e também pelos de concentração, agradeço pelos conselhos. Onde quer que eu vá vou levar os ensinamentos que tive, com certeza aprendi a ser melhor. Obrigada pelo imenso apoio que pude sempre contar durante esta jornada.

Aos meus amigos da Secretaria Municipal de Agricultura de Vassouras, que não se encaixam no perfil “colega de trabalho”. Nunca pensei que poderia encontrar pessoas como vocês no trabalho. Adoro todos vocês: Sandra, Rita, Renata, Wallace, André, Paulinho, Teci, Tião, Pedrinho, Ki, Felipe e até o Henrique. Obrigada pela confecção dos vasos utilizados no experimento.

Agradeço ainda à Sra. Marília Pentagna e Sr. Joaquim pelas flores utilizadas no trabalho, pelo conhecimento transmitido e pelos deliciosos cafezinhos.

Agradeço à professora Regina Celi por emprestar o Laboratório e os equipamentos para que o experimento pudesse ser realizado e também por contribuir grandemente desde a apresentação do pré-projeto para este trabalho, ao professor Leonardo por aceitar participar de minha banca, agradeço também à professora Gorete pelo empréstimo de material durante todo o experimento, ao professor Abboud, coordenador do PPGAO na época que ingressei, pelas contribuições durante a confecção do pré-projeto e por nos acolher tão bem e ao amigo João Aguilar pelas ideias e entusiasmo transmitido desde o início do trabalho.

Meus sinceros agradecimentos a todos.

RESUMO

PEREIRA, Thais Estefani. **Conservação pós-colheita de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl.) e Rosas (*Rosa* sp.) em diferentes soluções orgânicas**. 2014. 82p. Dissertação (Mestrado em Agronomia, Agricultura Orgânica). Instituto de Agronomia. Programa de Pós-Graduação em Agricultura Orgânica. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Seropédica, RJ. 2014.

Este estudo foi realizado no laboratório de pós-colheita da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, no município de Seropédica, região da baixada fluminense. Foram coletadas hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) cultivadas em Valença-RJ e de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) cultivadas em Vassouras-RJ com a finalidade de analisar a conservação e longevidade no período pós-colheita em diferentes soluções preservativas, além de identificar os principais gêneros de fungos e bactérias envolvidos no processo de deterioração das flores. As soluções preservativas foram confeccionadas com conservante comercial Flower® (1%), hipoclorito de sódio (1%), óleo de nim (1%), óleo orgânico de menta (1000ppm), óleo orgânico de capim limão (1000ppm) e extrato de própolis orgânica (1%). Para este experimento foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado, com médias avaliadas através do teste de Tukey a 5% de probabilidade. Foram utilizadas 4 repetições com 5 hastes em cada por solução testada, totalizando 20 hastes por tratamento. O experimento foi repetido em três épocas, a primeira foi realizada entre os meses de abril e maio de 2013, a segunda entre julho e agosto de 2013 e a terceira entre novembro e dezembro de 2013. No local do experimento, porções da base das hastes foram retiradas ao acaso e então encaminhadas ao laboratório de fitopatologia, e, ao primeiro sinal de deterioração, outra porção da base das hastes eram retiradas e encaminhadas a este mesmo laboratório para cultivo de microrganismos em meios de cultura específicos. Já no laboratório de pós-colheita, a cada 48 horas eram mensuradas a massa fresca, o peso das soluções, o pH e atribuídas notas para escurecimento da espata (antúrios) e do botão floral (rosas), turgescência e curvatura em relação ao pecíolo. As notas atribuídas variaram de 1 a 4, sendo 4 a nota máxima e 1 a nota de descarte total. Os microrganismos encontrados com frequência em ambas espécies foram os fungos *Aspergillus sp.*, *Rhizoctonia sp.* *Penicillium sp.* foi encontrado apenas em hastes de antúrios, enquanto *Verticillium sp.* e *Phytium sp.* foram encontrados apenas em rosas. As bactérias mais comuns em antúrios e rosas foram *Pseudomonas sp.* e *Pseudomonas fluorescens*, além das *Pectobacteria sp.*. Apenas em antúrios foram encontrados *Bacillus sp.* e em rosas *Clostridium sp.* Na primeira época foram utilizadas todas as soluções, exceto extrato de própolis orgânica, e foi possível constatar que óleo orgânico de menta apresentou os melhores resultados na conservação de antúrios em pós-colheita, apresentando flores ainda sem sinais de escurecimento e túrgidas aos 30 dias após a colheita, entretanto, ao ser incluída a solução preservativa confeccionada com extrato de própolis orgânica, os resultados foram modificados, sendo esta a solução preservativa considerada com o maior potencial para preservação de hastes de antúrios em pós-colheita. Já para rosas, em ambas épocas do experimento, a solução composta com o produto comercial Flower® foi a que apresentou os melhores resultados na conservação das flores. Portanto, para conservação pós-colheita de antúrios, o produto mais indicado é o extrato de própolis orgânica, e para rosas, nenhum produto orgânico foi superior aos efeitos da solução preservativa composta com o conservante químico comercial Flower®.

Palavras-chave: soluções preservativas, pós-colheita, flores.

ABSTRACT

PEREIRA, Thais Estefani. **Conservation postharvest of Anthuriums (*Anthurium andraeanum* Lindl.) and Roses (*Rosa sp.*) in different organic solutions.** 2014. 82p Dissertation (Master Science in Agronomy, Organic Agriculture). Instituto de Agronomia. Programa de Pós Graduação em Agricultura Orgânica. Federal Rural University of Rio de Janeiro. Brazil, Seropédica, RJ. 2014.

This study was conducted in the postharvest laboratory at the Federal Rural University of Rio de Janeiro, city of Seropédica. Stems of anthurium (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) that grown in fields from Valença-RJ and roses (*Rosa sp.* cv. Vega) that grown in Vassouras-RJ were collected for the purpose of analyzing the conservation and longevity in the postharvest period in different preservative solutions, and identify the main species of fungi and bacteria involved in the decay process of flowers. The preservative solutions were prepared with commercial preservative Flower® (1%), sodium hypochlorite (1%), neem oil (1%), organic peppermint oil (1000ppm), organic lemon grass oil (1000ppm) and propolis (1%). For this experiment the completely randomized design was used, with means evaluated using Tukey's test at 5% probability. Four replicates with five stems were used for each tested solution, totaling 20 stems per treatment. The experiment was repeated three times, the first was held between the months of April and May 2013, the second between July and August 2013, and the third between November and December 2013. Upon arriving to the experiment site, portions of the stems' bases taken at random were sent to the plant pathology laboratory, and at the first sign of deterioration, another portion of the stems' bases was removed and sent to the same laboratory to cultivation of microorganisms in specific culture medium. At the postharvest laboratory, every 48 hours, fresh mass, the weight of the solutions, the pH were measured and assigned grades to darkening of the spathe (anthurium) and floral buds (roses), turgor and curvature in relation to the petiole. The awarded grades ranged 4-1, 4 being the highest score and 1 the note of total discharge, and followed the scale patterns of senescence Pietro (2009) adapted for this experiment. The microorganisms frequently found in both species were the fungi *Aspergillus sp.* and *Rhizoctonia sp.*. *Penicillium sp.* was found only in anthurium's stems, while *Verticillium sp.* and *Pythium sp.* were only found in roses. The most common bacteria in anthuriums and roses were *Pseudomonas sp.* and *Pseudomonas fluorescens*, in addition to *Pectobacteria sp.*. Only in anthuriums *Bacillus sp.* was found. Only in roses, *Clostridium sp.*. At the first time we used all solutions except organic propolis extract, and that organic peppermint oil showed the best results for the conservation of anthuriums in postharvest, presenting flowers still no signs of darkening and turgid at 30 days after harvest, however, when the preservative solution made with organic propolis extract was included the results were modified, this was the preservative solution considered with the greatest potential for preservation of anthurium's stems in postharvest. For the roses, in both times of the experiment, the solution composed by the commercial product Flower® showed the best results in the conservation of flowers. Therefore, to postharvest conservation of anthuriums, the best product is organic propolis extract, while for roses, not found an organic product to the effects of preservation better than composed solution with the commercial chemical preservative Flower®.

Keywords: preservative solutions, postharvest flowers.

LISTA DE FIGURAS E GRÁFICOS

Figura 1- A- Foto tiradas na área de cultivo de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em Massambará, Vassouras. B- Fotos mostrando alguns botões de rosas fechados. C- Foto mostrando antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) cultivados sob sombreamento em Valença-RJ. D- Foto da área onde foram colhidas as flores utilizadas no experimento.

Figura 2- Alguns produtos adquiridos para utilização nas soluções. A- Flower®; B- Óleo de Nim; C- Óleo orgânico de Menta (*Menta avensis*); D- Óleo orgânico de Capim Limão (*Cymbopogon citratus*); E- Extrato de Própolis orgânica.

Figura 3- Chegada das flores de corte ao laboratório de pós-colheita. A- Parte das hastes de antúrios em *pulsing* de sacarose 10%. B- Hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega), transportadas em baldes com água e gelo ao redor no interior de isopor. C- Hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) transportadas em baldes com água e gelo ao redor no interior de isopor. D- Parte das hastes de rosas em *pulsing* de sacarose 10%.

Figura 4- Organização das flores na bancada do laboratório de pós-colheita. Cada 4 vasos representam um tratamento.

Figura 5- Pesagem de cada grupo de cinco flores.

Figura 6- A- Estufa utilizada para secagem do material vegetal. B- Pesagem do material vegetal após secagem (subtraindo-se o peso da embalagem).

Figura 7- Pesagem das soluções utilizadas.

Figura 8- pHmetro PHS-3B- Phtek

Figura 9- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) aos 2, 16 e 32 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, hipoclorito de sódio, óleo de nim, óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão. Época 1 – Abril e Maio/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Figura 10- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* cv. Ômega) aos 2, 14 e 28 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica. Época 2 – Julho e Agosto/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Figura 11- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* cv. Ômega) aos 2, 12 e 22 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica. Época 3 – Novembro e Dezembro/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Figura 12 – Fotos de Hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em processo de deterioração. Figura ABC – Flower®; DEF- Óleo de Nim; GHI Hipoclorito de Sódio; JKL- Óleo orgânico de capim limão.

Figura 13- Repetições dos vasos de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) imersos em Flower®. Notar último vaso a direita (indicado por seta) referente às flores que passaram por *pulsing* de sacarose 10%.

Figura 14- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) aos 2, 8 e 16 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, hipoclorito de sódio, óleo de nim, óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão. Época 1 – Abril e Maio/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Figura 15- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) aos 2, 10 e 18 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânico. Época 2 – Julho e Agosto/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Figura 16- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) aos 2, 6 e 12 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânico. Época 3 – Novembro e Dezembro/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Figura 17 – Fotos de Hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em processo de deterioração. Figura ABC – Flower®; DEF- Nim; GHI- Hipoclorito de sódio; JKL- Capim Limão.

Figura 18 – A- Procedimento de coleta de fragmentos da base das hastes florais. B- Placas estéreis descartáveis utilizadas. C- Manuseio do material em câmara de fluxo e próximo ao fogo para evitar contaminação. D- Fragmento da haste sendo colocado no meio de cultura. E- identificação das placas prontas. F- Armazenamento em estufa B.O.D. com temperatura apropriada.

Figura 19 – A- Crescimento dos microrganismos ao redor do fragmento da haste, crescimento bacteriano e estruturas dos fungos ao redor (Notar setas). B- Fungos repicados para uma outra placa com meio BDA. C- Placa riscada com células bacterianas utilizando alça de platina em King B.

Figura 20 – A- Aplicação de uma gota de solução de KOH na lâmina (Notar seta). B- Pequena porção de crescimento bacteriano com auxílio de um palito formando um fio viscoso evidenciando lise da parede celular característica de bactérias Gram negativas quando colocadas em soluções alcalinas (Notar seta indicando o fio viscoso formado).

Figura 21 – Meios preparados e autoclavados com objetivo de identificar alguns gêneros de bactérias.

Figura 22 – Microcultura. Técnica utilizada para melhor visualização das estruturas fúngicas. **A-** Armazenamento da lâmina montada sobre papel estéril umedecido no interior de Placa de Petri em estufa B.O.D. a 28°C. **B-** Lâminas prontas para observação após a retirada do meio de cultura (Notar crescimento dos fungos indicado pelas setas).

Figura 23 – Isolados de fungos e bactérias associados a hastes de antúrios e rosas, previamente ao tratamento com soluções conservantes.

Figura 24 – Antúrios. **A-** Início da necrose na base da haste imersa em óleo orgânico de Capim Limão aos 4 dias após a colheita. **B-** Início da necrose na base da haste imersa em óleo orgânico de Menta aos 4 dias após a colheita. **C-** Avanço da necrose das hastes em óleo orgânico de Capim Limão aos 16 dias após a colheita. **D-** Avanço da necrose das hastes em óleo orgânico de Menta aos 16 dias após a colheita. **E-** Medida do avanço da necrose aos 16 dias foi de 15 centímetros para hastes em óleo orgânico de Capim Limão. **F-** Medida do avanço da necrose aos 16 dias foi de 12 centímetros para hastes em óleo orgânico de Menta. **G-** Necrose e apodrecimento da haste mais próxima à espata. **H-** Culmina em queda da espata e espádice. (Notar setas indicando os sintomas descritos).

Figura 25- Placas de Petri com colônias- *Pseudomonas fluorescens*. **A-** Colônias de *P. fluorescens* obtida de tecidos de antúrio em tratamentos testemunha e óleo orgânico de menta. **B-** *P. fluorescens* em antúrios em hipoclorito de sódio. **C-** Rosas em soluções com flower® apresentaram crescimento de *P. fluorescens*. **D-** *P. fluorescens* em rosas imersas em óleo orgânico de capim limão. **E-** *P. fluorescens* em rosas imersas em extrato de própolis orgânico. **F-** Placa riscada com crescimento bacteriano de *P. fluorescens* em rosas em solução de hipoclorito de sódio.

Figura 26 – Resultados do teste de fermentação e oxidação da glicose- empregado para identificação dos isolados de *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Erwinia* e *Clostridium*. **A-** Controle. **B-** Produção de ácido em ambos tubos, organismos fermentativos que produzem ácido aero e anaerobicamente. **C-** Organismos aeróbicos, produzem ácido apenas nos tubos sem óleo.

Figura 27 – Teste de asparagina em Meio Clara – empregado para identificação de isolados de *Xanthomonas*. Turbidez dos meios evidenciando não existência de *Xanthomonas* nos isolados encontrados. Em alguns tubos ocorreram crescimento bacteriano de *Pseudomonas fluorescens* na superfície do meio (notar fluorescência indicada por seta).

Figura 28 - Fungos obtidos em meio BDA, a partir de tecidos de hastes de antúrios e rosas em processo de deterioração, após mantidas em diferentes soluções conservantes. **A)** Colônias representativas de *Aspergillus* **A1)** Estrutura do *Aspergillus* em magnificação de microscopia ótica (40X). **B)** Colônias de *Rhizoctonia*. **B1)** Estrutura do *Rhizoctonia* em magnificação de microscopia ótica (40X). **C)** Colônias representativas de *Rhizoctonia*. **C1)** Estrutura do *Rhizoctonia* em magnificação de microscopia ótica (40X). **D)** Colônias representativas de *Penicillium*. **D1)** Estrutura do *Penicillium* em magnificação de microscopia ótica (40X). **E)** Colônias representativas de *Verticillium*. **E1)** Estrutura do *Verticillium* em magnificação de microscopia ótica (40X). **F)** Colônias representativas de *Phytium*. **F1)** Estrutura do *Phytium* em magnificação de microscopia ótica (40X).

Gráfico 1- Perda de peso das soluções preservativas ao longo do experimento com antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega). A- Época 1: Abril e Maio/2013. B- Época 2: Julho e Agosto/2013. C- Época 3: Novembro e Dezembro/2013.

Gráfico 2- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) – Época 1. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento da Espata; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor preta, referente ao óleo orgânico de menta encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

Gráfico 3- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Antúrios (*Anthurium andraeanum* cv. Ômega) – Época 2. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento da Espata; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar que as curvas de cor verde referente ao tratamento extrato de própolis orgânico encontram-se sempre com notas maiores que os demais tratamentos (setas).

Gráfico 4- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Antúrios (*Anthurium andraeanum* cv. Ômega) – Época 3. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento da Espata; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor verde referente ao extrato de própolis orgânico com notas superiores aos demais tratamentos.

Gráfico 5- Perda de peso das soluções preservativas ao longo do experimento com rosas (*Rosa* sp. cv. Vega). A- Época 1: Abril e Maio/2013. B- Época 2: Julho e Agosto/2013. C- Época 3: Novembro e Dezembro/2013.

Gráfico 6- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) – Época 1. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento do Botão Floral; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor vermelha, referente ao Flower® encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

Gráfico 7- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) – Época 2. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento do Botão Floral; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor vermelha, referente ao Flower® encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

Gráfico 8- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) – Época 3. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento do Botão Floral; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor vermelha, referente ao Flower® encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Escala de Senescência utilizada para avaliação visual de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) e Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) mantidos em diferentes soluções de manutenção. Adaptada de Pietro (2009).

Tabela 2- Média dos valores de massa fresca (g) de hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em três repetições do experimento, realizadas entre abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 3- Massa fresca relativa de hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em cada tratamento na metade e no final de cada época dos experimentos. Época 1 realizada entre abril e maio de 2013, época 2 entre julho e agosto de 2013 e época 3 entre novembro e dezembro de 2013.

Tabela 4- Média dos valores de peso das soluções (g) onde hastes de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) estavam imersas durante as três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 5- Média dos valores de massa seca (g) de hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 6- Média dos valores de pH das soluções, nas quais hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) foram imersas. São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 7- Média das notas atribuídas às hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em cada tratamento ao longo das três repetições do experimento, realizadas entre abril e maio de 2013, entre julho e agosto de 2013 e entre novembro e dezembro de 2013, considerando-se os parâmetros escurecimento, turgescência e curvatura da flor.

Tabela 8- Longevidade dos antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) (dias) associadas as médias mensais de temperatura (°C) e umidade relativa (%). São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 9- Média dos valores de Massa Fresca de hastes de Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 10- Massa fresca relativa de hastes de Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em cada tratamento na metade e no final de cada época dos experimentos. Época 1 realizada entre abril e maio de 2013, época 2 entre julho e agosto de 2013 e época 3 entre novembro e dezembro de 2013.

Tabela 11- Média dos valores de peso das soluções (g) onde hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) estavam imersas durante as três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 12- Média dos valores de massa seca (g) de hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega), em três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 13- Média dos valores de pH das soluções, nas quais hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) foram imersas. São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 14- Média das notas atribuídas às hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em cada tratamento ao longo das três repetições do experimento, realizadas entre abril e maio de 2013, entre julho e agosto de 2013 e entre novembro e dezembro de 2013, considerando-se os parâmetros escurecimento, turgescência e curvatura da flor.

Tabela 15- Longevidade das rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) (dias) associadas as médias mensais de temperatura (°C) e umidade relativa (%). São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tabela 16- Produtos comerciais utilizados nos ensaios relacionados ao volume do frasco comercial, preço do produto adquirido entre abril e novembro de 2013, custo/mL de produto e volume utilizado no preparo de um litro de solução.

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	1
1 –REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
1.1 – Situação atual do mercado de flores.....	3
1.2 – Origem, Distribuição e Aspectos Botânicos.....	4
1.2.1 – Antúrios.....	4
1.2.2 – Rosas.....	6
1.3 – Senescência floral.....	7
1.4 – Perdas pós-colheita.....	7
1.5 – Uso de soluções preservativas.....	8
CAPÍTULO I - AVALIAÇÃO DE SOLUÇÕES PRESERVATIVAS NO TRATAMENTO PÓS-COLHEITA DE ANTÚRIOS (<i>Anthurium andraeanum</i> Lindl. cv. Ômega) E DE ROSAS (<i>Rosa sp.</i> cv. Vega) DE CORTE CULTIVADAS NO ESTADO DO RIO DE JANEIRO	11
RESUMO	12
ABSTRACT.....	13
1 – INTRODUÇÃO.....	14
2 - MATERIAL E MÉTODOS.....	15
3 - RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	23
4 – CONCLUSÕES.....	61
CAPÍTULO II –MICROORGANISMOS ASSOCIADOS À DETERIORAÇÃO DE HASTES FLORAIS DE ANTÚRIOS (<i>Anthurium andraeanum</i> Lindl. cv. Ômega) E DE ROSAS (<i>Rosa sp.</i> cv. Vega) DE CORTE	62
RESUMO.....	63
ABSTRACT.....	64
1 – INTRODUÇÃO.....	65
2 – MATERIAL E MÉTODOS	66
3 - RESULTADOS E DISCUSSÃO	70
4 – CONCLUSÕES	76
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	77

INTRODUÇÃO GERAL

A produção de flores vem se consolidando como relevante atividade econômica e expandindo-se consideravelmente no Brasil (FRANÇA & MAIA, 2008). Um dos possíveis fatores responsáveis por este crescimento são as condições climáticas propícias à produção de um número elevado de espécies tropicais e temperadas em diversas regiões ao longo do ano (LIMA *et al.*, 2006).

Apesar da maior parte da demanda mundial ser representada por rosas, cravos e cravinas, flores tropicais como orquídeas e antúrios já conquistaram espaço neste mercado, e as bromélias, alpínias e helicônias vem ganhando visibilidade no mercado exterior (ANEFALOS & GUILHOTO, 2003).

Além do aumento da demanda por novas espécies e variedades, ocorre o crescimento da procura por qualidade dos produtos. Para flores, de forma geral, os fatores relacionados ao aspecto visual são os atributos mais importantes que indicam a qualidade do produto (KADER, 1992). No mercado, além dos critérios de classificação que devem ser atendidos, o consumidor requer flores com características semelhantes ao momento da colheita e sua satisfação está diretamente relacionada ao tempo de durabilidade, isto é, o período entre a aquisição das flores e o início da senescência (PIETRO, 2009).

Existem perspectivas promissoras para que o Brasil seja um grande produtor e exportador no mercado mundial de flores e também de plantas ornamentais, entretanto, alguns desafios ainda precisam ser suplantados, entre eles estão o investimento em tecnologias avançadas nos sistemas de produção, material genético adequado, capacitação de mão-de-obra para produção, gerenciamento, logística, distribuição e incentivos às tecnologias utilizadas no período de pós-colheita (SALOMÉ, 2007).

A pós-colheita é um dos períodos críticos que podem levar à perda de qualidade das flores. Quando o manejo é realizado de forma inadequada, as perdas podem chegar a atingir 40% da produção (DIAS-TAGLIACCOZZO & CASTRO, 2002). Estas perdas estão geralmente relacionadas à condução, manuseio e transporte inapropriado, que podem reduzir o período de viabilidade das flores (ANTES, 2007). Quando há um estresse, os processos catabólicos se intensificam e vão causando a morte dos tecidos após a separação da haste floral da planta mãe precocemente (PIETRO, 2009).

A influência de fatores ambientais ou abióticos como temperatura e umidade também podem interferir na maior ou menor duração das flores de corte (DIAS-TAGLIACCOZZO & CASTRO, 2002).

O esgotamento das reservas de carboidratos pela respiração, perda excessiva de água pela transpiração, produção de etileno e bloqueio dos vasos xilemáticos da haste floral são algumas das causas apontadas para o adiantamento da senescência (ANTES, 2007).

O bloqueio dos vasos do xilema é apontado como uma das principais causas de perdas de flores após a colheita (ANTES *et al.*, 2007), este bloqueio, chamado também de oclusão vascular, causa a perda de turgescência da flor devido a um impedimento da passagem de água através do xilema, reduzindo cada vez mais o fluxo ascendente.

Dentre as possíveis causas da oclusão vascular da haste floral está o crescimento microbiano (VAN DOORN & WITTE, 1994). Os microrganismos são capazes de se multiplicar e obstruir os vasos do xilema reduzindo cada vez mais o diâmetro livre para a passagem de água para a extremidade superior da haste, tornando mais curto o período de viabilidade das flores de corte (GUIMARÃES, 2008).

Desta forma, como a vida útil das flores de corte é limitada, torna-se imprescindível buscar técnicas que possam elevar a durabilidade das flores, prolongar a longevidade, além de possibilitar maior tempo de comercialização e consequente maior

retorno econômico, influenciando positivamente na satisfação do consumidor.

O tempo e a qualidade das flores no período pós-colheita podem ser aumentados controlando-se condições específicas ou utilizando as chamadas soluções preservativas (SANTOS; SANTOZ; LIMA, 2008). Estas soluções comumente possuem pelo menos três componentes: substrato energético (sacarose), substância conservante que pode ser um biocida capaz de inibir o crescimento microbiano e agente acidificante ou anti-etileno (SONEGO & BRACKMANN, 1995).

Compostos químicos de diversas fontes poderiam servir como conservantes pós-colheita, porém, atualmente, com a maior preocupação em adquirir produtos de origem natural, há interesse em substituir conservantes sintéticos por conservantes de origem orgânica (SANT'ANNA *et al.*, 2012).

Ainda são encontrados poucos estudos relacionados ao uso de produtos orgânicos em pós-colheita. Pietro (2009), levantou a possibilidade de utilização dos chamados antimicrobianos naturais como componente biocida das soluções preservativas.

Os objetivos deste trabalho são analisar o comportamento de flores de corte de Rosas (*Rosa sp.* cv. Vega) e Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega), em diferentes soluções conservantes através da avaliação de dados fisiológicos, características das soluções, observações visuais baseadas em escala de senescência, e ainda identificar os possíveis microrganismos envolvidos no processo de deterioração das flores.

1- REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1.1 -Situação Atual do Mercado de Flores

No Brasil, a produção para comercialização de flores teve início na década de 30, com a chegada de imigrantes japoneses na região sudeste, precisamente no estado de São Paulo (SALOMÉ, 2007). Por volta de 1988, a floricultura brasileira obteve destaque como atividade agrícola com a formação de mercados regionais que aos poucos se fortaleciam, entretanto, foi nos últimos dez anos que houve um crescimento significativo com incremento de diferentes produtos da floricultura e paisagismo nos mercados interno e externo (BONGERS, 2000).

Segundo Castro (1998), apesar dos avanços conquistados e do tamanho que representa, o mercado produtor de flores ainda é amador. Os investimentos não são satisfatórios, há baixo nível de profissionalização, as lojas são pequenas e com infraestrutura ruim, as entregas são realizadas pelo fornecedor de forma claramente ineficiente e sem qualidade.

Possivelmente, a falta de estímulo para o investimento do comércio varejista de flores pode estar relacionada ao consumo *per capita* que ainda é bastante reduzido no Brasil, que fica em torno de 4 a 7 dólares. O consumo de flores pelo mercado interno está associado a datas especiais, e encontra-se abaixo de outros países como Argentina, que tem consumo *per capita* de 25 dólares, e, ainda mais baixo se comparado a países Europeus como Suíça, Alemanha, Suécia e Dinamarca que tem consumo *per capita* aproximadamente de 100 dólares (BRASIL, UFV/FUNARBE, 2003).

Quase toda produção nacional está voltada para o mercado interno (POLTRONIERI & VERZIGNASSI, 2007). O mercado de flores e plantas ornamentais tem sido considerado como um negócio emergente e de elevada lucratividade, um comércio que encontra-se em crescente expansão, uma vez que o mercado interno movimenta anualmente cerca de R\$ 660 milhões, o mercado atacadista aproximadamente R\$ 990 milhões, e o varejo pode chegar a 2,4 bilhões (BRASIL, MAPA, 2009).

Dados do IBRAFLOR (2013) confirmam o crescimento do setor, que em 2010 teve faturamento de R\$ 3,8 bilhões, em 2011 de R\$ 4,3 bilhões, em 2012 de 4,8 bilhões e em 2013 previsão de 5,2 bilhões, estimam ainda crescimento de 8 a 10% em 2014.

Calcula-se que 206 mil pessoas estejam ligadas a atividade direta ou indiretamente, 49,5% ligados à produção, 3,1% à distribuição, 39,7% ao varejo e 7,7% em outras funções de apoio (IBRAFLOR, 2013). Entre os grandes desafios do mercado interno de flores está a necessidade de buscar estratégias de marketing mais claras e objetivas de forma a sensibilizar o consumidor (BATALHA & BUAINAIN, 2007).

Atualmente, a região sudeste é a principal produtora do país, mais especificamente o estado de São Paulo, que responde por 74,5% do valor da produção nacional, e absorve também 71% da mão-de-obra do setor (ANEFALOS & GUILHOTO, 2003).

O estado do Rio de Janeiro já foi o maior produtor de flores de corte entre os anos de 1950 e 1960, no ano 1996, possuía 31 municípios onde produtores rurais geravam receita com produção de flores, plantas ornamentais e gramas, sendo que, em 28 municípios a atividade econômica principal era a produção de flores e plantas ornamentais (BRASIL, IBGE, 2004), entretanto, apesar da relevância da cadeia produtiva, o estado do Rio de Janeiro ainda é carente de atenção, informações e pesquisas, apesar da relevância.

Aki e Pedrosa (2002), relataram que o estado do Rio de Janeiro ocupava a quinta

posição em produção de flores no país no ano 2000, estando atrás de São Paulo, Minas Gerais, Rio Grande do Sul e Santa Catarina. Ainda em 2002, o Censo da Floricultura no estado do Rio de Janeiro informou que 53 municípios tinham a floricultura como uma das atividades agrícolas desenvolvidas, com 686 produtores envolvidos na atividade (COSTA *et al.*, 2006).

Outras regiões do Brasil também possuem cultivos comerciais de flores, no Nordeste vários estados possuem produção de um variado número de espécies, entre eles estão os estados de Pernambuco, Alagoas, Ceará, Bahia e Sergipe; na região Norte, há cultivos no Pará e Amazonas; e também no Distrito Federal (CASTRO, 2007). No Ceará já existem cultivos de alta qualidade com espécies de clima ameno (rosas) e de clima tropical (antúrios, helicônias, alpínias, estrelícias e outras zingiberáceas) que podem oferecer maiores oportunidades no mercado externo, ainda pouco explorado (BRASIL, MAPA, 2009).

Apesar de uma clara capacidade de produção e de competição, ainda é um mercado que necessita de coordenação e orientação, de forma que todos os elos da cadeia produtiva estejam integrados (OKUDA, 2000).

O mercado externo vem sinalizando a possibilidade de entrada e aumento das exportações de flores exóticas, inclusive as tropicais e, com isso, iniciativas ainda pontuais de alguns produtores que encontraram um canal de exportação estão proporcionando ampliação dos seus negócios (ANEFALOS & GUILHOTO, 2003).

O governo do Ceará vem incentivando a comercialização de rosas para o mercado externo através do projeto Agroflores (DREFAHL, 2004), entretanto, até então, não houve um incentivo nacional para exportação de flores, mesmo nas regiões produtoras (ANEFALOS & GUILHOTO, 2003).

SMORIGO (2000), destaca algumas questões consideradas entraves para a colocação do produto brasileiro no mercado externo, entre eles estão os problemas tributários, a falta de padronização dos produtos e problemas de ordem fitossanitária.

Nos Estados Unidos e países da Europa como Holanda, Portugal, Espanha, França, Alemanha e Itália, flores e folhagens tropicais tem excelente aceitação e é preciso que se consiga, além do aumento da oferta, uma logística adequada para que estes produtos cheguem com qualidade ao mercado europeu (CASTRO, 2007). Para elevar a abrangência no mercado internacional, são necessárias algumas adequações, entre elas está o padrão de qualidade (ANEFALOS & GUILHOTO, 2003).

A infraestrutura aeroportuária brasileira ainda deixa bastante a desejar, poucos são os aeroportos que dispõe de câmaras frias para armazenamento de produtos da floricultura, e desta forma, os custos de transporte através de estrutura alugada ficam elevados e comprometem o futuro da atividade no que tange a exportação (FRANÇA & MAIA, 2008).

Para que o Brasil consiga competitividade com outros países, além de uma política de marketing interna e externa, é necessário que haja preocupação com eficiência logística, estruturação do mercado para o atendimento da demanda, ampliação do número de espécies e variedades, profissionalização de todos os agentes da cadeia produtiva e maior facilitação para o acesso à novas tecnologias (ANEFALOS & GUILHOTO, 2003).

1.2 – Origem, Distribuição e Aspectos Agronômicos e Botânicos

1.2.1 – Antúrios

Anthurium é o mais numeroso gênero pertencente à família Araceae, possui cerca

de 1100 espécies e foi descrito por Schott em 1829 (SANTOS, 2011). É um gênero reconhecidamente Neotropical, enquadrado na subfamília Pothoidae, tribo Potheae e subdividido em 19 seções (SCHEFFER E CROAT, 1983). Ocorre basicamente na América Tropical, com espécies distribuídas do Norte do México até a Argentina, ocorrendo nas ilhas do Caribe, Panamá, Colômbia, Equador, Brasil, Argentina e Uruguai (MAYO *et al.* 1997). No Brasil, estão distribuídos em todas as regiões, com cerca de 130 espécies diferentes (CORRÊA, 2006).

O melhor desenvolvimento dos Antúrios está relacionado a solos férteis, bem drenados e com teor elevado de matéria orgânica. As irrigações devem ser frequentes para que o solo esteja sempre úmido, mas nunca encharcado. A temperatura ideal está entre 25 a 30°C (dia) e 20 a 23°C (noite), porém, a temperatura mínima nunca deve ser inferior a 16°C. A umidade relativa ótima está entre 60 e 70% e geralmente são utilizados telados com 70 a 80% de sombreamento (LAMAS, 2004).

No preparo do local de plantio devem ser feitos canteiros de 20 a 30 centímetros acima do solo. A largura destes canteiros deve estar entre 1,0 a 1,2 metros, o plantio deve ser feito em linhas espaçadas de 40 centímetros e o espaçamento entre plantas deve ser de 20 a 25 centímetros. Desta forma, em um hectare, é possível obter aproximadamente 42.000 plantas (LAMAS, 2004).

Antúrios, como são conhecidos popularmente, são plantas herbáceas, eretas, perenes, com entrenós curtos, folhas verdes, vistosas, geralmente lanceoladas, com várias nervuras secundárias (SANTOS, 2011). Espécies do gênero *Anthurium* são reconhecidas pela inflorescência característica, chamada de espádice, e por uma bráctea vistosa ou não que tem como função proteger a inflorescência, conhecida como espata, que pode ser de diversas cores (VALADARES *et al.*, 2010). A espádice é uma inflorescência constituída por flores muito pequenas dispostas em espiral, embora sejam hermafroditas, são protogínicas, isto é, os órgãos sexuais femininos atingem a maturidade quando os masculinos ainda são imaturos, favorecendo o cruzamento natural entre plantas (TOMBOLATO *et al.*, 2004).

A produção comercial de antúrios está ligada principalmente à duas espécies *Anthurium andraeanum* e *Anthurium scherzerianum*, que devem ser produzidas com cultivares de boa qualidade de folha, haste floral ereta, firme, medindo cerca de 60 centímetros, a espata deve ter brilho, estar totalmente aberta, com textura firme e cor uniforme, espádice ligeiramente arqueada e resistência a doenças. O *Anthurium andraeanum* é uma das mais importantes flores de corte dentre as tropicais, sendo a segunda mais comercializada tanto no mercado interno quanto no externo. Teve um aumento progressivo de área cultivada nos últimos anos e seu valor comercial também tem crescido em todo mundo quando comparado com outras flores tropicais (MIURA, 2010).

A produção de flores tem se mostrado importante atividade na diversificação da agricultura tropical, sendo de extrema importância o conhecimento das características que possibilitem melhorar seu potencial produtivo sem a utilização de técnicas agressivas ao meio ambiente. Desta forma, têm sido utilizadas variedades/cultivares de diferentes procedências, melhoradas no Brasil e também na Europa (TOMBOLATO, 2004). O Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), lançou recentemente a chamada Eidibel (IAC 0-11), mais vigorosa, rústica, de rápido crescimento, produtiva, espata de coloração vermelha e espádice branca, atualmente tem sido a principal cultivar de antúrio comercializada (MIURA, 2010).

1.2.2 – Rosas

O gênero *Rosa* é um dos 95 gêneros que pertencem à família Rosaceae (LORENZI, 1999). Apesar de ser uma das flores cultivadas mais antigas, tem sido descrita como de difícil definição, uma vez que agrupa uma grande diversidade morfológica em suas espécies (DREFAHL, 2004).

No Brasil, é provável que as rosas tenham sido trazidas pelos jesuítas por volta dos anos 1560 a 1570, entretanto, só começaram a ser cultivadas a partir de 1829 (BARBIERI & STUMPF, 2005). As variedades atuais são descendentes das antigas *R. chinensis* (Asia), *R. gallica* (Europa Central), *R. moschata* (Himalaia), *R. centifolia* (Etiopia) e *R. foetida* (Asia Menor).

Existem mais de 200 espécies de rosas silvestres, e cerca de 30 mil variedades provenientes dos cruzamentos, entretanto, apenas 20 mil estão classificadas, além dos diversos híbridos que tornaram possível o plantio de rosas em locais de clima tropical, adaptando-as a uma maior variabilidade climática (PIETRO, 2009).

As rosas ocupam o primeiro lugar no *ranking* nacional de vendas, e sozinhas, representam 11% do movimento financeiro atual (CASTRO, 1998). Assim como para outras flores, o estado de São Paulo é o maior produtor de Rosas do país, respondendo por 70% do total produzido, seguido por Minas Gerais e Ceará, embora tenham objetivos diferentes, pois as Rosas produzidas em São Paulo e Minas Gerais são direcionadas ao mercado distribuidor e consumidor interno, já no Ceará as Rosas são produzidas para exportação, o que tem tornado o estado um destaque como polo produtor (DREFAHL, 2004).

As rosas são plantas essencialmente de clima temperado, desenvolvem-se bem em temperaturas amenas como no sul do Brasil, e, por serem híbridos, têm tamanhos diferentes, podem ser rasteiras, arbustivas ou trepadeiras, além de várias cores e odores (LORENZI, 1999).

Atualmente a cultivar híbrida *Vega* é a mais aceita no mercado, tem características fitotécnicas desejáveis. Foi originada do cruzamento entre “Roseiras Floribundas” e “Híbridas de Chá” (PIETRO, 2009). Forma um arbusto com cerca de 1,5 metros de altura, com base lenhosa, espinhosa e folhas caducas, pinadas e compostas de 5 folíolos ovalados, floresce quase continuamente durante o ano, produz botões com 10 a 12 pétalas, de 4 a 5 centímetros de comprimento e de cor vermelha a bordô (OLIVEIRA, 2012). Embora a duração do dia não tenha profunda influência no cultivo, a temperatura de crescimento influencia na maior ou menor qualidade e produtividade das flores (DREFAHL, 2004). A faixa ótima de temperatura está entre 17 e 26°C, temperaturas acima de 25°C aceleram o florescimento e a senescência, deixando as flores menores e de cor mais pálida, assim como as temperaturas mais baixas atrasam o florescimento (OLIVEIRA, 2012).

Generalizando, o ponto de corte das rosas deve ocorrer ainda com o botão fechado, após as sépalas se soltarem do botão floral. A colheita com o botão ainda fechado protege as pétalas que são extremamente frágeis e sensíveis a danos mecânicos e à ação do etileno, permitindo prolongar o período de estocagem (PIETRO, 2009).

Entre outros estudos, Drefahl (2004), estima que o mercado de flores e plantas ornamentais movimente cerca de 2 bilhões de reais por ano, sendo que 216 milhões de reais são gerados para a movimentação de 30 milhões de dúzias de rosas anualmente, e existem perspectivas de crescimento do setor para exportação. Desta forma, é muito importante buscar técnicas que ainda não são utilizadas com frequência para elevar a qualidade e produtividade das rosas com a finalidade de suprir as demandas em quantidade, qualidade e constância.

1.3 – Senescência Floral

Sendo sistemas vivos, as flores de corte continuam com metabolismo ativo após serem separadas da planta mãe. Alterações bioquímicas, fisiológicas e estruturais levam a desorganização e desagregação dos tecidos e órgãos, levando as flores a um processo irreversível de perda de qualidade progressiva do produto até a senescência (SILVA, 2012).

A senescência é o período da vida vegetal em que os processos anabólicos, ou sínteses, são reduzidos, e há predominância dos processos catabólicos, ou degradações, que causam o envelhecimento seguido de morte dos tecidos (CHITARRA & CHITARRA, 2005).

A morte das plantas é um processo natural que ocorre ao final do ciclo ou algum tempo após o corte. Manter a qualidade durante um período de tempo na fase de pós-colheita depende da compreensão de fatores envolvidos no processo de deterioração e do entendimento que alguns destes fatores variam de espécie para espécie (FINGER *et al.*, 2004).

Os principais sintomas relacionados à senescência são o amarelecimento de folhas e pétalas, a abscisão de flores e botão floral, o enrolamento das folhas, escurecimento de pétalas e brácteas e curvatura da flor ou inflorescência (MATTIUZ *et al.*, 2005).

A variabilidade genética faz com que existam características próprias de cada espécie, de forma que os sintomas de senescência e a duração da vida de vaso podem variar muito entre espécies e cultivares (VAN DOORN, 1999). Entre as complexas mudanças fisiológicas e bioquímicas relacionadas à deterioração estão o aumento da atividade de enzimas hidrolíticas, degradação de amido, degradação de clorofila, ruptura e modificações nas membranas celulares, aumento do processo respiratório, aumento da produção de etileno, perda de permeabilidade da parede celular, além da perda de massa fresca devido a desidratação (MAYAK, 1987).

Altas temperaturas também elevam a respiração, a perda de água e o envelhecimento das flores. Reid (1991) afirma a cada 10°C de elevação na temperatura, as taxas metabólicas são duplicadas e o metabolismo das plantas está diretamente ligado ao tempo de senescência. Por outro lado, baixas temperaturas também podem causar injúrias e perda de coloração (SONEGO E BRAKMAN, 1995).

1.4 – Perdas pós-colheita

Embora a senescência das flores de corte seja um processo normal do desenvolvimento que depende de cada espécie e seu código genético (MARQUES, 2008), é possível controlar alguns fatores em relação ao manejo que podem elevar sua longevidade e o tempo de comercialização. A aceitação de uma flor não está relacionada apenas à sua qualidade estética, o número de dias de vida em vaso é fator decisivo para que se obtenha sucesso na comercialização do produto (SILVA *et al.*, 2008).

Causas comuns de perdas pós-colheita que podem ser facilmente controladas são destacadas por Sonogo e Brackmann (1995), entre elas estão a inadequada condução e manuseio da colheita, transporte impróprio, uso de embalagens inadequadas, estrutura de comercialização deficiente, realização da colheita em condições inadequadas, desconsideração com a distância do mercado e a preferência do consumidor. A qualidade da água da solução também é um fator de grande importância. VAN DOORN & WITTE (1997), concluíram que rosas colocadas em água murchavam prematuramente devido ao acelerado acúmulo de bactérias que se proliferavam na superfície de corte e ao longo do

xilema, sendo a água uma das fontes de contaminação.

Outras causas comuns de perdas pós-colheita têm sido estudadas por diversos autores. Imediatamente após o corte as hastes de flores devem ser colocadas em água ou solução previamente preparada. Prolongar o período de vida de vaso depende absolutamente de suprimento contínuo de água (REID, 2009). O déficit hídrico causa a redução da massa fresca, afeta a turgescência e a firmeza das flores colhidas, devido a sua delicadeza, sob déficit hídrico, a senescência torna-se precoce (MARQUES, 2008).

A temperatura também é fator decisivo na conservação pós-colheita de flores de corte, quanto maior a temperatura, maior a taxa de respiração e mais rápido ocorrerá o esgotamento das reservas, sendo assim, é comum o armazenamento de flores cortadas em câmaras com temperaturas mais baixas, uma vez que há redução da velocidade das reações metabólicas, possibilitando a conservação por maior período de tempo, além de inibir infecções bacterianas e fúngicas retardando a deterioração dos tecidos (COSTA, 2009).

O etileno é o fito-hormônio relacionado à senescência floral, produzido de forma natural nos tecidos vegetais e sua ação induz respostas fisiológicas como a queda de botões florais, murchamento de pétalas, descoloração, queda prematura de flores e brácteas, aceleração no desenvolvimento de doenças pós-colheita e precocidade na morte das flores (FINGER *et al.* 1999). A produção de etileno também é influenciada pelo aumento da temperatura (CAVASINI, 2013). As flores, de forma geral, podem ser mais ou menos sensíveis a ação do etileno. Segundo Cordeiro *et al.* (2011), as rosas mostram-se sensíveis a doses iguais ou superiores de $10 \mu\text{L L}^{-1}$ de etileno, por outro lado, Leme (2004), afirma que o antúrios são relativamente tolerantes ao etileno, produzindo-o em pequenas quantidades. Cavasini (2013), estima que 30% das perdas pós-colheita sejam devido os efeitos do etileno. Mesmo em baixas concentrações, dependendo do tempo de exposição e da temperatura, o etileno acelera a taxa respiratória e a senescência (NOWAK *et al.*, 1991).

A murcha das flores de corte no período pós-colheita pode ocorrer também devido à excessiva transpiração e déficit hídrico, sendo um processo inerente à senescência natural, entretanto, há causas comuns que levam a perda de turgescência como a obstrução dos vasos condutores (VAN DOORN E WITTE, 1991).

Esta obstrução física do xilema leva à redução da condutividade hidráulica, e tem como possíveis causas a formação de bolhas de ar na área do corte, conhecida como cavitação ou embolia (GURJÃO *et al.* 2006); a atividade de enzimas peroxidase e polifenoloxidase, que catalisam a síntese de lignina e suberina e obstruem os condutos abertos (VAN DOORN, 1997); a formação de gomas, mucilagem, látex e resinas, características de algumas espécies (VAN DOORN, 1997); e também a obstrução por microrganismos que proliferam-se na base da haste e causam impedimento físico, seja por aumento de sua população, pela produção de materiais componentes de seus metabólitos ou ainda pela liberação de tecidos contaminados da planta (MARQUES, 2008; VAN DOORN, 1997).

1.5 – Uso de Soluções Preservativas

Prolongar a vida das flores no período pós-colheita é de extrema importância, os estudos e pesquisas na área vem sendo desenvolvidos no sentido de determinar fatores que contribuem para deterioração (BARBOSA *et al.*, 2006), e possíveis intervenções capazes de manter as flores por mais tempo viáveis para a comercialização e cumprindo sua função ornamental.

No Brasil, os estudos sobre conservação pós-colheita tornaram-se públicos a partir

de 1980, entretanto, o uso de conservantes só se popularizou dez anos depois (DIAS-TAGLIACOZZO & CASTRO, 2002). Alguns trabalhos desenvolvidos destacam o efeito benéfico do uso de conservantes químicos em soluções preservativas em flores de corte (FUKASAWA *et al.*, 2004).

Reis (2009), afirma que a longevidade das flores pode ser quadruplicada com o uso de soluções preservativas em relação à água pura. Com o objetivo de conservar a qualidade e a vida pós-colheita, as soluções podem ser confeccionadas com açúcares, ácidos orgânicos, inibidores de síntese ou ação do etileno e biocidas (TAGLIACOZZO *et al.*, 2005), que podem ser aplicadas durante todas as etapas de distribuição, desde o produtor até o consumidor final (MOSCA *et al.*, 2009).

As soluções podem ser de condicionamento, *pulsing*, indução a abertura floral e manutenção. As de condicionamento servem para restaurar a turgescência e devem ser utilizadas logo após a colheita sendo um tratamento rápido que pode ser usado em pré-transporte ou armazenamento, estas soluções contêm geralmente água e germicidas (SONEGO E BRACKMAN, 1995).

A solução *pulsing* hidrata e nutre as flores, é um tratamento de saturação dos tecidos com sacarose de 2 a 20% (ALMEIDA, *et al.*, 2009). A haste deve ser imersa após a colheita ou durante o armazenamento antes de ser colocada na solução definitiva (ESASHIKA, 2011), apenas por alguns minutos ou algumas horas (REIS, 2009).

A indução à abertura do botão floral também pode ser estimulada por soluções que geralmente são utilizadas quando os botões são colhidos ainda imaturos em épocas onde há grande demanda de flores para comercialização, são semelhantes à solução *pulsing*, entretanto, as concentrações de açúcares são menores e as hastes ficam imersas por um maior período de tempo (SALINGER, 1991). Nestas soluções podem ainda ser utilizadas substâncias biocidas a fim de potencializar sua ação contra o desenvolvimento de microrganismos.

Finalmente, existe a solução de manutenção, também conhecida como “solução de vaso”, normalmente são utilizados açúcares (sacarose de 0,5% a 2%), ácidos capazes de manter o pH na faixa entre 3 e 4, agentes biocidas ou antimicrobianos e ainda inibidores da síntese ou ação do etileno (REIS, 2009). As hastes deverão ser mantidas nesta solução durante todo o período pós-colheita e há possibilidade ainda de confeccionar a solução através de uma combinação destes ingredientes ou de alguns deles de acordo com a espécie utilizada. Existem no mercado alguns produtos comerciais utilizados para este fim (SALINGER, 1991), entre eles estão *Florissant*®, *Floralife*®, *Roselife*®, *Everbloom*®, *Crysal*®, *Petalife*® e o único produto brasileiro, o *Flower*® (ALMEIDA *et al.*, 2009).

Brackmann *et al.*, 1998 afirmam que produtos constituídos por açúcares e germicidas, como os ésteres de 8-hidroxiquinolina e nitrato de prata podem duplicar ou triplicar a longevidade das flores. Tiosulfato de prata, uma combinação entre Nitrato de Prata e Tiosulfato de Sódio, também atua como agente anti-etileno e tem grande efeito bactericida (REID *et al.*, 1980). Os compostos com prata são anti-etileno e tem movimento lento no interior da planta, tendendo a ser fotodegradados e causando efeitos tóxicos aos microrganismos (SONEGO E BRACKMAN, 1995).

Pietro (2009), estudou os efeitos de conservantes em soluções de manutenção em Rosas cv. Vega e encontrou resultados promissores com o uso de 8-hidroxiquinolina (200mg/L) e também com Ácido Cítrico (75 mg/L), ambos separadamente, o efeito sinérgico com sacarose não teve efeito positivo. Relatou que em ambos tratamentos foi possível observar menor perda de massa fresca, atividade respiratória e conteúdo relativo de água, o que indica melhor manutenção do conteúdo de carboidratos solúveis e redutores, antocianina e coloração.

Souza *et al.* (2007), estudou a conservação de Helicônia “Golden Torch” o composto químico AVG (aminoetoxivinilglicina), que reduz a ação do etileno através da ácido 1-amino-ciclopropano carboxílico (ACC sintase), que é responsável pela conversão do precursor do etileno, ele ainda testou combinações com a inclusão de açúcares na solução a fim de melhorar a absorção de água e repor as reservas.

Açúcares, principalmente sacarose, são capazes de repor carboidratos consumidos pela respiração (NOWAK *et al.*, 1991), e proporciona redução na transpiração das flores, uma vez que atua no fechamento dos estômatos (FUKASAWA *et al.*, 2004). Apesar da eficiência dos sais de prata e de outros compostos químicos utilizados em pós-colheita, estes inibidores e conservantes causam problemas de fitotoxidez e contaminação residual do meio ambiente (BRACKMANN *et al.*, 2004). Não é diferente do que ocorre com o uso de antimicrobianos, que geralmente são representados por antibióticos e também geram resíduos, podendo causar resistência de bactérias (CAETANO & MADALENO, 2011).

A maior diversidade genética vegetal do mundo é encontrada no Brasil. Embora a maior parte das espécies ainda não tenha sido catalogada, pode-se afirmar que tais plantas são importante fonte de substâncias biologicamente ativas pois possuem as mais diversas propriedades químicas e estruturais (SANDES *et al.*, 2000). O interesse pelo uso de produtos naturais, especialmente originados diretamente de vegetais tem sido crescente. Um dos motivos são os efeitos indesejáveis e os prejuízos ambientais causados pelo uso de substâncias químicas produzidas artificialmente (RATES, 2001). Assim, aliado a possibilidade de buscar pesquisas que investiguem novos princípios ativos e a importância da substituição de produtos químicos, está a busca de soluções preservativas produzidas com ingredientes obtidos diretamente de produtos naturais.

Caetano & Madaleno (2011), indicaram produtos como o lúpulo, própolis, pomelo e jambolão como produtos que podem ter ação antimicrobiana natural e precisam ser mais estudados.

Sant’anna *et al.* (2012), estudaram os efeitos de soluções de Anis Estrelado (*Illicium verum*) e Estévia (*Stevia rebaudiana*), comparando com fornecimento de Sacarose na pós-colheita de hastes de *Alpinia purpurata*. Os resultados comprovaram que a Sacarose pode ser substituída por soluções de 1% de Anis Estrelado e também de Estévia, não houve diferença significativa destes tratamentos se comparado com soluções de Sacarose 2%.

Arruda (2009), observou a influência de soluções de própolis, de óleo essencial de menta (*Mentha arvensis* L.) e de óleo de gengibre (*Zingiber officinale* Roscoe), e ainda avaliou o efeito de pulverização com o regulador de crescimento natural metil jasmonato, que é produzido em muitas espécies vegetais, este último apresentou resultados satisfatórios destacando-se dos demais produtos. Sendo assim, é possível observar que todos os componentes das soluções comumente utilizadas podem ser substituídos por substâncias de origem natural, tanto as substâncias utilizadas com possível ação biocida quanto às utilizadas como inibidoras da ação do etileno.

Aliado à importância de trocar produtos químicos por orgânicos está a vantagem econômica desta substituição. Alguns dos produtos indicados como antifúngicos ou antibacterianos podem ser encontrados na propriedade, já os conservantes químicos comerciais nem sempre são de fácil acesso e de baixo custo.

**CAPÍTULO I - AVALIAÇÃO DE SOLUÇÕES PRESERVATIVAS
NO TRATAMENTO PÓS-COLHEITA DE ANTÚRIOS (*Anthurium
andraeanum* Lindl. cv. Ômega) E DE ROSAS (*Rosa* sp. cv. Vega) DE
CORTE CULTIVADAS NO ESTADO DO RIO DE JANEIRO.**

RESUMO

O manejo pós colheita de flores é algo que tem despertado o interesse devido ao elevado percentual de perdas desde o corte até a comercialização. A má conservação e a falta de conhecimento de medidas adequadas que minimizem os prejuízos e elevem a longevidade das plantas no período pós-colheita é um fator relevante de estudo, porque além de prejudicar a competitividade agrícola brasileira, retira dos agricultores a possibilidade de melhorar seus lucros. Existem diversas causas possíveis para aceleração da senescência das flores. Fatores abióticos e/ou bióticos estão envolvidos no processo de deterioração das flores no período pós-colheita, entre os fatores abióticos pode-se citar a temperatura de armazenamento, umidade, ferimentos ocasionados no momento da colheita, local e solução inadequada de armazenamento. E, entre os bióticos pode-se encontrar fatores relacionados à própria planta, como maior ou menor sensibilidade ao etileno, aumento da taxa de respiração devido ao estresse causado na colheita, produção de tiloses interrompendo o fluxo de água, ou ainda a ação de microrganismos que se desenvolvem e causam a redução da área dos vasos condutores até o entupimento total das hastes florais interrompendo o fluxo de água para a porção superior. Este estudo tem como objetivo avaliar a perda da qualidade comercial em diferentes tratamentos com soluções preservativas que tenham possível efeito antimicrobiano em pós-colheita de hastes florais de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) e de Rosas (*Rosa sp.* cv. Vega) cultivadas no estado do Rio de Janeiro. Para a avaliação foi adaptada uma escala de notas atribuídas ao longo de experimento para os parâmetros escurecimento, turgescência e curvatura das flores. Os tratamentos utilizados foram: *pulsing* de sacarose 10% em parte das flores antes de serem colocadas em solução preservativa, o produto comercial Flower® 1%, indicado como conservante de flores de corte, água destilada (testemunha), solução de hipoclorito de sódio 1%, óleo de nim 1%, óleo orgânico de menta 1000ppm e óleo orgânico de capim limão 1000ppm e extrato de própolis orgânica 1%. As avaliações foram realizadas em dias intercalados, tanto para Rosas quanto para Antúrios. Foram realizadas as seguintes avaliações: massa fresca, massa seca, peso das soluções, pH. O experimento foi dividido em três etapas, a primeira em abril, a segunda em julho e a terceira em novembro de 2013 e os resultados foram analisados através do teste de Tukey a 5% de probabilidade. Na primeira etapa os melhores resultados para antúrios foram encontrados no tratamento com óleo de menta que elevou a longevidade das flores em 6 dias se comparado com os demais, na segunda e terceira etapa o extrato de própolis teve resultados significativamente melhores mantendo a longevidade das flores e seu valor ornamental por períodos mais prolongados, seguido por óleo de menta e testemunha. Os demais tratamentos não apresentaram resultados satisfatórios. Para rosas, nas três etapas, os melhores resultados foram conseguidos com o produto comercial Flower®, os demais tratamentos não tiveram resultados satisfatórios. O *pulsing* de sacarose parece não ter tido influência nos resultados conseguidos com as soluções preservativas em nenhuma das etapas. De acordo com as análises estatísticas, foi possível concluir que a longevidade de flores de antúrios pode ser positivamente influenciada com soluções preservativas compostas com extrato de própolis orgânica e óleo orgânico de menta, e para rosas, apenas o produto comercial Flower® trouxe resultados satisfatórios prolongando a turgescência das flores ao longo do experimento.

Palavras-chave: conservação, pós-colheita, flores.

ABSTRACT

The postharvest management of flowers is something that has piqued the interest due to the high percentage of losses from cutting to marketing. The poor conservation and lack of knowledge about appropriate measures to minimize the damage and raise the longevity of plants in the postharvest period is a relevant factor of this study, because in addition to adversely affect the Brazilian agricultural competitiveness, it removes the possibility for farmers to improve their profits. There are several possible causes to accelerate the flower senescence. Abiotic and/or biotic factors are involved in the decay process of flowers in the postharvest period, among abiotic factors we can cite the storage temperature, humidity, injury caused at harvest time, place and inadequate storage solution. And among the biotic factors we one can find what related to the plant as more or less ethylene sensitivity, increased respiration rate due to stress at harvest, production of tyloses blocking the water flow, or the action of microorganisms that develop themselves and cause a reduction in the conducting vessels area to a total blockage of the stems interrupting the water flow to the top. This study aims to evaluate the loss of commercial quality in different treatments with preservative solutions that can have antimicrobial effect on postharvest of stems of anthurium (*Anthurium andraenum* Lindl.) and roses (*Rosa sp.* var. Vega) that grown in Rio de Janeiro. For the assessment, a grade scale was adapted throughout the experiment for parameters like dimming parameters, turgidity and curvature of flowers. The treatments were: pulsing of sucrose 10% in some flowers before being placed in preservative solution, the commercial product Flower® 1%, that is indicated as preservative of cut flowers, distilled water (control), solution of sodium hypochlorite 1%, neem oil 1%, organic peppermint oil 1000ppm and organic lemon grass oil 1000ppm and organic propolis extract 1%. The evaluations were performed every other day, to roses and anthuriums. The following evaluations were performed: fresh mass, dry mass, weight of the Solutions, pH. The experiment was divided into three stages, the first in April, the second in July and the third in November 2013 and the results were analyzed using Tukey's test at 5% probability. In the first stage the best results for anthuriums were found in treatment with peppermint oil which increased the longevity of flowers in 6 days, if compared it with other results, in the second and third stage the propolis extract had significantly better results keeping the longevity of flowers and their ornamental value for longer periods, followed by peppermint oil and control. The other treatments did not show satisfactory results. For roses, in the three stages, the best results were achieved with the commercial product Flower®, the other treatments did not have satisfactory results. The pulsing of sucrose seems to have no influence on the achieved results with the preservative solutions in any stage. According to statistical analysis, it was concluded that the longevity of anthuriums' flowers can be positively influenced with preservative solutions made up of organic propolis extract and organic peppermint oil, and roses, just the commercial product Flower® brought satisfactory results extending turgor of flowers throughout the experiment.

Keywords: conservation, postharvest, flowers.

1 INTRODUÇÃO

O setor de flores vem apresentando maior volume de movimentação financeira, tanto no que se refere à demanda interna, quanto à externa, entretanto, apesar das perspectivas futuras indicarem incremento desta demanda, ainda são necessários ajustes para a integração em todos os segmentos, de forma que não haja limitação da atividade por desorganização da cadeia (SMORIGO, 1999). Durante todo o processo de produção deve-se buscar eficiência, uma vez que, qualquer interferência negativa pode afetar o produto final e a rentabilidade da atividade (AKI & PEDROSA, 2002).

O mercado consumidor exige produtos frescos, com as mesmas características que apresentavam no momento da colheita, porém, seu alto grau de perecibilidade e fragilidade tornam o armazenamento uma tarefa de grande dificuldade (LAMAS, 2002). Após a colheita, as flores não ganham qualidade, podem apenas mantê-la por tempo determinado. No intervalo entre a colheita e o consumidor final, as perdas são, no mínimo, de 30%, daí a importância de se buscar estratégias para manutenção da qualidade e redução do descarte de flores (GURJÃO *et al.*, 2006).

Uma das formas de evitar a perda de qualidade é observar o ponto ideal de colheita, evitar os danos mecânicos e encaminhar o produto colhido imediatamente ao local de beneficiamento para aplicação de medidas que não prejudiquem a longevidade das plantas no período pós-colheita (LOGES *et al.*, 2005).

Estratégias utilizadas para prolongar a vida das flores de corte e complementar as práticas realizadas no cultivo, como tratamentos pós-colheita colaboram para manutenção da qualidade das flores por maior tempo (REIS, 2009). Na década de 70, nos Estados Unidos, 70% das flores de corte eram mantidas apenas em água pura para reidratação no período pós-colheita (Nowak e Rudnicki, 1990).

Atualmente, sabe-se que o uso de soluções preservativas no período pós-colheita pode aumentar a qualidade das flores, manter a coloração e ainda induzir a abertura de botões florais (REIS, 2009). As soluções preservativas podem ser utilizadas em toda cadeia, desde a produção, local de comercialização ou pelo consumidor final, com objetivo de manter por maior período a qualidade e reduzir os efeitos dos fatores de deterioração endógenos ou ambientais (CORDEIRO *et al.*, 2006).

As diferentes soluções utilizadas para conservação pós-colheita são, geralmente, constituídas por biocidas, fitorreguladores e açúcares (SONEGO & BRACKMANN, 1995), de acordo com a finalidade que se deseja.

Diversos são os estudos sobre compostos químicos que poderiam servir como conservantes pós-colheita, porém, atualmente, há uma crescente preocupação em adquirir produtos de origem orgânica e produzidos de forma menos agressiva em substituição aos compostos químicos que darão origem aos conservantes sintéticos (SANT'ANNA *et al.*, 2012), quase sempre relacionados à grandes indústrias de insumos agrícolas.

Na literatura, os estudos envolvendo o uso de produtos naturais em soluções preservativas para conservação de flores de corte são recentes e em número reduzido (PIETRO, 2009). Wisniewski *et al.*, (2001) destacam que embora existam poucos estudos com produtos naturais como alternativa aos convencionalmente utilizados, antagonistas microbianos naturais tem sido apontados como agentes protetores de produtos perecíveis tendo ação contra um elevado número de patógenos pós-colheita.

Os antimicrobianos naturais são substâncias produzidas por microrganismos e plantas que podem influenciar no desenvolvimento microbiano. A busca por antimicrobianos de melhor desempenho para cada caso precisa ser avaliada sob uma visão holística, o grande benefício do uso destes produtos é contribuir para a redução do uso de produtos químicos potencialmente tóxicos (WISNIEWSKI *et al.*, 2001).

Os objetivos deste trabalho são analisar o comportamento de hastes florais cortadas de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) e Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega), em diferentes soluções preservativas no período pós-colheita através da avaliação de dados fisiológicos, dados da solução e observações visuais através de escala de notas para senescência.

2 MATERIAL É MÉTODOS

2.1- Obtenção do Material

2.1.1- Material Vegetal

Para a realização deste estudo foram utilizadas hastes florais de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) e Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega). As flores foram coletadas no período das 6:00 às 7:30h no mesmo dia do início de cada etapa do experimento e imediatamente colocadas em recipientes com água para evitar a rápida desidratação.

As rosas foram adquiridas em uma propriedade no distrito de Massambará, município de Vassouras-RJ, localizada na latitude 22° 24' 14'' S, longitude 43° 39' 46'' O, e altitude de 434 metros. As roseiras foram plantadas há 5 anos e estão em plena produção, a maior parte das rosas vermelhas são da cultivar *Vega*, a mesma utilizada no experimento.

Já os antúrios foram coletados em propriedade situada no município de Valença-RJ, localizado a 22° 14' 45'' S, 43° 42' 00'' O e a altitude de 540 metros. A produtora de flores é associada à ABIO (Associação dos Agricultores Biológicos do Estado do Rio de Janeiro), e os antúrios estavam sob manejo orgânico.

Foram escolhidas flores em ponto de colheita exigido comercialmente. No caso dos antúrios, além da espata estar totalmente expandida, buscou-se a máxima uniformidade na cor e no tamanho da mesma, tamanho das hastes maior que 50 centímetros e espádice com coloração branca a rósea. No caso das rosas, foram sempre colhidas com botão iniciando a abertura e algumas sépalas abertas, haste maior que 50 centímetros, procurando ao máximo escolher flores sem sinais de defeitos ou ataque de pragas e doenças.

Para a primeira época, realizada em abril e maio de 2013, foram utilizadas 120 hastes de antúrios e 120 hastes de rosas. Para a segunda e terceira época, respectivamente executados em julho/agosto e novembro/dezembro de 2013, foram necessárias 100 hastes para cada etapa, totalizando 320 hastes de antúrios e 320 hastes de rosas.

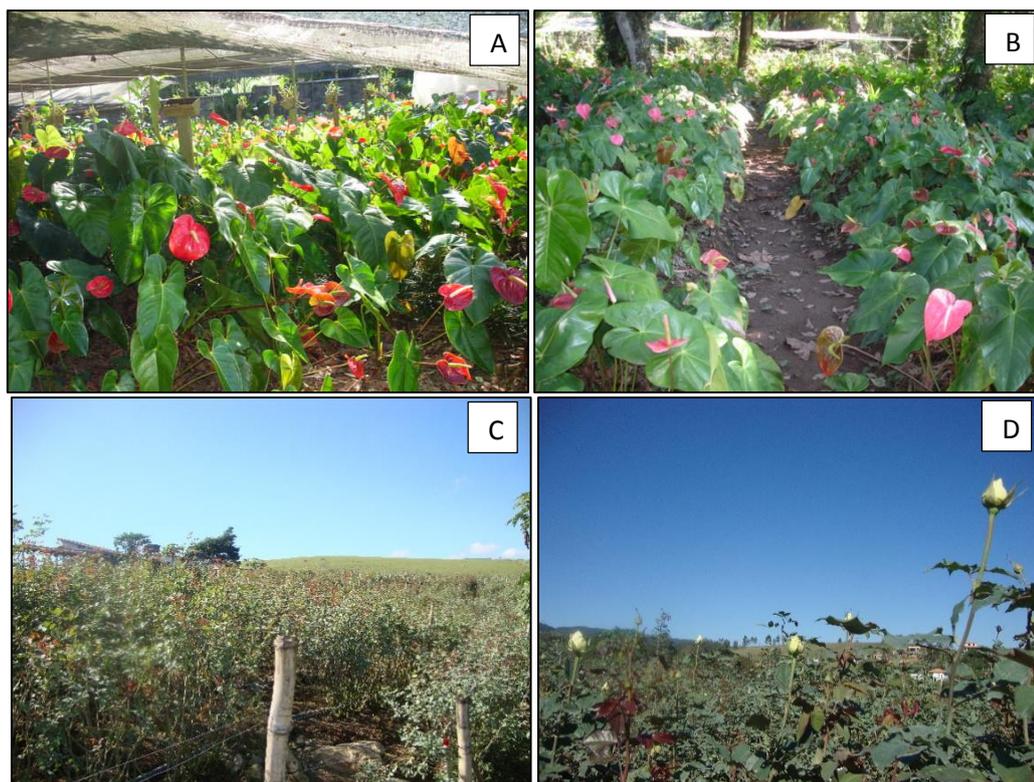


Figura 1- A- Foto mostrando antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) cultivados sob sombreamento em Valença-RJ. B- Foto da área onde foram colhidas as flores utilizadas no experimento. C- Foto tiradas na área de cultivo de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em Massambará, Vassouras. D- Fotos mostrando alguns botões de rosas fechados.

2.1.2- Material para confecção das soluções

Anteriormente à confecção das soluções preservativas com agentes biocidas, foi preparada a solução *pulsing* com sacarose 10% e água destilada.

Para confecção das soluções preservativas foram utilizados os produtos comerciais Flower®, hipoclorito de sódio, óleo de nim, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânico.

Flower®, produzido pela Ecoplanet, é o único conservante floral comercial produzido no Brasil e já utilizado largamente por produtores de flores de corte, e foi adquirido em loja agropecuária do município de Nova Friburgo-RJ. A empresa define o produto como um conservante de flores de corte que não sofrem os efeitos do gás etileno, podendo ser utilizado em grande variedade de flores e não necessitando de renovação de água e corte da base das hastes com frequência. A composição do produto é indicada na embalagem, contém nutrientes, vitaminas, micronutrientes, bactericidas, algicidas, vaso dilatadores e reguladores de pH, garantindo a eficácia na conservação da qualidade das flores por mais tempo.

O hipoclorito de sódio, conhecido também como água sanitária, é utilizado comumente como desinfetante e alvejante, e pode ser facilmente adquirido em supermercados. O produto é reconhecido por sua eficiente ação bactericida e por isso poderia tornar-se uma opção para compor as soluções preservativas de flores de corte.

O óleo de nim (ou Neem), utilizado foi da marca Nim-I-Go, adquirido em loja agropecuária do município de Paty de Alferes-RJ. O nim é comumente utilizado como repelente de pragas através de pulverizações e tem sido testado como biocida em outras

formas de utilização, como extratos naturais e macerado de sementes da planta. O produto adquirido, além de ser a base de óleo de nim (*Azadiractha indica* A. Juss), possui outros ingredientes em sua composição, são eles: óleo de karanja (*Pongamia glabra*), óleos vegetais de pimenta malagueta (*Capsicum frutescens*), artemísia (*Artemisia absinthium*), alho (*Allium sativa*) e atatanato (*Bixa orellana*). Os principais efeitos são atribuídos ao princípio ativo da *Azadiractina*, especificamente a dois grupos de moléculas extraídos das sementes no nim, os triterpenos e os liminoides.

Os óleos orgânicos de menta e de capim limão foram adquiridos na empresa Herbia cosméticos orgânicos, ambos possuem selo de produtos orgânicos como certificação. A planta utilizada no óleo de menta é a chamada *Menta arvensis*, a cromatografia mostra que possui em sua composição limonene (3,42%), menthone (7,46%), isomenthone (5,22%) e menthol (75,58%). O óleo de Capim Limão (*Cymbopogon citratus*) é composto de 6 metil 5 hepten-2-ona (3,43%), mirceno (25,22%), beta-feladreno (0,50%), linalol (1,47%), óxido de betapineno (1,67%), neral (25,11%), mirtanal (2,34%) e geraniale (31,53%).

Por fim, o extrato de própolis foi doado pela Associação de Produtores Orgânicos do grupo ACAMPAR do estado do Rio de Janeiro e também possui o selo de produto orgânico certificado.

Todos os vasos utilizados no experimento foram confeccionados com garrafas Pet reutilizadas.



Figura 2- Alguns produtos adquiridos para utilização nas soluções. A- Flower®; B- Óleo de Nim; C- Óleo orgânico de Menta (*Menta arvensis*); D- Óleo orgânico de Capim Limão (*Cymbopogon citratus*); E- Extrato de Própolis orgânica.

2.2- Local do experimento e preparo das soluções

Imediatamente após a colheita, as hastes foram encaminhadas ao Laboratório de Pós-Colheita do setor de Horticultura, vinculado ao Instituto de Agronomia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, no município de Seropédica-RJ.

As hastes foram transportadas em baldes com água não clorada, acondicionados dentro de caixas de isopor, com gelo ao redor. No laboratório de pós-colheita as hastes foram padronizadas com comprimento de 50 centímetros e imersas em água destilada. A cada 20 hastes padronizadas, 5 hastes eram colocadas na solução *pulsing*, preparada com 10% de sacarose.

Foram preparados 2 litros de solução com cada um dos produtos utilizados, assim, cada tratamento teve 4 vasos contendo 500 mL da solução preservativa. Em cada vaso

foram imersas 5 hastes de flores, três vasos com flores retiradas de água destilada e um vaso recebeu flores que passaram por um período de 30 minutos pelo *pulsing* sacarose 10%.

As soluções preparadas com Flower®, hipoclorito de sódio, óleo de nim e extrato de própolis foram preparadas na concentração de 1%. Óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão na concentração de 1000 ppm.



Figura 3- Chegada das flores de corte ao laboratório de pós-colheita. A- Parte das hastes de antúrios em *pulsing* de sacarose 10%. B- Hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega), transportadas em baldes com água e gelo ao redor no interior de isopor. C- Hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) transportadas em baldes com água e gelo ao redor no interior de isopor. D- Parte das hastes de rosas em *pulsing* de sacarose 10%.

2.3- Organização do experimento

O experimento foi realizado entre os meses de abril a dezembro e dividido em três etapas. A época 1 foi iniciada no dia 18 de abril de 2013. As soluções utilizadas foram testemunha - água destilada (T1), Flower® 1% (T2), hipoclorito de sódio 1% (T3), óleo de nim 1% (T4), óleo orgânico de menta 1000ppm (T5) e óleo orgânico de capim limão 1000ppm (T6). Foram utilizadas 120 hastes de rosas e 120 hastes de antúrios no total.

A segunda época teve início no dia 23 do mês de julho e a terceira em 12 de novembro de 2013. Optou-se por realizar uma etapa em meses cujas temperaturas são mais baixas e outra etapa em meses de temperatura mais elevada. Em cada uma das etapas foram utilizadas 100 flores cortadas de rosas e 100 de antúrios.

Na segunda e terceira época optou-se por descartar as soluções preservativas contendo hipoclorito de sódio e óleo de nim devido aos resultados insatisfatórios apresentados na época 1. Além da testemunha- água destilada (T1), na época 2 e 3 foram testadas soluções contendo Flower® 1% (T2), óleo orgânico de menta 1000ppm (T3), óleo orgânico de capim limão 1000ppm (T4) e extrato de própolis orgânico 1% (T5).

Cada recipiente foi preenchido com 500 mL de solução e as hastes foram imersas em seguida e passaram a ser observadas a cada dois dias. As hastes foram pesadas em grupos de cinco e colocadas em cada recipiente ao acaso com soluções preparadas na mesma data, cada tratamento teve 4 recipientes com 5 hastes florais em cada, totalizando 20 hastes por tratamento. Um dos recipientes recebeu cinco hastes que passaram por 30 minutos em *pulsing* com sacarose 10%. Todas as hastes ficaram com 10 centímetros de seu comprimento submersas

As plantas permaneceram em temperatura ambiente ao longo de todo experimento. Em dias intercalados foram medidos a massa fresca das hastes de cada recipiente, o peso das soluções para observação da absorção e o pH das soluções ao longo do tempo e no final da vida das flores a massa seca. Além disso, foram atribuídas notas variando de 1 a 4 para escurecimento do botão floral ou da espata, turgescência e curvatura da flor em relação ao pecíolo. Esta escala de senescência foi adaptada de Pietro (2009).



Figura 4- Organização das flores na bancada do laboratório de pós-colheita. Cada 4 vasos representam um tratamento.

2.4- Massa fresca

Para observação da massa fresca, a cada 48 horas foram pesadas as 5 hastes de cada vaso e anotados os pesos expressos em gramas. A perda de massa fresca relativa foi calculada em 2 etapas expressa em porcentagem. A perda de massa foi estimada na

metade e no final das etapas de cada experimento. Os valores de massa fresca da metade do experimento foram relacionados à massa fresca referente ao primeiro dia (dia zero), e os valores de massa fresca obtidos no final do experimento foram relacionados aos valores encontrados na metade.

MFR (%)= Massa Fresca Relativa;

MFi (g)= Massa Fresca Inicial ou do dia anterior;

MFf (g)= Massa Fresca Atual (medida no dia zero, 2, 4, 6, 8...).

$$\text{MFR (\%)} = \frac{\text{MFi} - \text{MFf}}{\text{MFi}} \cdot 100$$



Figura 5- Pesagem de cada grupo de cinco flores.

2.5 – Massa seca

A pesagem da massa seca foi efetuada após a secagem das flores em estufa, a 65°C, por períodos superiores a 48 horas, até que o peso de cada grupo de cinco flores se tornasse constante.



Figura 6- A- Estufa utilizada para secagem do material vegetal. B- Pesagem do material vegetal após secagem (subtraindo-se o peso da embalagem).

2.6 - Peso das soluções

O peso das soluções foi anotado a cada 48 horas, aferido através da pesagem dos frascos. Inicialmente cada vaso possuía aproximadamente 500mL. A evaporação das soluções foi desconsiderada, uma vez que todos os vasos estavam sob as mesmas condições.



Figura 7- Pesagem das soluções utilizadas.

2.7 - Valor de pH

A leitura do pH das soluções foi feita a cada 48 horas, utilizando o pHmetro de bancada digital da marca PHS-3B- Phtek.



Figura 8- pHmetro PHS-3B- Phtek.

2.8 - Escala de senescência

A aparência visual determinou a avaliação segundo uma escala de senescência adaptada de Pietro (2009). Partiu-se da nota máxima e a cada 48 horas cada vaso foi analisado segundo três parâmetros em escala decrescente, variando de 4 a 1, onde 4 refere-se à hastes dentro do padrão comercial e 1 descarte total das flores. A tabela 1 demonstra a forma de avaliação dos parâmetros escurecimento da espata de antúrios ou botões florais em rosas, Turgescência e Curvatura da flor em relação ao pecíolo.

Tabela 1- Escala de Senescência utilizada para avaliação visual de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) e Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) mantidos em diferentes soluções de manutenção. Adaptada de Pietro (2009).

Notas	Escurecimento do Botão Floral ou da Espata	Turgescência	Curvatura da Flor em relação ao pecíolo
4	Nenhuma parte escura a 5%	Túrgida	Flor reta
3	5 a 19% de partes escuras	Levemente murcha	1 a 30°
2	20 a 29% de partes escuras	Murcha	31 a 90°
1	30% ou mais de partes escuras	Totalmente murcha	Maior que 90°

2.9 – Longevidade floral

A longevidade floral foi considerada o tempo entre a colheita das flores até 50% das hastes receberam nota 1 (descarte total), nos parâmetros avaliados na escala de senescência, isto é, apresentarem necrose ou escurecimento, murcha e queda de flores.

2.10 - Análises estatísticas

Para avaliar a significância dos dados coletados no experimento, as análises estatísticas foram feitas através de delineamento inteiramente casualizado, utilizando-se o programa Sisvar. Foi utilizado o teste de Tukey a 5% de probabilidade para comparar as médias, e os dados foram interpretados através de análise de variância e interpolação polinomial.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1-Antúrios

A média dos valores de massa fresca, expressa em gramas e determinada através das pesagens das hastes desde o dia zero até o final do experimento, em intervalos de 48 horas, pode ser observada na tabela 2, considerando-se repetições dos ensaios em três épocas distintas.

Tabela 2- Média dos valores de massa fresca (g) de hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em três repetições do experimento, realizadas entre abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ANTÚRIOS – MASSA FRESCA (g)			
Tratamentos	Época 1	Época 2	Época 3
	Abril e Maio/2013	Julho e Agosto/2013	Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	109,41a	110,50a	94,79c
Flower®	87,64b	93,83c	113,12a
Hipoclorito de Sódio	93,97b	-----	-----
Óleo de Nim	72,50c	-----	-----
Óleo de Menta	105,29a	105,50ab	105,00b
Óleo de Capim Limão	77,20c	93,66c	107,29ab
Extrato de Própolis	-----	101,16b	106,25b

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade.

Ao analisar os valores obtidos para massa fresca é possível observar que houve variação entre os tratamentos e também entre as épocas de avaliação. Para a época 1 (abril e maio/2013) e época 2 (julho e agosto/2013), os maiores valores de massa fresca concentraram-se em testemunha e óleo orgânico de menta. Já na época 3 (novembro e dezembro/2013), os maiores valores foram encontrados em Flower® e óleo orgânico de capim limão.

A perda de massa fresca é o principal fator que leva à deterioração das flores de corte, limitando sua vida útil. Segundo Carvalho (2002), esta perda não é somente quantitativa, pois, além de prejudicar a aparência dos produtos devido ao murchamento e enrugamento, modifica a textura e até mesmo a qualidade nutricional no caso de hortaliças comestíveis. No caso das flores, é fator determinante para recusa do produto pelo mercado consumidor, estas devem manter o aspecto de recém-colhidas durante todo o tempo de armazenamento e comercialização.

Na Tabela 3 é possível observar os valores de massa fresca relativa, isto é, o percentual de perda de massa fresca em dois momentos (tempo mediano e final) de cada época do experimento.

Tabela 3– Massa fresca relativa de hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em cada tratamento na metade e no final de cada época dos experimentos. Época 1 realizada entre abril e maio de 2013, época 2 entre julho e agosto de 2013 e época 3 entre novembro e dezembro de 2013.

MASSA FRESCA RELATIVA (%) - ÉPOCA 1 – ABRIL E MAIO/ 2013						
PERÍODO	TESTEMUNHA	FLOWER	HIPOCLORITO DE SÓDIO	ÓLEO DE NIM	ÓLEO DE MENTA	ÓLEO DE CAPIM LIMÃO
METADE DO EXPERIMENTO	4,10	15,68	23,64	20,45	4,30	27,50
(16° dia)						
FINAL DO EXPERIMENTO	42,55	62,12	59,52	65,71	38,63	64,86
(32° dia)						
MASSA FRESCA RELATIVA (%) – ÉPOCA 2 – JULHO E AGOSTO/2013						
PERÍODO	TESTEMUNHA	FLOWER	ÓLEO DE MENTA	ÓLEO DE CAPIM LIMÃO	EXTRATO DE PRÓPOLIS	
METADE DO EXPERIMENTO	12,24	8,69	12,96	17,50	10,20	
(14° dia)						
FINAL DO EXPERIMENTO	34,88	54,76	53,19	53,19	38,63	
(28° dia)						
MASSA FRESCA RELATIVA (%) – ÉPOCA 3 – NOVEMBRO E DEZEMBRO/2013						
PERÍODO	TESTEMUNHA	FLOWER	ÓLEO DE MENTA	ÓLEO DE CAPIM LIMÃO	EXTRATO DE PRÓPOLIS	
METADE DO EXPERIMENTO	13,64	5,77	6,38	8,00	17,64	
(10° dia)						
FINAL DO EXPERIMENTO	34,21	44,90	31,80	45,65	28,55	
(22° dia)						

Através dos dados apresentados pode-se inferir que testemunha e óleo orgânico de menta perderam menor massa fresca na época 1 e, até a metade do experimento, tinham perdido quantidades inferiores a 5% do total. Do 16° ao 32° dia ambos tratamentos continuaram sendo os que promoveram menor perda de água das hastes em relação às hastes imersas nos demais tratamentos.

Já na época 2, até os 14 dias, a menor perda de massa foi observada em hastes que estavam imersas em Flower®, apenas 8,69%, entretanto, da metade para o fim desta etapa do experimento, dos 14 aos 28 dias, flores de antúrios imersas em Flower® foram as que mais perderam massa fresca se comparada com as demais, um total de 54,76%. Por outro lado, extrato de própolis orgânico foi o tratamento que além de ter mantido as flores menos deterioradas, reteu perda de massa nos primeiros 14 dias de apenas 10,20%, e posteriormente na segunda metade, manteve valores de 38,63%. Contudo, o tratamento testemunha manteve as hastes com maior massa fresca ao longo do experimento, com valores de massa fresca relativa de 12,24% até os 14 dias e 34,88% dos 14 aos 28 dias.

Por fim, já na época 3, em geral, os valores de massa fresca relativa foram superiores aos obtidos nas épocas 1 e 2 para todos os tratamentos. Um dos motivos pode ter sido a variação da temperatura característica de cada época. Contexto em que

elevações de temperatura foram mais altas quando mais próximas ao verão, notadamente na época 3 do experimento (novembro e dezembro). A tabela 3 permite comparar que, de forma inversa ao que ocorreu na época 2, testemunha e extrato de própolis foram as que mais perderam água do dia zero ao 10º dia, entretanto, perderam menos na segunda metade do experimento, isto é, do 10º ao 22º dia (época 3). Exceção pode ser apenas representada pelo tratamento com óleo de menta, que manteve valores baixos de massa fresca relativa até o 10º dia (6,38%) e perdeu 31,80% na segunda metade do experimento. Assim, como a perda de massa fresca aumentou, ocorreu decréscimo do volume das soluções no decorrer do período pós-colheita das flores. Fato que pode ser melhor evidenciado através de exame do gráfico 1.

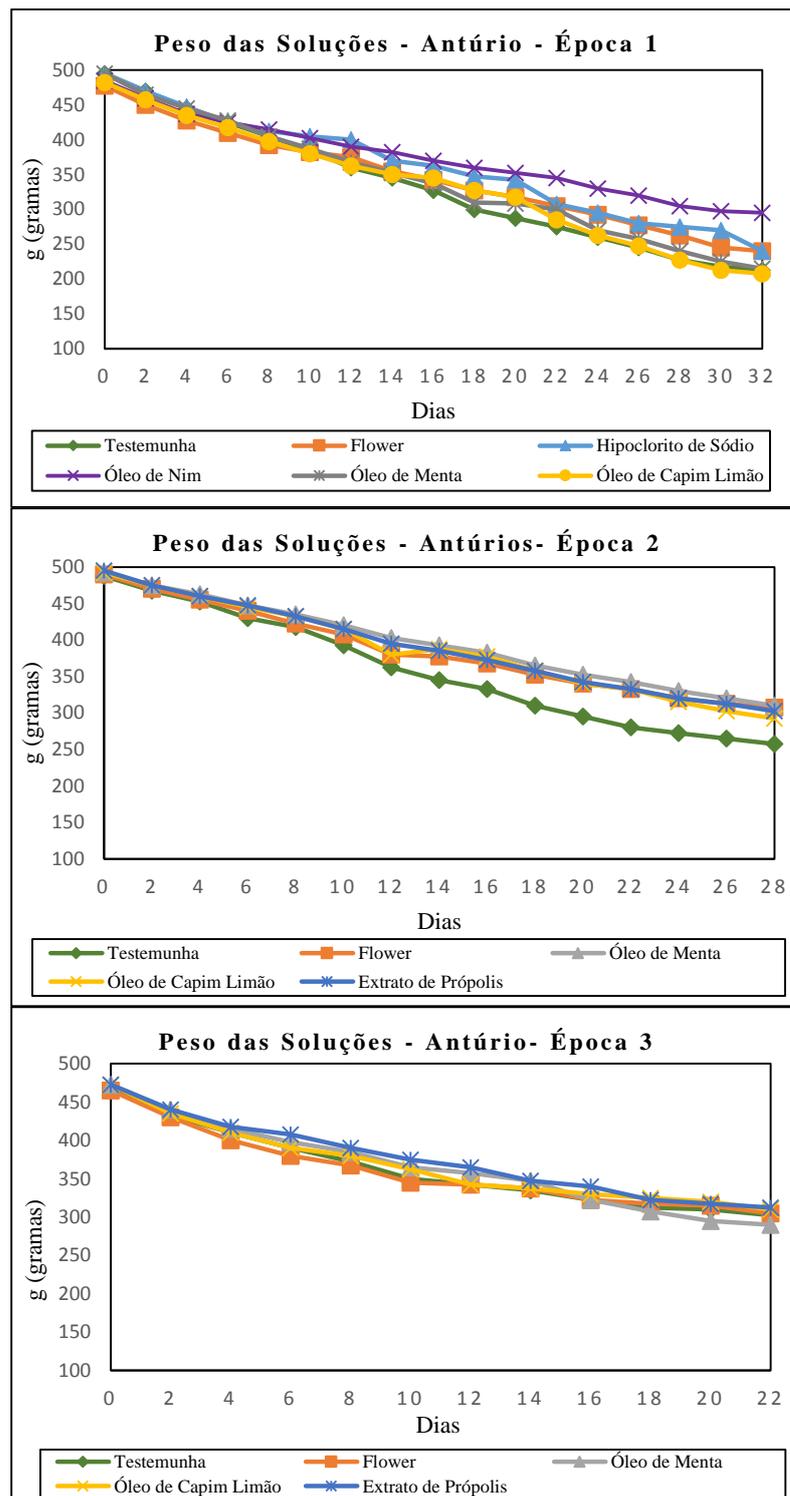


Gráfico 1- Volume das soluções preservativas ao longo do experimento com antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega).

Tentativas de aumentar a longevidade das flores de corte envolve, necessariamente, fornecimento de água e açúcares para que sua atividade metabólica possa permanecer (BRACKMANN *et al.*, 2000). De acordo com o Gráfico 1, pode-se notar que no início de todas as épocas do experimento com antúrios houve redução mais significativa no volume, expresso em peso das soluções, o que indica que possivelmente está ocorrendo maior absorção. Posteriormente, da metade para o final da vida das flores, a pesagem da maior parte das soluções atingem valores bem próximos, tornando-se mais constantes. O

declínio na absorção de água por flores de corte pode ocorrer devido ao bloqueio fisiológico ou bloqueio por crescimento microbiano dos vasos condutores, o que leva à resistência hidráulica (VAN DOORN, 1999).

Embora as flores tenham a absorção de água reduzida causada por esta obstrução do xilema, a transpiração ocorre normalmente, ou seja, as flores continuam perdendo água e isto causará um desequilíbrio hídrico (KARSTEN, 2009).

Na conservação de flores de corte, a temperatura ideal varia de espécie para espécie e está entre os principais fatores externos que influenciam no aumento ou redução da taxa de transpiração, assim, em estudos como os de SANGALLI (2007), além de tratamentos com conservantes químicos, foi testada a redução da temperatura e embalagens de PVC na conservação de flores de Capuchinha (*Tropaeolum majus*), o que elevou a vida útil destas flores de dois para oito dias.

A média dos valores das pesagens dos frascos contendo as soluções utilizadas na conservação de hastes de antúrios encontra-se na Tabela 4.

Tabela 4- Média dos valores de volume das soluções (g) onde hastes de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) estavam imersas durante as três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ANTÚRIOS – PESO DAS SOLUÇÕES (g)			
Tratamentos	Época 1 Abril e Maio/2013	Época 2 Julho e Agosto/2013	Época 3 Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	334,26c	357,83c	362,29bc
Flower®	345,29c	385,00b	360,62c
Hipoclorito de Sódio	360,00b	-----	-----
Óleo de Nim	374,85a	-----	-----
Óleo de Menta	337,79c	395,33a	366,25bc
Óleo de Capim Limão	336,17c	387,00ab	367,91b
Extrato de Própolis	-----	389,66ab	375,62a

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade.

Na época 1, o peso das soluções foi estatisticamente semelhante para todos os tratamentos, exceto para o tratamento usando nim e hipoclorito de sódio. Nim foi a solução menos absorvida ao longo do experimento e também a que resultou menor média de massa fresca e similarmente ao capim limão, seguidos do tratamento com hipoclorito

de sódio. Ao passo que flores submetidas aos tratamentos testemunha, Flower®, óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão foram significativamente iguais. Já na época 2, o peso das soluções foi menor no tratamento testemunha e maior quando em óleo orgânico de menta muito embora ambas tenham tido os maiores valores de massa fresca.

Com relação à época 3, Flower® foi a solução mais absorvida (ou mais evaporada), apresentando menor peso final da solução, entretanto não pareceu influenciar de forma eficiente na conservação das hastes de antúrios. Óleo orgânico de menta e testemunha apresentaram pesos significativamente menores que os de óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânico, sendo esta última a solução de maior peso final, indicando que pode ter sido a solução menos absorvida.

Adicionalmente, avaliou-se as médias dos valores de massa seca das hastes de antúrios. Os resultados anotados constam da tabela 5.

Tabela 5- Média dos valores de massa seca (g) de hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

Tratamentos	ANTÚRIOS – MASSA SECA (g)		
	Época 1 Abril e Maio/2013	Época 2 Julho e Agosto/2013	Época 3 Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	15,80b	18,40b	17,10e
Flower®	17,20a	16,77c	21,40a
Hipoclorito de Sódio	15,15d	-----	-----
Óleo de Nim	12,95f	-----	-----
Óleo de Menta	15,65c	18,57a	19,16c
Óleo de Capim Limão	13,10e	15,79e	18,50d
Extrato de Própolis	-----	16,70d	20,20b

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade.

É possível notar que para a massa seca, todos os tratamentos apresentaram valores que diferiram significativamente. Embora a seleção das hastes utilizadas no experimento tenha seguido alguns padrões de proximidade como o tamanho, a abertura total da espata e a coloração, a massa seca foi diferenciada em todos os tratamentos e em ambas épocas. Na época 1 e época 3 os maiores valores de massa seca foram encontrados em flores imersas em soluções com Flower®, inclusive esta solução foi a que perdeu mais peso

nestas mesmas épocas, entretanto, também foi a que conservou menor massa fresca ao longo deste período, não garantindo que flores com maior peso seco possam ser melhor conservadas que as demais.

Na época 2, a maior massa seca foi encontrada em hastes imersas em óleo orgânico de menta, embora nesta etapa os melhores resultados gerais em conservação das hastes foram apresentados por flores imersas em extrato de própolis orgânico, onde hastes com massa seca consideravelmente menor estavam imersas. Assim, os valores de massa seca não pareceram influenciar a conservação das hastes.

Quanto ao monitoramento da alteração de pH das soluções ao longo dos ensaios, na tabela 6 estão reunidas médias do potencial hidrogênico aferido para cada uma das soluções utilizadas no experimento.

Tabela 6- Média dos valores de pH das soluções, nas quais hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) foram imersas. São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ANTÚRIOS - pH			
Tratamentos	Época 1 Abril e Maio/2013	Época 2 Julho e Agosto/2013	Época 3 Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	7,10b	6,76a	6,65a
Flower®	4,03d	3,74e	3,43d
Hipoclorito de Sódio	8,19a	----	----
Óleo de Nim	5,81c	----	----
Óleo de Menta	7,02b	5,85b	5,57b
Óleo de Capim Limão	6,20c	5,20c	4,87c
Extrato de Própolis	----	4,71d	5,31b

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade.

Na época 1 do experimento, o pH da solução Flower® manteve-se mais baixo. Por outro lado, destaca-se que as flores submetidas a tal tratamento apresentaram as piores notas ao longo do experimento e notadamente foram as primeiras a manifestarem sinais de deterioração, escurecimento e murcha da espata.

Nas segunda e terceira épocas, tratamentos com Flower® sustentaram os menores valores de pH e ainda assim não repercutiu resultados satisfatórios quanto à longevidade das características ornamentais das flores. Comparativamente, hastes tratadas com extrato de própolis orgânico, com médias do pH igual a 4,71 e 5,31, promoveram os melhores desempenhos na conservação das hastes.

O pH da solução considerado como parâmetro para promoção da longevidade de flores mostra-se controverso, vez que Nowak e Rudnicki (1990), afirmam que a faixa ideal de pH para soluções preservativas é de 3 a 4. Tal afirmação não foi corroborada neste estudo para a conservação de antúrios, vez que embora a solução contendo Flower® estivesse dentro desta faixa de pH, a conservação não foi satisfatória.

Através da Tabela 7 pode-se observar as médias das notas atribuídas ao longo das épocas do experimento para as hastes em cada tratamento.

Tabela 7- Média das notas atribuídas às hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em cada tratamento ao longo das três repetições do experimento, realizadas entre abril e maio de 2013, entre julho e agosto de 2013 e entre novembro e dezembro de 2013, considerando-se os parâmetros escurecimento, turgescência e curvatura da flor.

ANTÚRIOS – NOTAS									
Tratamentos	Época 1 Abril e Maio/2013			Época 2 Julho e Agosto/2013			Época 3 Novembro e Dezembro/2013		
	Esc.	Turg.	Curv.	Esc.	Turg.	Curv.	Esc.	Turg.	Curv.
Testemunha (água destilada)	2,82ab	2,76b	2,76ab	2,73ab	2,80abc	2,66b	3,00b	2,95c	3,08ab
Flower®	2,11c	2,35c	2,41c	2,40b	2,56bc	2,66b	3,04b	3,04bc	3,00ab
Hipoclorito de Sódio	2,29c	2,47c	2,47bc	----	----	----	----	----	----
Óleo de Nim	2,52bc	2,41c	2,70bc	----	----	----	----	----	----
Óleo de Menta	3,11a	3,06a	3,00a	2,66b	2,93ab	2,83b	3,50ab	3,50ab	3,50ab
Óleo de Capim Limão	2,41bc	2,23c	2,47bc	2,36b	2,50c	2,33b	3,00b	3,20abc	2,91b
Extrato de Própolis	----	----	----	3,16a	3,10a	3,53a	3,58a	3,58a	3,58a

Legenda: Esc.= escurecimento da espata. Turg= turgescência.e Curv.=curvatura da espata em relação ao pecíolo. Escala de notas atribuídas à senescência das hastes de antúrios em avaliação morfológica, na qual 1,0 corresponde a 30% ou mais de espatas escurecida, espata totalmente murcha e ângulo maior que 90° de curvatura da espata. Nota 2,0 corresponde a 20 a 29% de espatas escurecidas, espatas murchas e ângulo de 31° a 90° de curvatura da espata. Nota 3,0 corresponde a 5 a 19% de espatas escurecidas, espatas levemente murchas e ângulo entre 1° e 30° de curvatura da espata. Nota 4,0 corresponde a nenhuma parte da espata com sinais de escurecimento, espatas túrgidas e espata reta em relação ao pecíolo.

Médias seguidas pela mesma letra na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade.

Em avaliações qualitativas para o acompanhamento das mudanças morfológicas desenvolvidas nas hastes submetidas às soluções candidatas, foi possível aquilatar diferenças consideráveis entre os tratamentos. Nessa direção, ao considerarmos a época 1, as notas atribuídas através da escala de senescência indicaram que o tratamento com óleo orgânico de menta alcançou notas maiores em relação ao escurecimento das espatas, turgescência e curvatura, sendo estatisticamente superior que os demais. Resultados que possibilitaram que estas hastes fossem as últimas a encerrarem o ciclo pós-colheita e perderem o valor comercial e ornamental.

Contudo, posteriormente nas épocas 2 e 3, quando foi incluída nos ensaios a solução conservante confeccionada com extrato de própolis orgânico houve modificação nos resultados. De maneira que tratamentos envolvendo extrato de própolis orgânico foi significativamente melhor que as demais soluções, tanto que as hastes de antúrios permaneceram por mais tempo sem sinais de escurecimento da espata, perda de

turgescência e curvatura em relação ao pecíolo, garantindo conservação das hastes por maior período pós-colheita. Posteriormente aos resultados apresentados por solução de extrato de própolis orgânica, pode-se observar que, concordando com o que foi encontrado na primeira época, os tratamentos com óleo orgânico de menta e a própria testemunha apresentaram resultados melhores que as demais soluções conservantes. Soluções ensaiadas com Flower® e óleo orgânico de capim limão não promoveram conservação das hastes, sendo as primeiras a manifestarem os sintomas morfológicos de deterioração.

Borges (2009), confirma que a atividade antimicrobiana e antifúngica da própolis vem tendo papel importante na conservação na área tecnologia de alimentos e a vantagem especial é que o uso deste conservante, de modo geral, não gera resíduos contaminantes químicos e tem efeito benéfico à saúde humana.

O extrato de própolis apresenta compostos biologicamente ativos como flavonoides, fenóis e pinocembrina (BORGES, 2009). Loguercio *et al.* (2006), comparou o efeito biocida dos principais antimicrobianos convencionais com o tratamento com extrato de própolis (antimicrobiano natural). Os resultados encontrados comprovaram uma maior eficiência do tratamento com própolis que com os demais, concluindo que 94,4% dos isolados de *Staphylococcus sp.* e 85,2% de *Streptococcus sp.* testados foram susceptíveis ao uso do antimicrobiano natural.

Para melhor compreensão dos resultados alcançados nos diferentes tratamentos e épocas, são apresentados nas tabelas 9, 10 e 11 imagens representativas das flores em cada época do experimento em três períodos, início, meio e final de cada etapa, de maneira que é possível observar correspondência das notas com a deterioração desenvolvida nas hastes com o passar do tempo.

Dias	2 dias	16 dias	32 dias
Testemunha	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento= 4 Turgescência= 3 Curvatura= 3	 Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1
Flower®	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=2 Turgescência= 3 Curvatura=3	 Escurecimento=1 Turgescência= 1 Curvatura=1
Hipoclorito de Sódio	 Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4	 Escurecimento=2 Turgescência=3 Curvatura=3	 Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1
Óleo de Nim	 Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4	 Escurecimento=3 Turgescência= 2 Curvatura=4	 Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1
Óleo Orgânico de Menta	 Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4	 Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4	 Escurecimento=1 Turgescência=2 Curvatura=1
Óleo Orgânico de Capim Limão	 Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4	 Escurecimento=3 Turgescência=3 Curvatura=4	 Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1

Figura 9- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) aos 2, 16 e 32 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, hipoclorito de sódio, óleo de nim, óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão. Época 1 – Abril e Maio/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Dias	2 dias	14 dias	28 dias
Testemunha	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=3</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência= 1 Curvatura=1</p>
Flower®	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=3 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência= 1 Curvatura=1</p>
Óleo Orgânico de Menta	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência= 1 Curvatura=1</p>
Óleo Orgânico de Capim Limão	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=3 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência= 1 Curvatura=1</p>
Extrato de Própolis Orgânica	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=4 Turgescência= 4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência= 1 Curvatura=2</p>

Figura 10- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) aos 2, 14 e 28 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica. Época 2 – Julho e Agosto/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Dias	2 dias	12 dias	22 dias
Testemunha	 <p>Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=2 Turgescência=2 Curvatura=2</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Flower®	 <p>Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=2 Curvatura=1</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Óleo Orgânico de Menta	 <p>Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=3 Turgescência=2 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=2 Curvatura=1</p>
Óleo Orgânico de Capim Limão	 <p>Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=2 Turgescência=2 Curvatura=3</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Extrato de Própolis Orgânica	 <p>Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=3 Turgescência=2 Curvatura=1</p>

Figura 11- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) aos 2, 12 e 22 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica. Época 3 – Novembro e Dezembro/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Observando-se a figura 9, nota-se no 32° dia, que ainda existem duas flores túrgidas e sem sinais de escurecimento em óleo orgânico de menta e uma flor em testemunha. Até o 16° dia, apenas óleo orgânico de menta manteve as hastes de antúrios em estado de conservação total.

Na figura 10, até a metade da época 2 do experimento, óleo orgânico de menta e extrato de própolis orgânico mantiveram a nota máxima atribuída, isto é, não haviam apresentado sinais de escurecimento da espata, perda de turgescência ou curvatura da flor em relação ao pedúnculo. No 28° dia, todas as hastes já estavam com nota mínima, o que significa o descarte total das flores, exceto hastes imersas em extrato de própolis orgânica, que ainda possuíam duas flores completamente túrgidas e apenas uma delas havia caído. Neste período todas as demais hastes imersas em outras soluções preservativas estavam escuras, murchas e a maior parte tinha mais de 50% de espatas caídas.

Já na época 3 do experimento, em todos os tratamentos, exceto em extrato de própolis orgânico, houve escurecimento das espatas já no 12° dia após a colheita (Figura 11). A curvatura das flores em relação ao pedúnculo ocorreu precocemente em testemunha, Flower® e óleo orgânico de capim limão. Assim como na época anterior, extrato de própolis orgânico evitou o escurecimento precoce das espatas e proporcionou menor perda de turgescência ao longo destes 22 dias, inclusive com temperaturas elevadas, superiores aos 30°C em alguns períodos.

É comum nas áreas de produção e floriculturas que após o corte as hastes florais sejam conservadas em água pura. Através deste estudo, é possível afirmar que existe vantagem econômica com a utilização de soluções orgânicas. Hastes de antúrios mantidas em óleo orgânico de menta foram conservadas quatro dias a mais que as demais hastes imersas em outras soluções na época 1. Na época 2 e 3, hastes imersas em soluções contendo extrato de própolis orgânico foram conservadas 6 e 8 dias, respectivamente, a mais do que àquelas mantidas em água destilada. Assim, quando se considera um volume de plantas para comercialização, pode-se comprovar vantagem econômica no maior período conseguido para comercialização destas hastes.

As figuras 12, 13 e 14 mostram através de gráficos o decréscimo das notas ao longo das avaliações do experimento com antúrios.

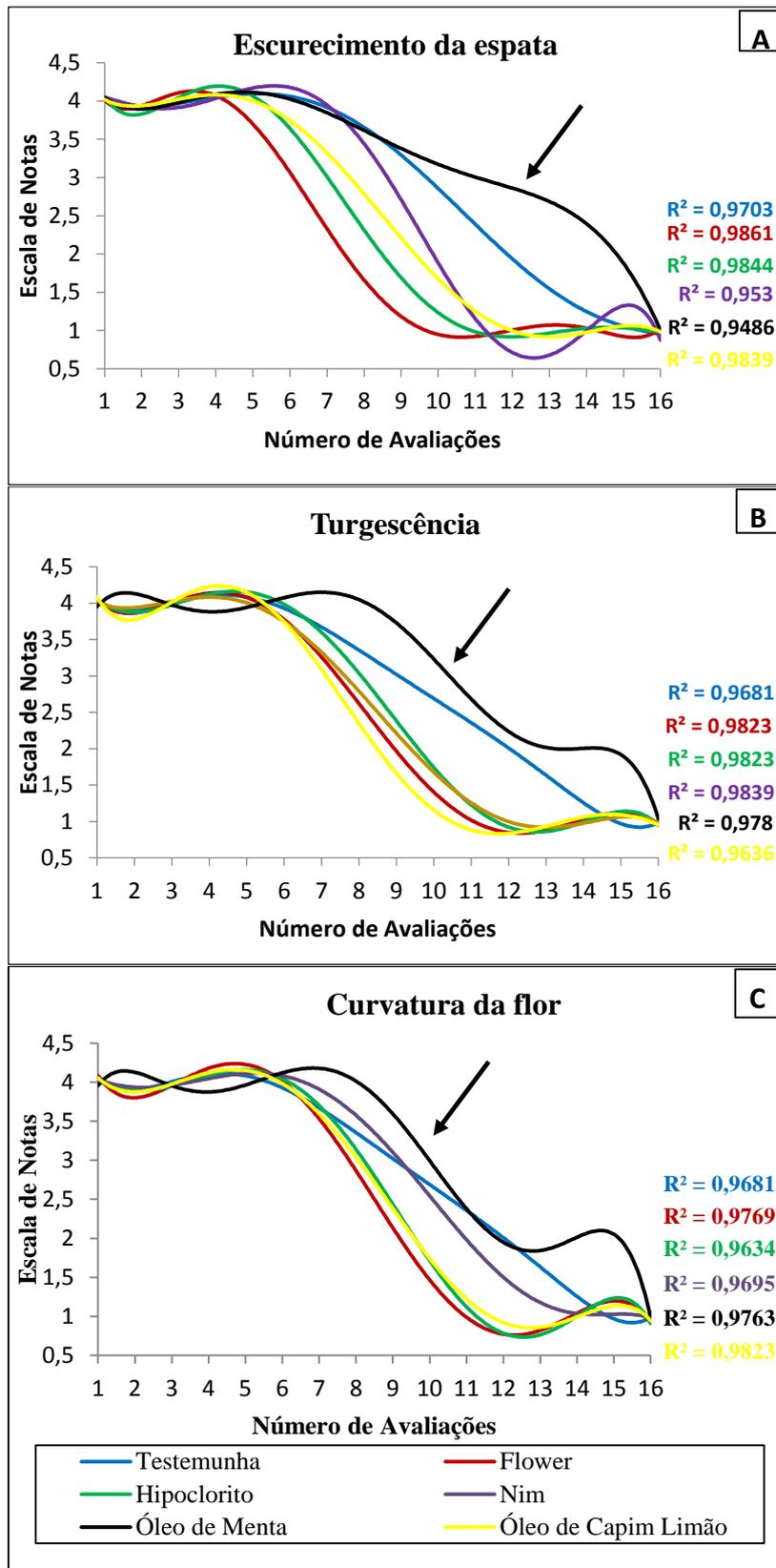


Gráfico 2- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) – Época 1. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento da Espata; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor preta, referente ao óleo orgânico de menta encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

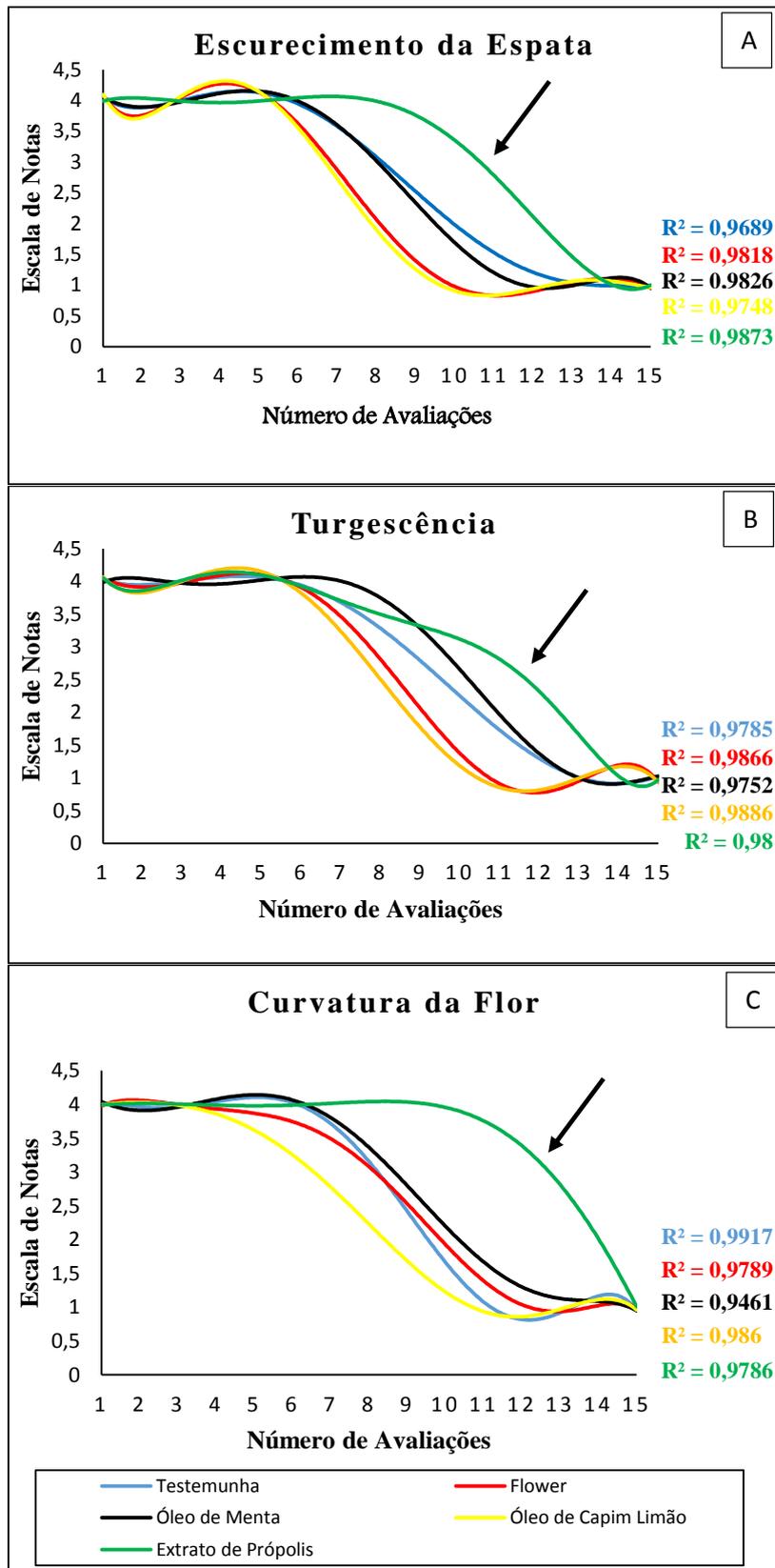


Gráfico 3- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) – Época 2. Escala de Senescência – Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento da Espata; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar que as curvas de cor verde referente ao tratamento extrato de própolis orgânico encontram-se sempre com notas maiores que os demais tratamentos (setas).

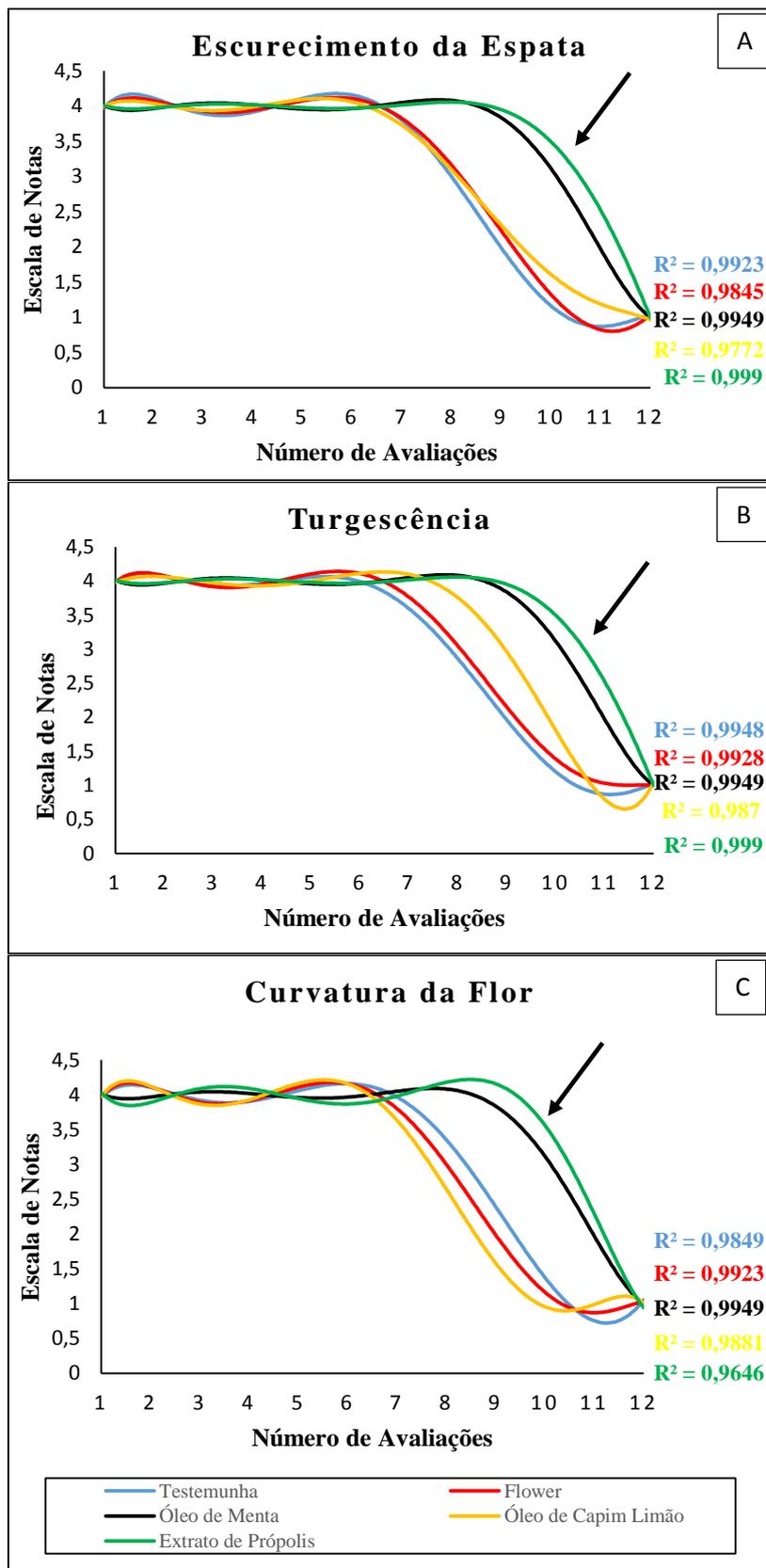


Gráfico 4- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) – Época 3. Escala de Senescência –Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento da Espata; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor verde referente ao extrato de própolis orgânico com notas superiores aos demais tratamentos.

Todas as flores iniciaram o experimento com as notas mais altas nos três parâmetros e em determinadas etapas foram se diferenciando. Algumas permaneciam com notas mais altas por períodos mais prolongados enquanto outras perdiam qualidade e tinham suas notas diminuídas. Na época 1 do experimento, entre abril e maio de 2013, nos três parâmetros avaliados pode-se observar que óleo orgânico de menta, representado pela curva de cor preta, manteve notas mais altas por períodos mais prolongados que os demais tratamentos (Gráfico 2).

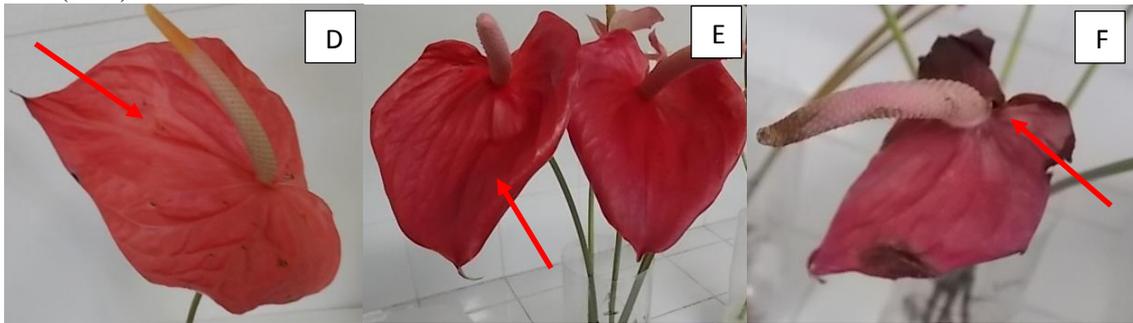
No gráfico 3, referente à segunda época de avaliação, entre julho e agosto de 2013, mostra que as melhores notas foram atribuídas ao extrato de própolis orgânico em ambos parâmetros, representadas pela curva de cor verde.

O gráfico 4 mostra que em todos os quesitos analisados na escala de senescência, soluções confeccionadas com extrato de própolis orgânica (curva de cor verde) projetaram as melhores notas ao longo desta etapa e foram imediatamente seguidos por óleo orgânico de menta (curva de cor preta). Essa diferença de notas pode ser observada principalmente na segunda metade do experimento, onde há maior diferenciação, comprovando a capacidade das soluções que contém estas substâncias em manter a qualidade das hastes por maior período de tempo.

As alterações morfológicas desenvolvidas nas hastes podem ser diversas, de tal forma que foram agrupadas imagens dessas mudanças detectadas durante as três etapas do experimento com antúrios, as quais traduzem os principais sintomas de deterioração visualizados (Figura 12).



ABC- Hastes imersas em solução de Flower®. Notar azulamento das espatas evoluindo para escurecimento total (setas).



DEF- Hastes imersas em solução de óleo de nim. Notar enrugamento da espata devido à perda de turgescência até a murcha total (setas).



GHI- Hastes imersas em solução de hipoclorito de sódio. Notar azulamento em espatas novas e túrgidas evoluindo para escurecimento total e rápido até a queda da espata e espádice (setas).



JKL- Hastes imersas em solução de Óleo de Capim Limão. Notar necrose da base da haste, endurecimento e deformação até atingir a flor quando houve a curvatura em relação ao pecíolo (setas).

Figura 12 – Fotos de Hastes de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) em processo de deterioração. Figura ABC – Flower®; DEF- Óleo de Nim; GHI Hipoclorito de Sódio; JKL- Óleo orgânico de capim limão.

Além das observações dos resultados referentes aos tratamentos com soluções preservativas pós-colheita, pode-se dizer que as hastes de antúrios que passaram por *pulsing* de sacarose 10% não apresentaram diferença visual em relação às demais hastes, inclusive, em ambas etapas, as hastes que passaram por *pulsing* foram as primeiras a apresentarem sintomas de escurecimento das espatas quando em soluções preservativas

contendo o conservante Flower®, podendo a sacarose ter exercido influência negativa na duração das flores quando em efeito conjunto com Flower® (Figura 13).



Figura 13- Repetições dos vasos de antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) imersos em Flower®. Notar último vaso a direita (indicado por seta) referente às flores que passaram por pulsing de sacarose 10%.

Segundo Reid e Dodge (2001) *apud* Leme (2004), embora pesquisas recomendem tratamento pós-colheita para o aumento da longevidade de antúrios, não houve em seus estudos nenhum benefício adicional com o uso de soluções contendo sacarose. Estes concluíram que problemas na fase de pós-colheita podem estar relacionados às bactérias contaminantes, recomendando o uso de uma substância biocida.

Na tabela 8 pode ser observada a longevidade dos antúrios em dias após a colheita. Na mesma tabela encontra-se também a média das temperaturas registradas e da umidade relativa em cada época do experimento.

Tabela 8- Longevidade dos antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) (dias) associadas as médias mensais de temperatura (°C) e umidade relativa (%). São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ANTÚRIOS			
Período do experimento	Longevidade	Temperatura	UR
Época 1 (Abril e Maio/ 2013)	32 dias	27°C	78%
Época 2 (Julho e Agosto/ 2013)	28 dias	22,5°C	70%
Época 3 (Novembro e Dezembro/ 2013)	22 dias	31,5°C	80%

A primeira etapa do experimento envolvendo as flores de antúrio teve início em 18 de abril de 2013, a segunda etapa em 23 de julho de 2013 e a terceira em 12 de novembro de 2013. A longevidade das flores na primeira etapa foi de 32 dias, na segunda de 28 dias e na terceira de 22 dias. Costa (2009), afirma que o controle da temperatura adequado para cada planta é capaz de reduzir a velocidade das reações metabólicas de flores e folhas, possibilitando maior longevidade. Possivelmente houve influência da temperatura na duração das flores nas diferentes etapas. A primeira parte do experimento tinha temperaturas mais amenas, cerca de 27°C, e a última ocorreu quando as

temperaturas diárias estavam próximas dos 40°C. As temperaturas mais baixas foram detectadas na segunda etapa, quando a média foi de 22,5°C (Dados do INMET).

Embora a taxa de transpiração influencie grandemente na duração das flores, Van Doorn (1999), afirma que antúrios são favorecidos neste quesito, uma vez que sua taxa de transpiração é consideravelmente menor que a de outras plantas, podendo esta ser uma característica genética favorecida pela anatomia da planta, que abriga um menor número de estômatos em sua epiderme.

3.2- Rosas

Rosas são menos resistentes à perda de água que antúrios, ao longo das três épocas em que o experimento foi repetido as rosas perderam massa fresca em um período consideravelmente menor que antúrios, mostrando-se murchas mais rapidamente. As médias de massa fresca expressa em gramas para flores imersas em cada tratamento encontra-se na tabela 9.

Tabela 9- Média dos valores de Massa Fresca de hastes de Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ROSAS – MASSA FRESCA (g)			
Tratamentos	Época 1 Abril e Maio/2013	Época 2 Julho e Agosto/2013	Época 3 Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	68,33ab	66,75b	80,35b
Flower®	73,61a	76,00a	98,21a
Hipoclorito de Sódio	51,11c	-----	-----
Óleo de Nim	53,00c	-----	-----
Óleo de Menta	59,44bc	70,50a	83,92b
Óleo de Capim Limão	58,33bc	68,50b	83,57b
Extrato de Própolis	-----	66,25b	78,92b

Médias seguidas pela mesma letra na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade.

Na tabela 9, é possível visualizar valores médios de massa fresca maiores em hastes de rosas imersas em Flower®, fato que se comprovou repetidamente na época 1 (abril e maio/2013), época 2 (julho e agosto/2013) e época 3 (novembro e dezembro/2013). Na época 2, apenas óleo orgânico de menta teve valor médio de massa fresca significativamente semelhante ao das tratadas com Flower®, entretanto, os sintomas de deterioração observados visualmente eram superiores ao das flores que estavam em soluções preservativas contendo Flower®. Pode-se concluir através dos valores apresentados que a menor massa fresca na época 1 foi encontrada em hipoclorito de sódio e óleo de nim, sendo estas as flores que entraram em senescência e perderam rapidamente seu valor ornamental. Na época 2 e 3, apenas Flower® apresentou resultados

melhores em relação à perda de turgescência. No último dia de cada época, todas as flores dos demais tratamentos apresentavam-se escuras, totalmente murchas e curvadas.

Para melhor observação da perda de massa fresca ao longo das épocas, os valores percentuais de massa fresca relativa, calculados em dois períodos de cada época do experimento, mediano e final, podem ser visualizados na Tabela 10.

Tabela 10– Massa fresca relativa de hastes de Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em cada tratamento na metade e no final de cada época dos experimentos. Época 1 realizada entre abril e maio de 2013, época 2 entre julho e agosto de 2013 e época 3 entre novembro e dezembro de 2013.

MASSA FRESCA RELATIVA (%) - ÉPOCA 1 – ABRIL E MAIO/ 2013						
PERÍODO	TESTEMUNHA	FLOWER	HIPOCLORITO DE SÓDIO	ÓLEO DE NIM	ÓLEO DE MENTA	ÓLEO DE CAPIM LIMÃO
METADE DO EXPERIMENTO	36,58	15,78	46,87	36,11	37,14	41,66
(8° dia)						
FINAL DO EXPERIMENTO	50,00	53,12	29,41	43,00	31,81	33,33
(16° dia)						
MASSA FRESCA RELATIVA (%) – ÉPOCA 2 – JULHO E AGOSTO/2013						
PERÍODO	TESTEMUNHA	FLOWER	ÓLEO DE MENTA	ÓLEO DE CAPIM LIMÃO	EXTRATO DE PRÓPOLIS	
METADE DO EXPERIMENTO	51,22	35,00	48,84	47,50	52,38	
(10° dia)						
FINAL DO EXPERIMENTO	35,00	34,61	27,27	14,28	20,00	
(18° dia)						
MASSA FRESCA RELATIVA (%) – ÉPOCA 3 – NOVEMBRO E DEZEMBRO/2013						
PERÍODO	TESTEMUNHA	FLOWER	ÓLEO DE MENTA	ÓLEO DE CAPIM LIMÃO	EXTRATO DE PRÓPOLIS	
METADE DO EXPERIMENTO	16,66	9,30	18,60	18,60	27,90	
(6° dia)						
FINAL DO EXPERIMENTO	54,28	43,58	37,14	42,85	45,16	
(12° dia)						

A massa fresca relativa, ou seja, o percentual de perda de massa fresca de rosas, possui valores maiores se comparado com a de antúrios. Na época 1, entre abril e maio de 2013, na metade do experimento, no 8° dia após a colheita, apenas hastes imersas em Flower® perderam valores baixos de massa fresca, cerca de 15% do total, enquanto todas as demais perderam mais que o dobro deste valor. Já na segunda metade, ou seja, do 8° ao 16° dia, os valores de massa fresca relativa foram altos em todos os tratamentos, inclusive Flower® foi aquele que perdeu mais na segunda etapa, totalizando aproximadamente 53%. Ainda assim, no somatório dos percentuais de perda de massa fresca ao longo de toda primeira etapa do experimento com rosas Flower® e óleo orgânico de menta perderam cerca de 68% do total de água, enquanto as demais perderam mais que 75%.

Na época 2, diferentemente da anterior, a perda percentual de água das rosas foi maior na primeira que na segunda metade do experimento. Até o 10° dia, todos as hastes

de todos os tratamentos perderam aproximadamente 50% de massa fresca, exceto as rosas imersas em Flower®, que perderam apenas 35%. Embora seja um valor menor que o dos demais tratamentos, é mais que o dobro do que foi perdido na primeira etapa do experimento com rosas descrito anteriormente. Embora nesta época as temperaturas estivessem mais baixas, a perda de massa foi mais constante do início ao fim do experimento, estando o somatório dos valores bastante aproximado daqueles aferidos na época 1.

Concordando com os resultados expostos anteriormente para épocas 1 e 2, na terceira época do experimento, entre novembro e dezembro de 2013, soluções preservativas confeccionadas com Flower® fizeram com que as rosas perdessem menor massa fresca até o 6º dia após a colheita, sendo o percentual perdido de apenas 9,3%, seguido apenas por testemunha que perdeu cerca de 16%, valor bastante superior. Do 6º ao 12º dia as rosas perderam valores maiores de massa fresca em todos os tratamentos, fazendo com que todas ficassem totalmente murchas e algumas como aquelas imersas em extrato de própolis orgânico se apresentassem totalmente secas.

Com os dados apresentados, é possível afirmar que soluções contendo Flower® provavelmente influenciaram para a melhor conservação de hastes de rosas, fazendo com que estas perdessem menor percentual de massa fresca.

Nowak e Rudnick (1990), afirmam que hipoclorito de sódio possui ação bactericida e foi utilizado de forma eficiente em soluções contendo rosas da variedade 'Grand Gala' principalmente na manutenção da fase de botão, entretanto, neste estudo, resultados diferentes foram encontrados. Embora não tenha ocorrido a abertura dos botões, a solução contendo hipoclorito de sódio causou rápido ressecamento, perda de massa fresca e a curvatura da flor em relação ao pecíolo. Assim, as hastes submetidas às soluções confeccionadas com hipoclorito de sódio e óleo de nim foram as que mais perderam massa fresca na época 1 do experimento. Ao observar o Gráfico 5, que trata da perda de peso das soluções, é possível perceber que em ambas épocas do experimento Flower® foi a solução que teve maior perda de peso.

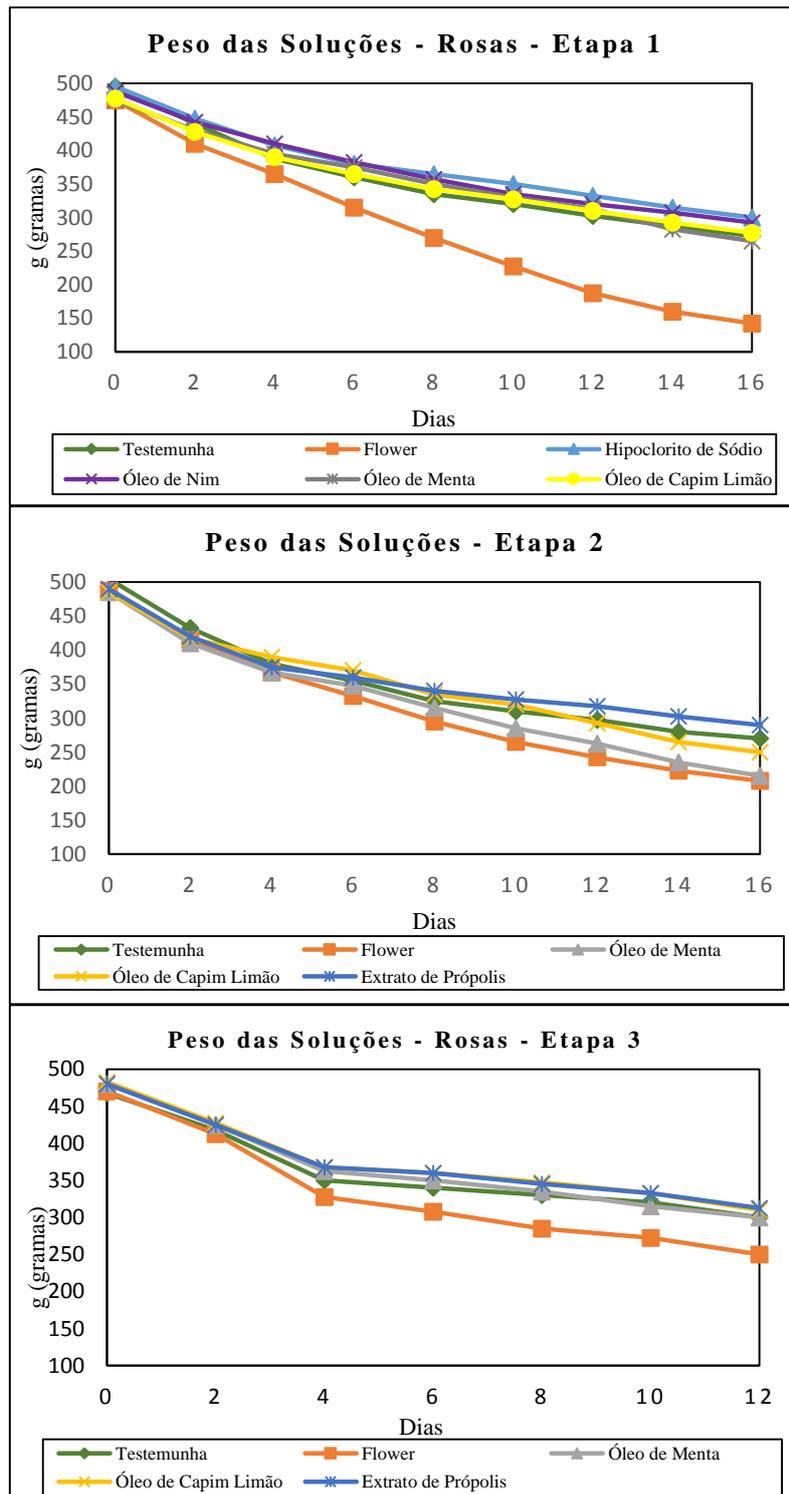


Gráfico 5- Perda de peso das soluções preservativas ao longo do experimento com rosas (*Rosa* sp. cv. Vega).

Na tabela 11 os valores médios do peso das soluções podem ser observados nas três épocas.

Tabela 11- Média dos valores de peso das soluções (g) onde hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) estavam imersas durante as três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ROSAS – PESO DAS SOLUÇÕES (g)			
Tratamentos	Época 1 Abril e Maio/2013	Época 2 Julho e Agosto/2013	Época 3 Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	355,55a	341,75a	360,71a
Flower®	283,61b	303,00b	332,14b
Hipoclorito de Sódio	376,94a	-----	-----
Óleo de Nim	370,55a	-----	-----
Óleo de Menta	357,22a	312,75b	366,78a
Óleo de Capim Limão	356,66a	336,25a	375,35a
Extrato de Própolis	-----	350,25a	374,64a

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade

Através dos valores médios do peso das soluções, nota-se que em ambas épocas, tal como demonstrado pelo gráfico 5, as soluções preservativas contendo Flower® foram as que perderam mais peso em ambas épocas, o que pode ter sido absorvida pelas rosas imersas e favorecido a conservação destas por maior período. Em contrapartida hipoclorito de sódio e nim foram as soluções que menos perderam peso, porém foram significativamente iguais às demais soluções testadas.

Para que se encontre uma solução que possa ser utilizada de forma eficiente para uma determinada espécie, são necessários testes, pois, nem sempre uma mesma solução exercerá os mesmos efeitos em diferentes espécies de flores de corte (Nowak e Rudnick, 1990). Flower® pode ser a solução indicada por ter sido absorvida e ter atuado em rosas de forma diferente do que ocorreu em antúrios, pois, embora esteja entre as que mais perderam peso em antúrios, o efeito de Flower® na conservação das hastes de antúrios não foi satisfatório.

Na época 2, apenas óleo orgânico de menta teve valor médio significativamente igual ao de Flower®. E, por fim, na época 3, Flower® foi a solução preservativa que perdeu mais peso, e também aquela que conservou por mais tempo as hastes de rosas nesta etapa, seguido pela solução orgânica de óleo de menta. Os demais tratamentos não influenciaram de forma satisfatória a conservação das rosas e tiveram pesos significativamente idênticos.

Resultados coincidentes com os deste estudo foram encontrados por Vieira *et al.*, (2011), que concluiu que houve maior decréscimo na solução Flower® que em outras em um período de 24 a 72 horas. Este também foi o tratamento que se manteve com pH mais baixo, sendo a solução mais ácida e diferenciando-se das demais.

Na tabela 12 pode ser observada a massa seca das hastes de rosas de cada tratamento.

Tabela 12- Média dos valores de massa seca (g) de hastes de rosas (*Rosa* sp. cv, Vega), em três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ROSAS – MASSA SECA (g)			
Tratamentos	Época 1	Época 2	Época 3
	Abril e Maio/2013	Julho e Agosto/2013	Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	16,75a	17,76e	20,25e
Flower®	13,90e	18,36b	21,70c
Hipoclorito de Sódio	12,90f	-----	-----
Óleo de Nim	15,20b	-----	-----
Óleo de Menta	14,60d	17,81d	21,40d
Óleo de Capim Limão	14,95c	17,88c	21,75b
Extrato de Própolis	-----	18,56a	22,00a

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade

Os valores de massa seca das rosas foram significativamente diferentes em todos os tratamentos e épocas. Apesar das maiores médias de massa fresca estarem entre as flores imersas em Flower®, a massa seca destas mesmas flores foi a menor na época 1, enquanto as flores com maior massa seca podem ser constatadas em testemunha. Embora Flower® seja a solução capaz de proporcionar melhor conservação de rosas entre as utilizadas neste estudo, em nenhuma das épocas do experimento, pode ser encontrada com o maior valor médio de massa seca. Sendo assim, da mesma forma que para antúrios, o valor da massa seca não foi determinante para que as flores fossem melhor conservadas, o que parece ser função unicamente da solução preservativa utilizada.

As médias do potencial hidrogênico (pH) das soluções aferido a cada 48 horas pode ser observado na tabela 13.

Tabela 13- Média dos valores de pH das soluções, nas quais hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) foram imersas. São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ROSAS - pH			
Tratamentos	Época 1 Abril e Maio/2013	Época 2 Julho e Agosto/2013	Época 3 Novembro e Dezembro/2013
Testemunha (água destilada)	6,97ab	6,59a	6,46a
Flower®	4,16d	4,17d	3,85c
Hipoclorito de Sódio	7,83a	-----	-----
Óleo de Nim	5,39c	-----	-----
Óleo de Menta	6,82b	6,33a	6,21a
Óleo de Capim Limão	6,93ab	5,88b	5,79b
Extrato de Própolis	-----	5,43c	5,65b

Médias seguidas pela mesma letra na vertical não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade

O pH das soluções foi significativamente menor na solução preservativa Flower®, neste caso, de forma diferentes do que ocorreu para antúrios, este valor mais baixo de pH parece ter influenciado positivamente a conservação das rosas.

Finalmente, a Tabela 14 reflete a média das notas atribuídas para os parâmetros escurecimento do botão floral, turgescência e curvatura da flor em relação ao pecíolo.

Tabela 14- Média das notas atribuídas às hastes de rosas (*Rosa* sp. cv Vega) em cada tratamento ao longo das três repetições do experimento, realizadas entre abril e maio de 2013, entre julho e agosto de 2013 e entre novembro e dezembro de 2013, considerando-se os parâmetros escurecimento, turgescência e curvatura da flor.

ROSAS - NOTAS									
Tratamentos	Época 1 Abril e Maio/2013			Época 2 Julho e Agosto/2013			Época 3 Novembro e Dezembro/2013		
	Esc.	Turg.	Curv.	Esc.	Turg.	Curv.	Esc.	Turg.	Curv.
Testemunha (água destilada)	1,88b	2,55ab	2,00b	2,30b	2,45ab	2,10bc	2,71b	2,50b	2,10bc
Flower®	2,66a	3,00a	3,00a	2,65a	2,70a	2,60a	3,14a	3,14a	2,60a
Hipoclorito de Sódio	2,22ab	2,44b	2,11b	----	----	----	----	----	----
Óleo de Nim	2,22ab	2,44b	1,88b	----	----	----	----	----	----
Óleo de Menta	2,66a	2,77ab	2,33ab	2,40ab	2,45ab	2,30ab	2,71b	2,57b	2,30ab
Óleo de Capim Limão	2,11b	2,33b	2,11b	2,30b	2,25b	1,85c	2,71b	2,57b	1,85c
Extrato de Própolis	----	----	----	2,40ab	2,40ab	2,00bc	2,71b	2,71ab	2,00bc

Legenda: Esc.= escurecimento do botão floral. Turg= turgescência.e Curv.=curvatura da flor em relação ao pecíolo. Escala de notas atribuídas à senescência das hastes de antúrios em avaliação morfológica, na qual 1,0 corresponde a 30% ou mais do botão escurecido, flores totalmente murchas e ângulo maior que 90° de curvatura da flor. Nota 2,0 corresponde a 20 a 29% do botão escurecido, flores murchas e ângulo de 31° a 90° de curvatura da flor. Nota 3,0 corresponde a 5 a 19% do botão escurecido, flores levemente murchas e ângulo entre 1° e 30° de curvatura da flor. Nota 4,0 corresponde a nenhuma parte o botão com sinais de escurecimento, flores túrgidas e flor reta em relação ao pecíolo.

Médias seguidas pela mesma letra na mesma coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey em 5% de probabilidade.

Concordando com todos os resultados apresentados anteriormente, as maiores médias encontradas nas três épocas do experimento foram para as rosas imersas em Flower®. Diferentemente dos resultados encontrados neste trabalho, Almeida *et al.* (2009), testou soluções preservativas comerciais na conservação de rosas, entre elas, Flower®, Floralife® e Hydraflor®, concluindo que nenhuma destas soluções apresentou resultados significativos quando comparados com testemunha (água pura) para a variedade estudada.

Para melhor compreensão dos resultados alcançados nos diferentes tratamentos e épocas, são apresentados nas figuras 14, 15 e 16 imagens representativas das flores em cada época do experimento em três períodos, início, meio e final de cada etapa, de maneira que é possível observar correspondência das notas com a deterioração desenvolvida nas hastes de rosas.

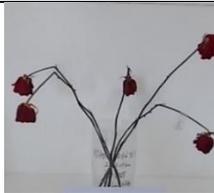
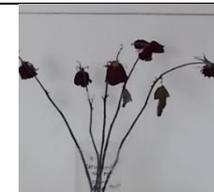
.Dias	2 dias	8 dias	16 dias
Testemunha	 <p>Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4</p>	 <p>Escurecimento=3 Turgescência=2 Curvatura=2</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Flower®	 <p>Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4</p>	 <p>Escurecimento=3 Turgescência=4 Curvatura=4</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Hipoclorito de Sódio	 <p>Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4</p>	 <p>Escurecimento=2 Turgescência=1 Curvatura=1</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Óleo de Nim	 <p>Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4</p>	 <p>Escurecimento=2 Turgescência=2 Curvatura=1</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Óleo Orgânico de Menta	 <p>Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4</p>	 <p>Escurecimento=3 Turgescência=3 Curvatura=3</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>
Óleo Orgânico de Capim Limão	 <p>Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4</p>	 <p>Escurecimento=2 Turgescência=1 Curvatura=1</p>	 <p>Escurecimento=1 Turgescência=1 Curvatura=1</p>

Figura 14- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) aos 2, 8 e 16 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, hipoclorito de sódio, óleo de nim, óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão. Época 1 – Abril e Maio/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Dias	2 dias	10 dias	18 dias
Testemunha	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=4 Turgescência=2 Curvatura= 1	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Flower®	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=4 Turgescência=3 Curvatura=2	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Óleo Orgânico de Menta	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=4 Turgescência=2 Curvatura=1	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Óleo Orgânico de Capim Limão	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=4 Turgescência=1 Curvatura=1	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Extrato de Própolis Orgânica	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=2 Turgescência=2 Curvatura=1	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1

Figura 15- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de rosas (*Rosa sp. cv. Vega*) aos 2, 10 e 18 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica. Época 2 – Julho e Agosto/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

Dias	2 dias	6 dias	12 dias
Testemunha	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=3 Turgescência=2 Curvatura=2	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Flower®	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=4 Turgescência=4 Curvatura=4	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Óleo Orgânico de Menta	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=4 Turgescência=3 Curvatura=2	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Óleo Orgânico de Capim Limão	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=3 Turgescência=3 Curvatura=3	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1
Extrato de Própolis Orgânica	 Escurecimento= 4 Turgescência= 4 Curvatura= 4	 Escurecimento=3 Turgescência=3 Curvatura=2	 Escurecimento= 1 Turgescência= 1 Curvatura= 1

Figura 16- Prancha com imagens representativas dos ensaios com hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) aos 2, 6 e 12 dias evidenciando a progressiva deterioração das flores de corte em diferentes soluções: testemunha (água destilada), Flower®, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica. Época 3 – Novembro e Dezembro/2013. Junto as imagens encontram-se as notas atribuídas através da escala de senescência a partir de avaliação visual.

A observação das hastes de rosas, assim como em antúrios, ocorreu a cada dois dias e eram atribuídas notas a cada vaso, ou seja, a cada grupo de 5 hastes. Ao chegarem no laboratório, todos os vasos receberam nota máxima igual a 4 no dia zero. Ao longo das avaliações, quando metade das hastes apresentavam algum dos sintomas de escurecimento do botão no caso das rosas; de murcha ou de queda da flor em relação ao pedúnculo, suas notas começavam a diminuir de acordo com os critérios apresentados na tabela 1.

No caso das rosas, as flores apresentavam sintomas diferenciados mais rapidamente, algumas soluções parecem ter propiciado a queda das pétalas, como é o caso da solução preservativa com Flower®, enquanto outras pareciam fechar o botão floral e começavam a murchar até ficarem totalmente secas, sem sequer soltar as pétalas, o que ocorreu com hipoclorito de sódio e óleo orgânico de capim limão.

Através da observação das fotos das rosas na Figura 14 (época 1) nota-se que aos 16 dias todas as flores apresentavam-se escuras, totalmente murchas e curvadas, exceto as flores imersas em Flower® que ainda apresentavam-se com parte das flores murchando.

Na época 2, aos 10 dias a maior parte das rosas encontram-se curvadas, apesar de ainda pouco escurecidas. Na segunda metade do experimento há um escurecimento maior do botão floral seguido de murcha mais ou menos agressiva em todos os vasos. As hastes mais deterioradas foram as rosas imersas em soluções contendo óleo orgânico de capim limão, seguido por extrato de própolis orgânica e testemunha. Assim como na primeira etapa, Flower® conservou as hastes com melhor aparência por maiores períodos.

Na terceira época, no segundo dia após a colheita, a maior parte dos botões florais encontrava-se totalmente aberto. No sexto dia algumas pétalas começavam a cair e a partir de então começavam a perder água até ficarem totalmente secas, com aspecto de flores que passaram por secagem em estufa. Aos 12 dias é possível observar que foi atribuída nota mínima para todas as rosas. Esta foi a etapa que teve menor tempo de duração e após o 12º dia todas as flores já estavam em ponto de descarte total.

Sonego e Brackmann (1995), afirmam que a sacarose exógena pode substituir o carboidrato endógeno que vai sendo esgotado pela respiração, atrasando a degradação de proteínas, mantendo a integridade da membrana e melhorando o balanço hídrico, entretanto, neste estudo, as rosas que foram colocadas em soluções *pulsing* de sacarose a 10% não apresentaram diferenças visuais daquelas que foram colocadas diretamente nas soluções preservativas. O início do processo de deterioração ocorreu sempre no mesmo momento do ensaio em que as outras hastes apresentavam os primeiros sinais de senescência, assim não houve diferença na longevidade e na conservação pós-colheita das rosas que passaram por *pulsing* daquelas que foram diretamente para soluções preservativas.

Estes resultados concordam com os obtidos por Carneiro *et al.* (2002), que também não observou influência na longevidade das inflorescências de *Zinnia elegans* em 5, 10, 15 e 20% de sacarose nas soluções.

Os gráficos 6, 7 e 8 permitem visualizar através de curvas de interpolação polinomial o decréscimo das notas ao longo das avaliações do experimento com rosas.

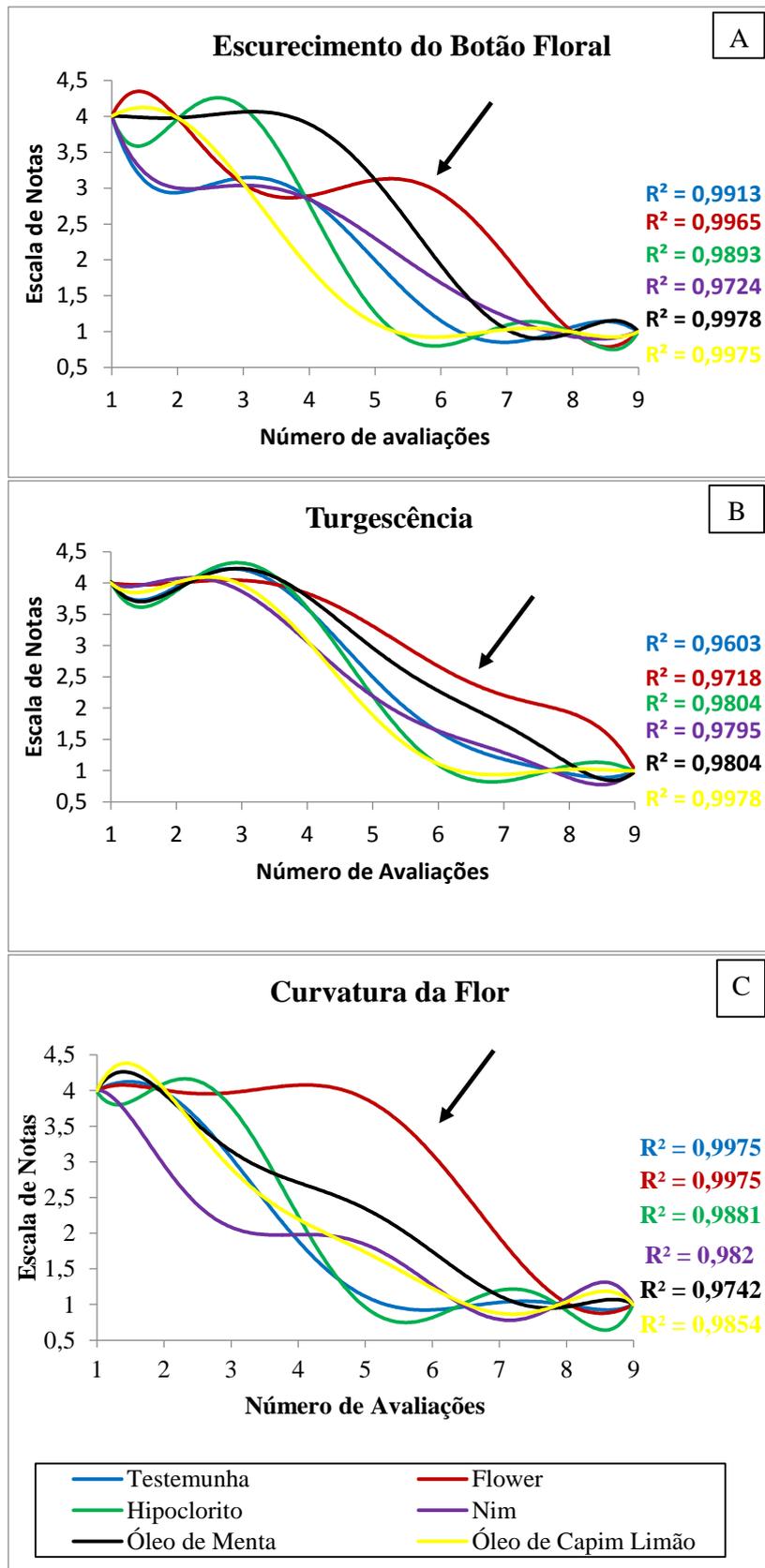


Gráfico 6- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) – Época 1. Escala de Senescência – Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento do Botão Floral; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor vermelha, referente ao Flower® encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

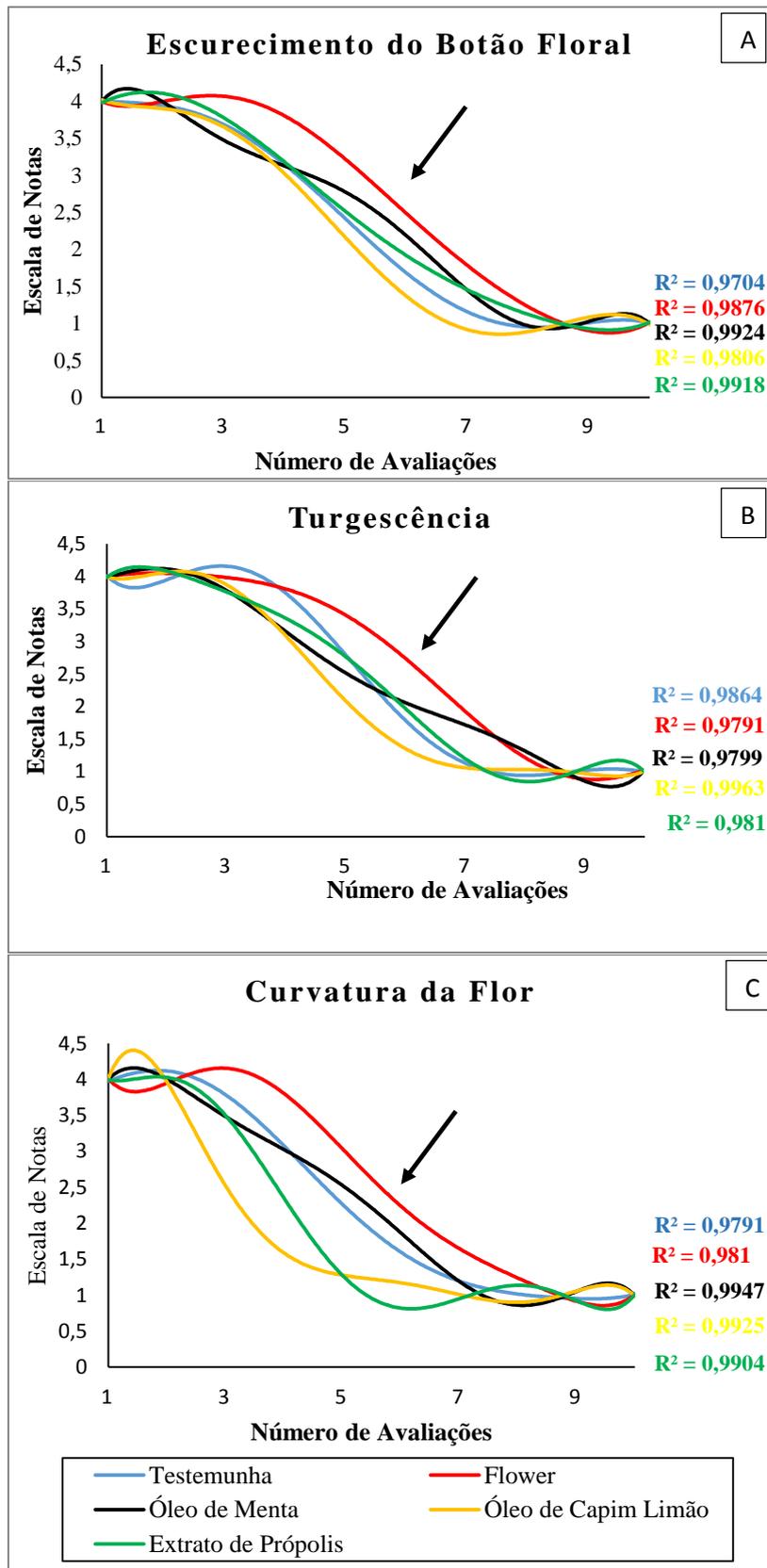


Gráfico 7- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) – Época 2. Escala de Senescência – Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento do Botão Floral; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor vermelha, referente ao Flower® encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

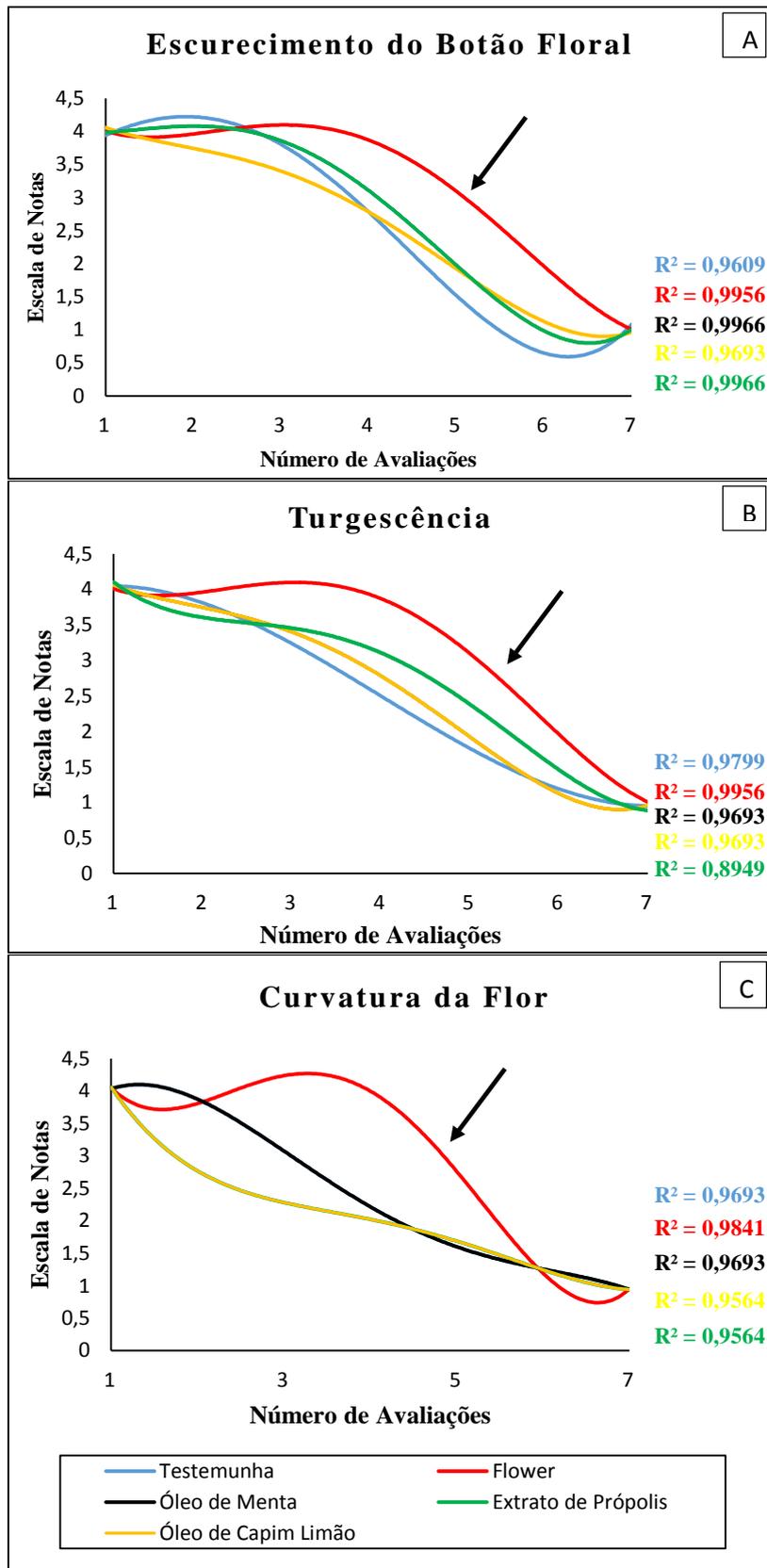
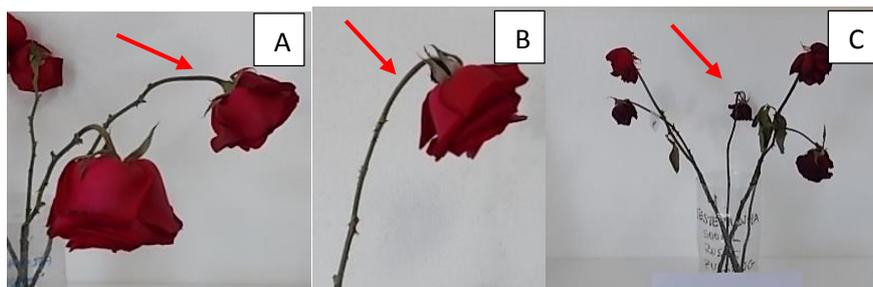


Gráfico 8- Gráficos referente às notas obtidas em cada tratamento – Rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) – Época 3. Escala de Senescência – Interpolação polinomial de grau 6 para cada tratamento. A- Escurecimento do Botão Floral; B- Turgescência e C- Curvatura da Flor. Notar curvas de cor vermelha, referente ao Flower® encontram-se com notas superiores em todo o período do experimento realizado nesta época (setas).

Analisando-se as curvas feitas através de interpolação polinomial, pode-se inferir que embora todos os grupos de hastes de rosas tenham partido da nota máxima, a maior conservação das flores em relação ao escurecimento, turgescência e curvatura foi promovido pelo conservante floral Flower®. Em determinado momento de cada avaliação as rosas imersas em Flower® se sobressaíram e mantiveram notas mais altas que as demais. Na época 1 (Gráfico 6), em relação ao escurecimento do botão floral, nota-se que a partir da sexta avaliação, as hastes imersas em Flower® mantiveram suas notas em 3 por períodos mais prolongados. No caso da turgescência, hastes em Flower® já apresentavam notas maiores a partir da quarta avaliação, e por fim, em relação à curvatura as hastes em Flower® se sobressaíram na terceira avaliação.

Assim como na época 1, também na época 2 e 3 (Gráficos 7 e 8), nota-se superioridade nas notas por maiores períodos de tempo de hastes imersas em soluções contendo o conservante Flower® em todos os parâmetros analisados na escala de senescência, tanto em escurecimento, turgescência e curvatura.

A figura 17 mostra algumas fotos dos principais sintomas de deterioração avaliados em hastes de rosas ao longo das três etapas do experimento



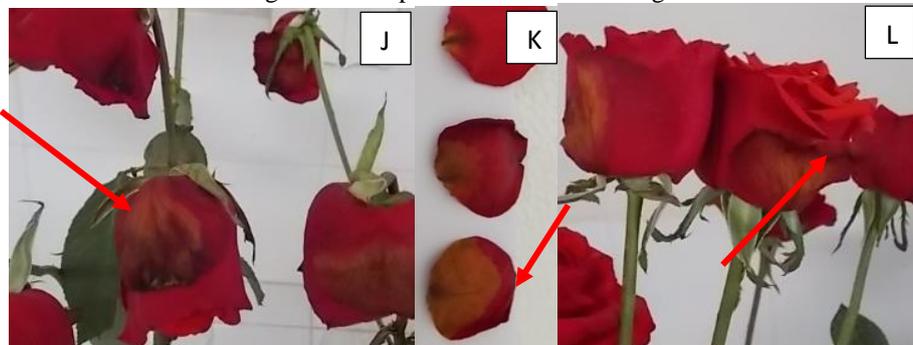
ABC – Hastes imersas em testemunha (água destilada). Notar curvatura das flores precocemente (setas).



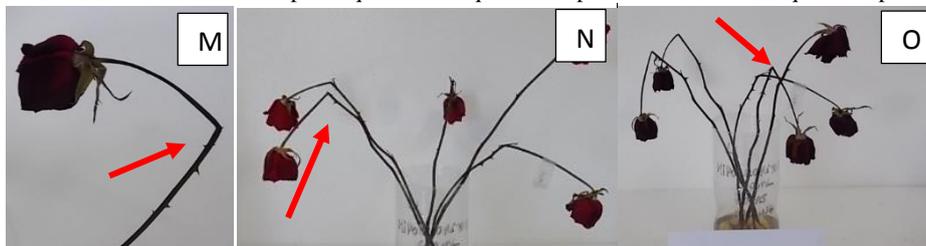
DEF – Hastes imersas em óleo de nim. Escurecimento progressivo e curvatura das flores (setas).



GHI – Hastes imersas em óleo orgânico de capim limão. Perda de turgescência e escurecimento (setas).



JKL – Hastes imersas em flower®. Tipo de queimadura que evolui para escurecimento e queda de pétalas (setas).



MNO – Hastes imersas em hipoclorito de sódio. Curvatura das flores (setas).

Figura 17 – Fotos de Hastes de rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) em processo de deterioração. Figura ABC – Testemunha (água destilada); DEF- Óleo de Nim; GHI- Óleo orgânico de Capim Limão; JKL- Flower®; MNO- Hipoclorito de Sódio.

Finalmente, a longevidade das hastes de rosas nas três épocas de avaliação deste experimento pode ser observada na tabela 15.

Tabela 15- Longevidade das rosas (*Rosa* sp. cv. Vega) (dias) associadas as médias mensais de temperatura (°C) e umidade relativa (%). São apresentados valores das três repetições do experimento, realizadas em abril e maio de 2013, julho e agosto de 2013 e novembro e dezembro de 2013.

ROSAS			
Período do experimento	Longevidade	Temperatura	UR
Época 1 (Abril e Maio/ 2013)	16 dias	27°C	78%
Época 2 (Julho e Agosto/ 2013)	18 dias	22,5°C	70%
Época 3 (Novembro e Dezembro/ 2013)	12 dias	31,5°C	80%

Os experimentos foram realizados em abril, julho e novembro do ano de 2013. Na época 1, em abril e maio de 2013, o período necessário para que todos os tratamentos obtivessem nota 1 (descarte total), foi de 16 dias para rosas, na época 2 de 18 dias, e na terceira época de apenas 12 dias para rosas. Nestas épocas observou-se diferenças climáticas consideráveis. Fatores externos como a temperatura são capazes de acentuar a ação de fatores fisiológicos que levam à deterioração das flores de corte (REIS, 2009).

3.3-Custo de aquisição dos produtos comerciais utilizados nas soluções

Na tabela 16 pode-se observar o custo de cada produto comercial utilizado, orgânicos e químicos.

Tabela 16- Produtos comerciais utilizados nos ensaios relacionados ao volume do frasco comercial, preço do produto adquirido entre abril e novembro de 2013, custo/mL de produto e volume utilizado no preparo de um litro de solução.

Produtos	Frasco	Preço	Custo/mL	Volume/Litro de solução
Óleo orgânico de Menta	10 mL	R\$ 22,90	R\$ 2,29	1mL
Óleo orgânico de Capim Limão	10mL	R\$ 19,00	R\$ 1,90	1 mL
Extrato de Própolis orgânico	20 mL	R\$ 8,00	R\$ 0,40	10 mL
Óleo de Nim	1000 mL	R\$ 56,00	R\$ 0,056	10 mL
Flower	250 mL	R\$ 11,50	R\$ 0,046	10 mL

Observando-se os custos por mL de cada produto, é possível constatar que os produtos orgânicos possuem maior custo, uma vez que as embalagens são menores, entretanto, possuem um efeito conservante superior aos produtos químicos Óleo de Nim e Flower. Um dos motivos que justificam o custo relativamente mais alto é possivelmente a inexistência de escala de produção e distribuição destas substâncias, que são apresentadas como alternativas à conservantes químicos de composição muitas vezes desconhecida como conservante floral.

Além disso, os produtos conservantes orgânicos utilizados neste estudo podem ser preparados com ingredientes que algumas vezes estão presentes na propriedade, o que pode representar redução drástica nos custos de aquisição.

4 CONCLUSÕES

De acordo com os resultados obtidos, pode-se concluir que as soluções orgânicas estudadas resultam em efeitos divergentes para rosas e antúrios, porém, soluções orgânicas a base de menta e própolis demonstraram potencial para o emprego alternativo ao conservante químico comercial para ambas espécies.

O extrato própolis orgânico proporcionou melhor conservação para hastes de antúrios.

O produto conservante comercial Flower® evidenciou melhor desempenho do que os demais tratamentos para rosas, embora tratamentos com menta não tenha diferido estatisticamente em alguns ensaios quanto à massa fresca, peso das soluções e escurecimento das flores, o que reforça o potencial como conservante alternativo.

Observou-se, que entre suas propriedades das soluções contendo Flower®, reside a estabilidade do pH, notadamente ácido e que pode ser uma característica preponderante para maior longevidade dos tecidos de rosas. Portanto, pesquisas adicionais com soluções conservantes de rosas devem considerar essa característica.

Entre as vantagens da utilização das soluções orgânicas para conservação das hastes florais está o menor custo final. Embora o valor de aquisição dos produtos químico e orgânico sejam parecidos, para antúrios, a diferença entre a conservação das hastes que estavam em produtos orgânicos e em Flower® foi de aproximadamente 8 dias. As hastes em soluções de própolis chegaram a ficar conservadas 25% a mais do tempo do ensaio se comparadas com as flores mentadas em Flower®. Para rosas o tempo final foi o mesmo entre hastes mantidas em Flower® ou em soluções orgânicas.

Vale ressaltar que a escala de senescência utilizada possibilita avaliação e monitoramento das fases do período pós-colheita tanto para rosas quanto para antúrios, constituindo-se em ferramenta importante para futuras pesquisas.

Os resultados preliminares permitem inferir que dentre as soluções testadas, o Flower® resultou em maior longevidade para rosas, mas que para antúrios o melhor desempenho foi alcançado com extrato de própolis orgânico, seguido por óleo de menta.

Por último, ao considerarmos a predominância de estrutura de agricultura familiar em sistemas de cultivo de flores de corte no Brasil, as soluções conservantes testadas a base de própolis ou menta, configuram substâncias naturais alternativas e, portanto, devem ser difundidos junto aos órgãos de extensão rural.

**CAPÍTULO II –MICRORGANISMOS ASSOCIADOS À
DETERIORAÇÃO DE HASTES FLORAIS DE ANTÚRIOS
(*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) E DE
ROSAS (*Rosa sp.* cv. Vega) DE CORTE.**

RESUMO

Uma das etapas mais críticas da floricultura é o armazenamento, é a fase decisiva para conquista do mercado distribuidor e consumidor (DIAS-TAGLIACOZZO; CASTRO, 2002). Flores de corte tem uma vida útil muito limitada, sofrendo rapidamente com os processos de deterioração. Um dos fatores que contribuem para redução da longevidade das flores pós-colheita é a presença de microrganismos que podem se desenvolver no interior dos feixes vasculares e causar obstrução parcial ou total reduzindo ou impedindo o fluxo de água ascendente. O objetivo deste estudo foi verificar a presença de microrganismos capazes de causar oclusão vascular em flores cortadas de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) e de Rosas (*Rosa sp.* cv. Vega). Após a colheita as hastes ficaram em diferentes soluções preservativas no laboratório de pós-colheita até começaram a apresentar os primeiros sinais de deterioração, descritos como escurecimento da espata ou do botão floral, turgescência e curvatura da espata ou do botão. As soluções utilizadas foram o produto comercial Flower® 1%, indicado como conservante de flores de corte, água destilada (testemunha), solução de hipoclorito de sódio 1%, óleo de Nim 1%, óleo orgânico de menta 1000ppm e óleo orgânico de capim limão 1000ppm e Extrato de Própolis Orgânica 1%. Ao verificar os primeiros sinais de deterioração as hastes foram encaminhadas ao laboratório de fitopatologia para que fossem retirados fragmentos de 0,5 centímetros da base das hastes, estes fragmentos foram colocados em meio de cultura previamente preparados para que bactérias exsudassem o pus e fungos comesçassem a formar seus esporos. O isolamento de bactérias foi feito de forma direta riscando-se placas de Petri contendo meios de cultura específicos com a massa de células bacterianas até a purificação da bactéria encontrada. Já para os fungos foi utilizado apenas o meio BDA e pequenos fragmentos foram sendo repicados com auxílio de agulha, posteriormente lâminas provisórias foram montadas para observação das estruturas fúngicas, nem sempre era possível a clara observação destas estruturas, sendo assim, optou-se por utilizar a técnica de microcultura. Antes de serem imersas em soluções preservativas foram encontrados fungos do gênero *Aspergillus* em antúrios e rosas e *Rhizoctonia* apenas em rosas. Bactérias não foram encontradas em hastes de rosas antes das soluções, apenas em antúrios foram encontradas *Pseudomonas fluorescens*. Ao longo do experimento estas foram encontradas também em antúrios em água destilada (testemunha), antúrios em hipoclorito de sódio, antúrios em óleo orgânico de menta, rosas em Flower®, rosas em óleo orgânico de capim limão, rosas em extrato de própolis orgânica. Foram encontrados também *Pseudomonas sp.*, *Clostridium*, *Pectobacteria* e *Bacillus*. Já em relação aos fungos, os mais encontrados foram os do gênero *Aspergillus*, seguidos por *Rhizoctonia*, *Penicillium*, *Verticillium* e *Phytium*. Desta forma, pode-se concluir que os microrganismos estão presentes no material vegetal antes e após a imersão em soluções preservativas, multiplicando-se e possivelmente causando a oclusão vascular no período pós-colheita de antúrios e rosas.

Palavra-chave: longevidade, oclusão, pós-colheita.

ABSTRACT

One of the most critical steps in floriculture is the storage, it's the decisive phase for conquest the distributor and consumer market. (DIAS- TAGLIACOZZO; CASTRO, 2002) Cut flowers have a very limited shelf life, quickly suffering with the processes of deterioration. One of the factors that contribute to reducing the longevity of postharvest flowers is the presence of microorganisms that can develop within the vascular bundles and cause partial or total obstruction until reducing or preventing the upward water flow. The aim of this study was to verify the presence of microorganisms able to cause vascular occlusion in cut flowers of anthurium (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) and roses (*Rosa sp.* var.Vega). After harvesting, the stems were in different preservative solutions at postharvest laboratory until they showed the first signs of deterioration, described as darkening spathe or flower bud, turgor and curvature of the spathe or button. The solutions used were commercial product Flower® 1%, indicated as preservative of cut flowers, distilled water (control) solution of sodium hypochlorite 1 %, neem oil 1%, organic peppermint oil 1000ppm and organic lemon grass oil 1000ppm and organic propolis extract 1%. When the first signs of deterioration have been observed, the stems were sent to the plant pathology laboratory to remove fragments of 0.5 centimeter from the base of the stems, these fragments were placed in culture medium previously prepared for bacteria secretion and fungi began to form their spores. The isolation of bacteria was made directly scratching Petri dishes containing specific culture medium with the mass of bacterial cells to the purification of bacteria found. As for fungi was used only BDA medium and small fragments were chopped up with a needle, later interim slides were mounted for observation of fungal structures, a clearly observation these structures was not always possible, so we chose to use microculture technique. Before being immersed in preservative solutions, fungi of the genus *Aspergillus* were found in anthuriums and roses and *Rhizoctonia* were found only in roses. Bacteria weren't found in stems of roses before the solutions only *Pseudomonas fluorescens* were found in anthuriums. Throughout the experiment they were also found in anthuriums in distilled water (control), anthuriums in sodium hypochlorite, anthuriums in organic peppermint oil, rose in Flower®, roses in organic lemongrass oil, roses in organic propolis extract. *Pseudomonas sp.*, *Clostridium*, *Bacillus* and *Pectobacteria* were also found. In relation to the fungi, the most found were *Aspergillus*, followed by *Rhizoctonia*, *Penicillium*, *Verticillium* and *Pythium*. Thus, it can be concluded that microorganisms are present in the vegetable materials before and after immersion in preservative solutions, multiplying and possibly causing the vascular occlusion in postharvest period of anthuriums and roses.

Keywords: longevity, occlusion, postharvest.

1 INTRODUÇÃO

As flores são produtos extremamente frágeis, de vida útil limitada e exigem cuidados durante todo o processo de produção para que seja mantida a durabilidade no período pós-colheita. Se comparado com outros segmentos, o cultivo de flores de corte utiliza mais tecnologia desde o plantio até a colheita devido à necessidade de buscar eficiência das operações evitando interferir no produto final e consequentemente na rentabilidade da atividade (AKI e PEDROSA, 2002).

O déficit hídrico é um dos principais fatores que aceleram a senescência das flores de corte. Quando a taxa de transpiração é maior que a de absorção de água ocorre o estresse hídrico (PIETRO, 2009). Uma das causas para que ocorra a limitação da absorção de água deve-se ao bloqueio dos vasos condutores do xilema, quando estes são bloqueados, a transpiração continua ocorrendo normalmente, o que ocasiona uma gradativa perda de turgescência das flores (VAN DOORN, 1997).

A redução da longevidade de parte das flores de corte pode ser atribuída à oclusão vascular, isto é, interrupção parcial ou total do fluxo ascendente de água. Entre as razões para a ocorrência da oclusão vascular está o crescimento e desenvolvimento de microrganismos no xilema (VAN DOORN E WITTE, 1994).

A condutância hidráulica do xilema pode ser muito afetada por microrganismos, que geralmente são encontrados na água e nas soluções preparadas (PIETRO, 2009), ou ainda podem crescer na região cortada após a colheita (MARQUES, 2008), obstruindo fisicamente os vasos condutores, seja pelo aumento de sua população e produção de metabólitos secundários, ou ainda pela produção de substâncias de defesa produzidas pelos tecidos vegetais (VAN DOORN, 1997).

VAN DOORN e WITTE (1991), concluíram que o número de bactérias na base da haste de rosas (*Rosa hybrida* L. cv. *Sonia*), é positivamente relacionada com o número de bactérias encontradas na água da solução, concluindo que foi um dos possíveis fatores que tiveram influência para redução da longevidade. Assim, a água utilizada no armazenamento das flores pode conter elevado número de bactérias, especialmente quando não há nenhum produto inibidor do crescimento microbiano.

Apesar da carência de estudos relacionados à ação de microrganismos durante a pós-colheita (DURIGAN, 2009), a utilização de soluções que possam contribuir na hidratação das flores colhidas e tenham ação antimicrobiana tem sido testada recentemente. ANTES (2007), observou o bloqueio dos vasos condutores menos evidentes quando utilizou os conservantes comerciais Flower® e Floralife® na concentração 1% em vasos de rosas cv. Vega. Soluções comerciais geralmente utilizam a 8-hidroxiquinolina como produto germicida (NOWAK e RUDNICK, 1990), e os íons prata que, embora tenham ação biocida são metais pesados causadores de poluição ambiental (DURIGAN, 2009). O cloro é o produto mais utilizado no Brasil para controle de bactérias e fungos, inclusive é utilizado por produtores em solução de manutenção para flores, entretanto, seu modo de ação ainda não é bem conhecido.

A ação dos tratamentos pós-colheita é variável nas diferentes espécies, sendo assim, podem ser encontrados resultados diferentes em soluções idênticas. É fundamental que sejam feitos testes com outros compostos em diferentes flores de corte, que sejam identificados os microrganismos comumente presentes, a fim de buscar um tratamento específico e principalmente buscar soluções que possam ser recomendadas de forma segura aos produtores (REIS, 2009).

No presente estudo buscou-se investigar a presença de espécies de bactérias e fungos associadas aos tecidos das hastes florais de antúrios e rosas, submetidas ao tratamento com diferentes soluções preservativas.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1- Organização do Experimento

Hastes de Antúrios (*Anthurium andraeanum* Lindl. cv. Ômega) e Rosas (*Rosa sp.* cv. Vega) foram trazidas diretamente do produtor para o Laboratório de Pós-colheita do Setor de Horticultura – Instituto de Agronomia da Universidade Federal do Rio de Janeiro. O transporte foi realizado em veículo sem refrigeração. Os antúrios foram coletados em Valença-RJ (92 Km), e as rosas em Vassouras-RJ (58 Km).

As hastes permaneceram durante todo o experimento em soluções preservativas neste laboratório. Para cada tratamento, 20 hastes foram observadas e divididas em 4 vasos com 5 hastes cada. O experimento foi dividido em três etapas. Na primeira etapa, realizada em abril de 2013, foram utilizadas as seguintes soluções: Testemunha (água destilada), conservante floral comercial Flower® 1%, hipoclorito de sódio 1%, óleo de Nim 1%, óleo orgânico de Menta 1% e óleo orgânico de Capim Limão 1%.

Na segunda e terceira etapa, realizadas respectivamente em julho e novembro de 2013, foram utilizadas: Testemunha (água destilada), conservante floral comercial Flower® 1%, óleo orgânico de Menta 1%, óleo orgânico de Capim Limão 1% e extrato de Própolis orgânico 1%.

2.2- Meios de Cultura Utilizados

Inicialmente, para tentativas de isolamentos de fungos foram utilizados os meios de cultura NA (ágar nutritivo) e BDA (Batata-Dextrose-Ágar). Adicionalmente, para isolamento e identificação de bactérias empregou-se o meio King B, meio YDC, meio Clara e meio de Hugh e Leifson para o teste de Fermentação e Oxidação da Glicose.

2.3- Isolamento de Microrganismos

No primeiro de dia de cada etapa, logo que as plantas chegaram ao laboratório, foram escolhidas ao acaso cinco flores de antúrios e cinco de rosas e retirados 0,5 centímetros da base das hastes que foram colocados em meio BDA para observação da multiplicação dos microrganismos antes que fossem aplicados os tratamentos com soluções preservativas.

Durante todo o experimento as flores foram observadas a cada 48 horas e todas as mudanças visuais foram registradas. De modo que quando 50% das hastes de cada vaso apresentavam os primeiros sinais de deterioração, seja relativo ao escurecimento, turgescência ou curvatura, pedaços de 0,5 centímetros eram retirados da base de uma das hastes, ao acaso, e imediatamente encaminhadas ao Laboratório de Fitopatologia localizado no mesmo setor.

A retirada do material da base da haste foi realizado com lâmina previamente desinfestada, sob papel absorvente estéril e no interior de capela de fluxo laminar (Figura 18), garantindo-se cuidados especiais de assepsia necessários ao processo (ALFENAS E MAFIA, 2007).

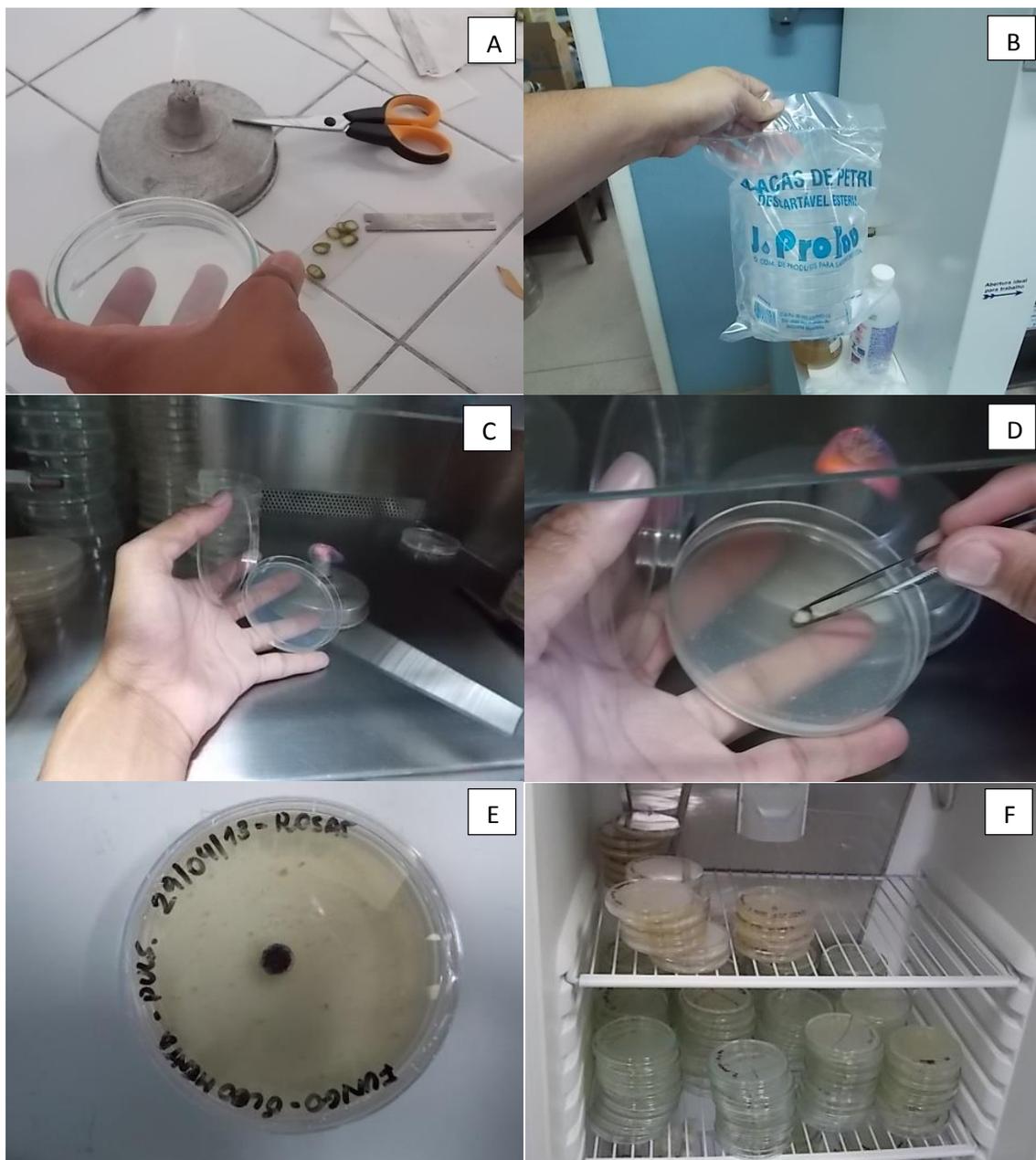


Figura 18 – A- Procedimento de coleta de fragmentos da base das hastes florais. B- Placas estéreis descartáveis utilizadas. C- Manuseio do material em câmara de fluxo e próximo ao fogo para evitar contaminação. D- Fragmento da haste sendo colocado no meio de cultura. E- identificação das placas prontas. F- Armazenamento em estufa B.O.D. com temperatura apropriada.

Para cada tratamento os fragmentos da base da haste foram colocados em placas de Petri estéreis com meio nutritivo NA (ágar nutritivo) e em placas contendo meio BDA (Batata-dextrose-ágar).

Entre 24 e 48 horas armazenados em estufa B.O.D. a 28°C ($\pm 2^{\circ}\text{C}$), pode ser observado o crescimento das bactérias, parte do pus exsudado nas placas foi retirado com alça de plantina em condições de assepsia e riscado a massa de células em novas placas com meio NA e King B. Já após o crescimento dos fungos, cerca de 72 horas em estufa a 25°C ($\pm 2^{\circ}\text{C}$), pequena porção de crescimento mais recente foi retirada com auxílio de agulha estéril e colocada em placas com meio BDA (Figura 19).

Para garantir a purificação e manter colônias novas, foram feitas repicagens sucessivas de bactérias e fungos durante todas as etapas. Além dos meios NA e BDA,

foram utilizados também King B, YDC, Clara e Hugh e Liefson.

Os microrganismos foram também armazenados em tubos de ensaio com meio de cultura inclinado para preservação caso fosse necessário a utilização posterior e após o crescimento foi colocado óleo mineral para reduzir a atividade metabólica.

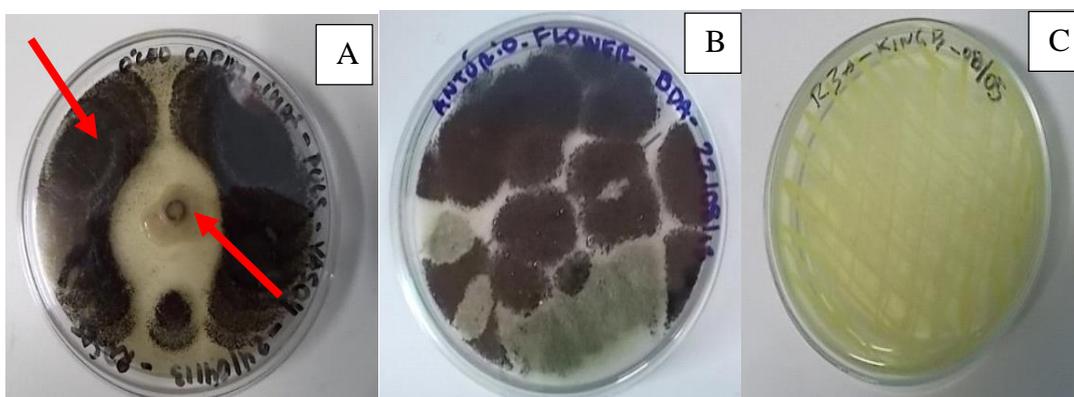


Figura 19 – A- Crescimento dos microrganismos ao redor do fragmento da haste, crescimento bacteriano e estruturas dos fungos ao redor (Notar setas). B- Fungos repicados para uma outra placa com meio BDA. C- Placa riscada com células bacterianas utilizando alça de platina em King B.

2.4- Testes para Identificação dos Gêneros de Microrganismos Obtidos.

Diante da diversidade de utilização de substratos, buscou-se identificar fontes de energias utilizadas por cada grupo de bactérias, de modo que meios de cultura pudessem fornecer elementos essenciais para multiplicação e sobrevivência das células (ALFENAS E MAFIA, 2007). Dessa forma, bactérias isoladas de plantas são geralmente submetidas a testes tintoriais, características culturais, bioquímicas e nutricionais. A partir dos isolados bacterianos encontrados e purificados foram realizados testes para identificar alguns gêneros mais comuns. Anteriormente aos testes, devido ao grande número de isolados bacterianos, foi utilizado o método rápido de Ryu para reação de Gram, que consiste em utilizar uma gota de solução de KOH (Hidróxido de Potássio) 3% e transferir pequena porção do crescimento bacteriano com auxílio de um palito, de forma que as bactérias Gram negativas sofram lise da parede celular em solução alcalina tornando possível visualizar a formação de fio viscoso a partir da liberação do DNA (Figura 20). A partir daí, alguns resultados aleatórios do método rápido de Ryu para reação de Gram foram confirmados com coloração de Gram.



Figura 20 – A- Aplicação de uma gota de solução de KOH na lâmina (Notar seta). B- Pequena porção de crescimento bacteriano com auxílio de um palito formando um fio viscoso evidenciando lise da parede celular característica de bactérias Gram negativas quando colocadas em soluções alcalinas (Notar seta indicando o fio viscoso formado).

Entre os testes realizados estão: fluorescência em King B, o crescimento em YDC, a utilização da Asparagina como fonte de Carbono e ainda o teste de fermentação e oxidação da glicose. Os meios utilizados nestes testes podem ser observados na figura 21.



Figura 21 – Meios preparados e autoclavados com objetivo de identificar alguns gêneros de bactérias.

Para observação dos fungos, nem sempre a confecção direta de lâminas demonstrava de forma clara as estruturas fúngicas, sendo assim, em alguns casos foi utilizada a técnica de microcultura. A microcultura consiste em colocar fragmento de 1 cm² de meio de cultura BDA sobre lâmina previamente limpa e esterilizada. Em seguida, foram repicados esporos ou micélios sobre o meio e cobertos com a lamínula. Após 3 a 7 dias foi possível observar o crescimento fúngico aderido a lâmina e lamínula. O restante do meio existente foi cuidadosamente retirado e este crescimento transferido para nova lâmina a fim de possibilitar exames ao microscópio ótico.

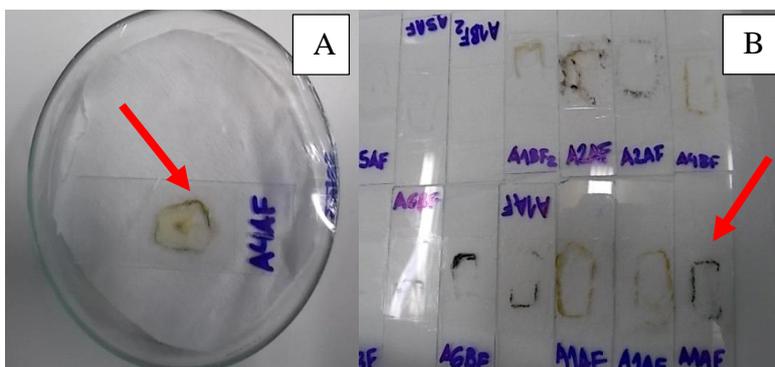


Figura 22 – Microcultura. Técnica utilizada para melhor visualização das estruturas fúngicas. A- Armazenamento da lâmina montada sobre papel estéril umedecido no interior de Placa de Petri em estufa B.O.D. a 28°C. B- Lâminas prontas para observação após a retirada do meio de cultura (Notar crescimento dos fungos indicado pelas setas).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A multiplicação de microrganismos no interior dos vasos condutores pode ser um dos fatores responsáveis pela redução da vida útil pós-colheita das flores de corte. Partindo-se dessa hipótese, detectou-se que fragmentos das hastes florais, antes mesmo da imersão nas soluções conservantes, continham estruturas de microrganismos associados aos tecidos, inegavelmente já contraídos em condições de cultivo. Dessa maneira, foram isolados de hastes de antúrios fungos dos gêneros *Aspergillus* e as bactérias *Pseudomonas sp.* e *Pseudomonas fluorescens*. Com relação as hastes de rosas, não foi detectado associação de bactérias, porém foram isolados fungos dos gêneros *Aspergillus* e *Rhizoctonia* (Figura 23).

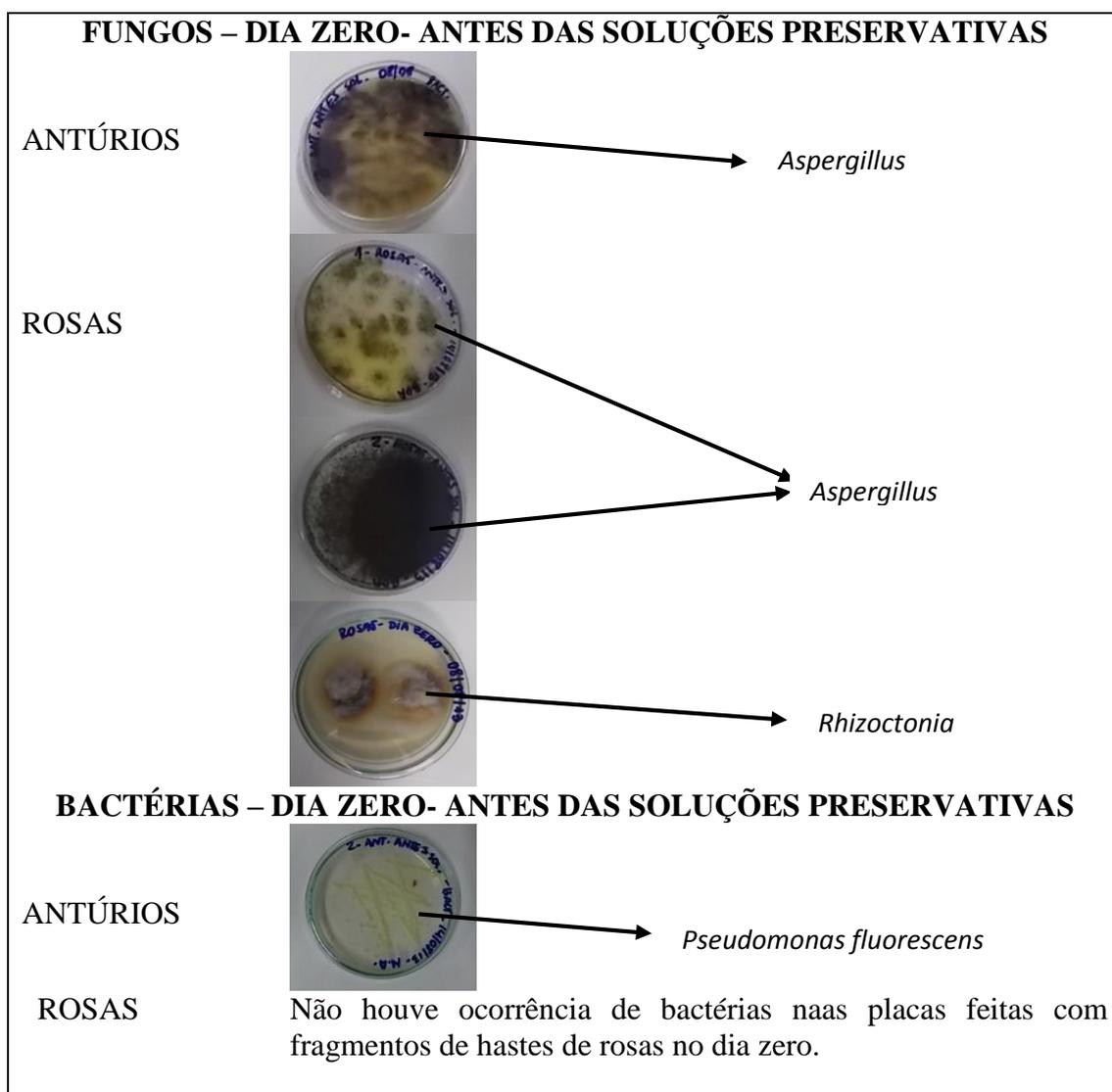


Figura 23 – Isolados de fungos e bactérias associados a hastes de antúrios e rosas, previamente ao tratamento com soluções conservantes.

Com o decorrer do experimento foi possível notar algumas alterações visíveis nas hastes de antúrios imersas nas soluções contendo óleos orgânicos de menta e capim limão. Percebeu-se escurecimento seguido de necrose da base da haste que percorreu caminho ascendente até a flor, culminando em queda da espata e espádice. Flores imersas em soluções contendo óleo de capim limão apresentaram tais sintomas e queda das flores mais rapidamente que as imersas em óleo de menta. Contudo, em hastes de ambos

tratamentos, colônias de *Pseudomonas sp.*, foram isoladas. Para ilustrar, é apresentado na Figura 24 imagens sequenciais da base das hastes de antúrios mostrando o avanço a necrose.

Por sua vez, esses sintomas não foram observados em hastes de rosas, apesar da ocorrência de microrganismos em seus tecidos.

Estratégias de contornar obstrução do fluxo de seiva acarretado por necroses em tecidos de hastes vem merecendo atenção de pesquisadores, motivo pelo qual Gurjão *et al.* (2006), indicou o aparo das hastes como forma de reativar o fluxo de água através dos vasos do xilema. Porém, neste estudo, o procedimento não foi utilizado, vez que foi observada rápida progressão vertical da necrose ao longo do experimento.

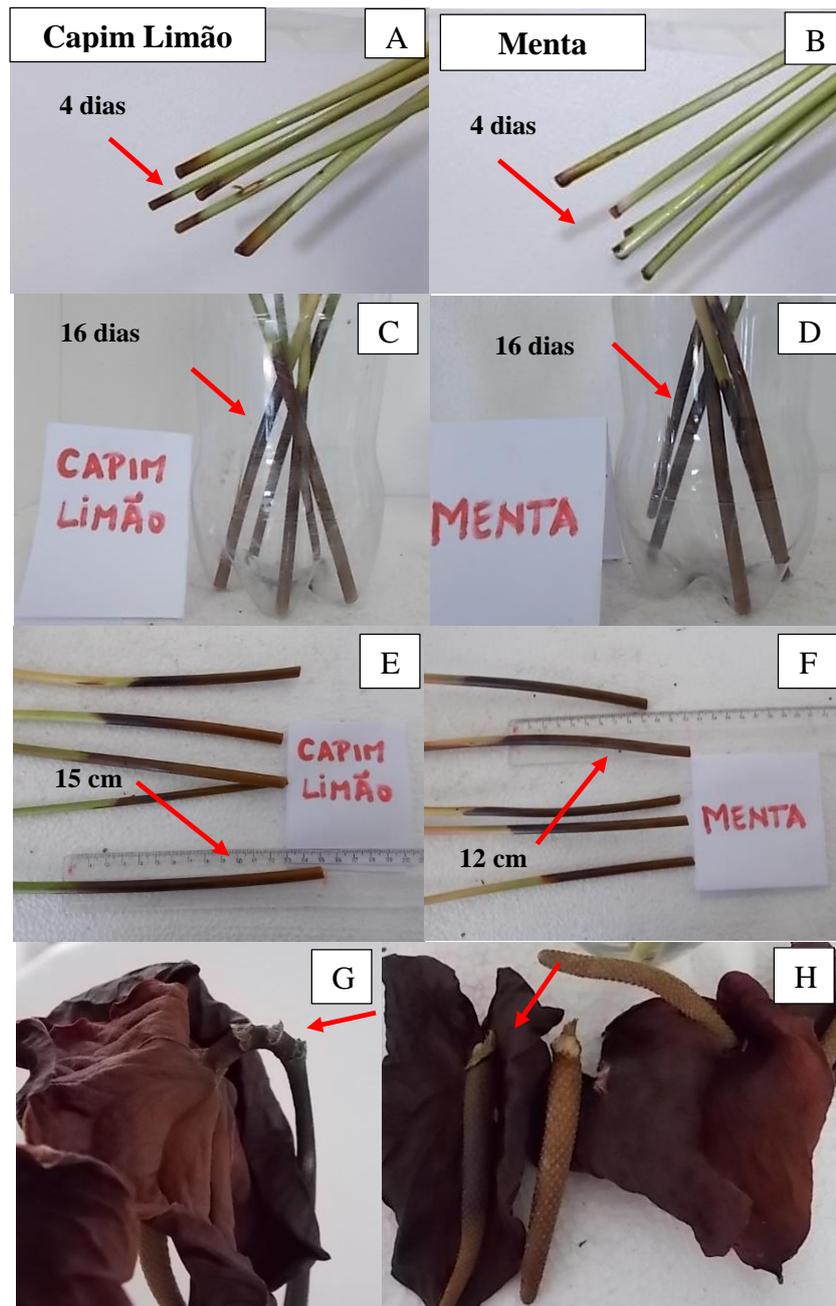


Figura 24 –Antúrios. **A-** Início da necrose na base da haste imersa em óleo orgânico de Capim Limão. **B-** Início da necrose na base da haste imersa em óleo orgânico de Menta. **C-** Avanço da necrose das hastes em óleo orgânico de Capim Limão. **D-** Avanço da necrose das hastes em óleo orgânico de Menta. **E-** Medida do avanço da necrose aos 16 dias em hastes em óleo orgânico de Capim Limão. **F-** Medida do avanço da necrose aos 16 dias em hastes em óleo orgânico de Menta. **G-** Necrose e apodrecimento da haste mais próxima à espata. **H-** Culmina em queda da espata e espádice. (Notar setas indicando os sintomas descritos).

A diversidade metabólica que *Pseudomonas fluorescens* possui lhe confere habilidade para sobrevivência e adaptar-se em diversos tipos de ambientes como solo e na rizosfera. Em nossos estudos foram obtidos em hastes de antúrios muitos isolados de *Pseudomonas fluorescens* mesmo antes dos tratamentos preservativos, reforçando que podem ter vindo do campo e desenvolveram-se ao longo do período pós-colheita, tal como observado na pesquisa de Zago *et al.* (2000). Nessa direção, isolamentos de *Pseudomonas fluorescens* foram obtidos através do crescimento em meio de fluorescência em King B, oriundos de tecidos vegetais submetidos aos seguintes tratamentos: antúrios em água destilada (testemunha); antúrios em hipoclorito de sódio; rosas em soluções com flower®; rosas em óleo orgânico de capim limão; rosas em extrato de própolis orgânica. Exemplos desses isolados são apresentados na figura 25.

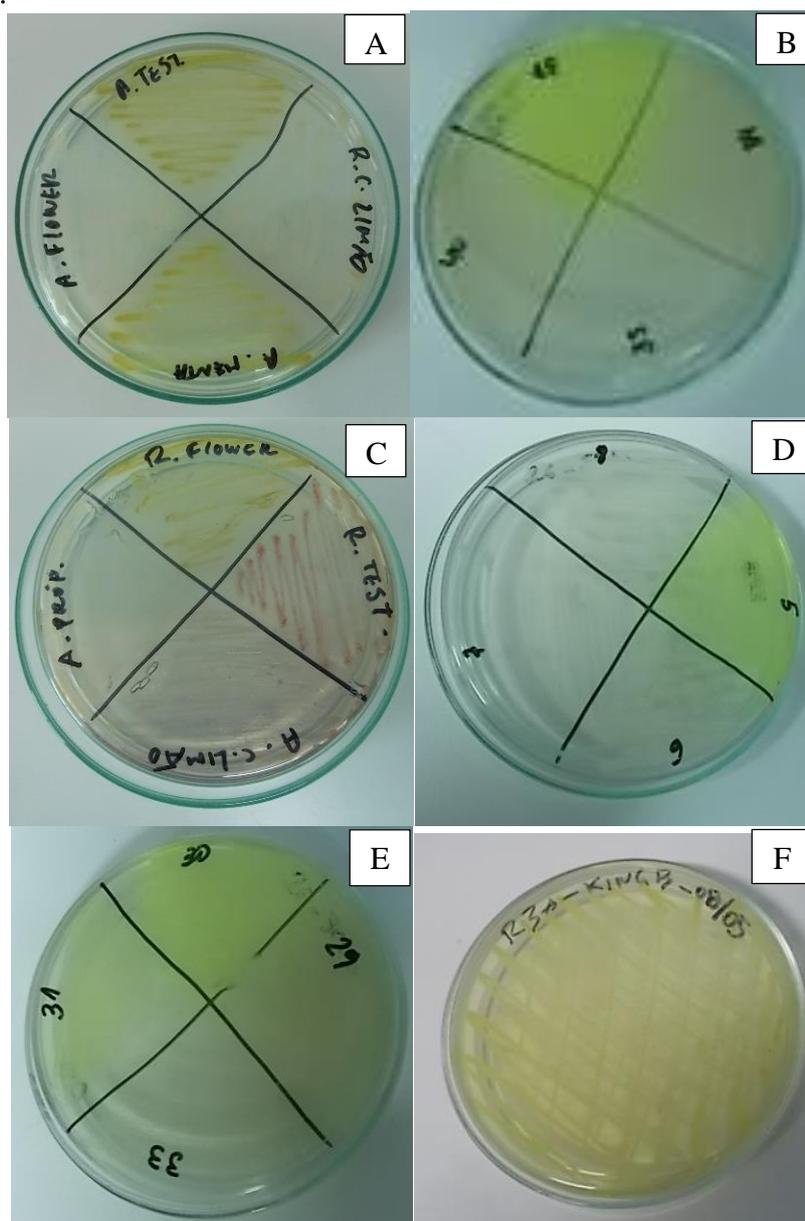


Figura 25- Placas de Petri com colônias- *Pseudomonas fluorescens*. **A-** Colônias de *P. fluorescens* obtida de tecidos de antúrio em tratamentos testemunha e óleo orgânico de menta. **B-** *P. fluorescens* em antúrios em hipoclorito de sódio. **C-** Rosas em soluções com flower® apresentaram crescimento de *P. fluorescens*. **D-** *P. fluorescens* em rosas imersas em óleo orgânico de capim limão. **E-** *P. fluorescens* em rosas imersas em extrato de própolis orgânica. **F-** Placa riscada com crescimento bacteriano de *P. fluorescens* em rosas em solução de hipoclorito de sódio.

Espécies não classificadas de *Pseudomonas* também puderam ser encontradas associadas aos tecidos de rosas nos tratamentos testemunha, Flower e óleo orgânico de menta, e ainda em antúrios nos tratamentos contendo hipoclorito de sódio, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica.

Colônias do gênero *Pectobacterium*, anteriormente classificadas como *Erwinia*, também foram identificadas, empregando-se testes bioquímicos (Figuras 26,27 e 28). Tais colônias estavam associadas aos antúrios nos tratamentos testemunha e flower®, em rosas em óleo de nim, hipoclorito de sódio, óleo orgânico de menta, óleo orgânico de capim limão e extrato de própolis orgânica.

Ainda com relação aos isolados bacterianos obtidos, registrou-se *Bacillus sp.* a partir de tecidos de antúrios nos tratamentos testemunha e óleo de nim e também em rosas tratadas com extrato de própolis orgânica. Por último, colônias de *Clostridium* foram isoladas de tecidos de rosas tratadas com Flower®.

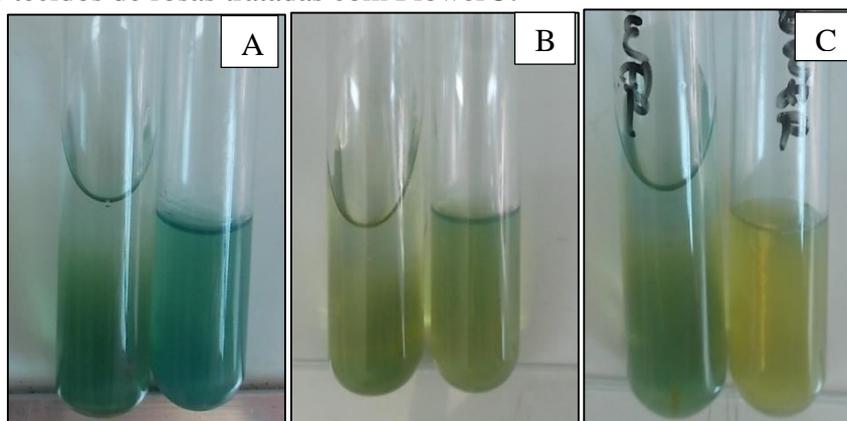


Figura 26 – Resultados do teste de fermentação e oxidação da glicose- empregado para identificação dos isolados de *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Erwinia* e *Clostridium*. A- Controle. B- Produção de ácido em ambos tubos, organismos fermentativos que produzem ácido aero e anaerobicamente. C- Organismos aeróbicos, produzem ácido apenas nos tubos sem óleo.



Figura 27 – Teste de asparagina em Meio Clara – empregado para identificação de isolados de *Xanthomonas*. Turbidez dos meios evidenciando não existência de *Xanthomonas* nos isolados encontrados. Em alguns tubos ocorreram crescimento bacteriano de *Pseudomonas fluorescens* na superfície do meio (notar fluorescência indicada por seta).

Em relação aos fungos, foi possível observar a presença do gênero *Aspergillus* em hastes submetidas em todos os tratamentos, tanto em antúrios quanto em rosas, sendo este o gênero fúngico mais comumente encontrado.

Outro fungo isolado corresponde a uma espécie de *Penicillium*, associado em tecidos de hastes de antúrios nos tratamentos testemunha; óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão.

Também merece destaque os isolados de *Rhizoctonia* obtidos de hastes de antúrios tratadas com flower, óleo orgânico de menta e óleo orgânico de capim limão, bem como em hastes de rosas nos tratamentos testemunha, Flower®, óleo orgânico de menta e óleo de nim.

Registrou-se, ainda, espécie de *Verticillium* apenas em hastes de rosas mantidas no tratamento testemunha e de *Phytium* tratadas com Flower®.

Em geral, sob o ponto de vista de controle sanitário, ressalte-se que hastes de rosas tratadas com extrato de própolis repercutiram melhor efetividade de controle, vez que não possibilitaram desenvolvimento de estruturas fungicas nos tecidos vegetais ao longo do tempo investigado.

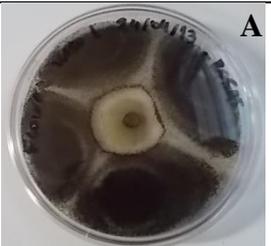
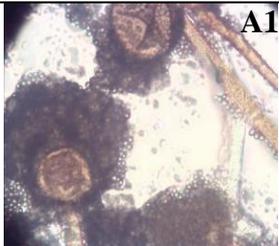
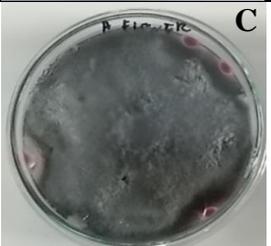
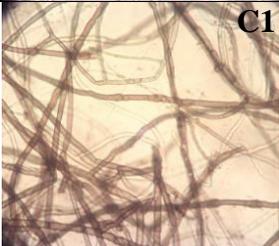
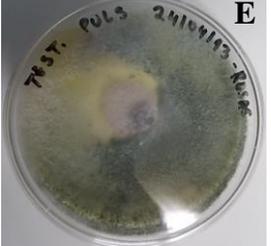
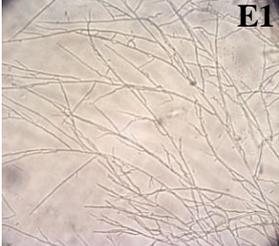
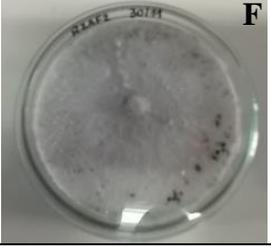
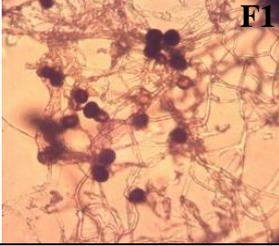
FUNGOS		
<i>Aspergillus sp.</i>	 A	 A1
<i>Rhizoctonia sp.</i>	 B	 B1
<i>Rhizoctonia sp.</i>	 C	 C1
<i>Penicillium sp.</i>	 D	 D1
<i>Verticillium sp.</i>	 E	 E1
<i>Phytium sp.</i>	 F	 F1

Figura 28 - Fungos obtidos em meio BDA, a partir de tecidos de hastes de antúrios e rosas em processo de deterioração, após mantidas em diferentes soluções conservantes. A) Colônias representativas de *Aspergillus* A1) Estrutura do *Aspergillus* em magnificação de microscopia ótica (40X). B) Colônias de *Rhizoctonia*. B1) Estrutura do *Rhizoctonia* em magnificação de microscopia ótica (40X). C) Colônias representativas de *Rhizoctonia*. C1) Estrutura do *Rhizoctonia* em magnificação de microscopia ótica (40X). D) Colônias representativas de *Penicillium*. D1) Estrutura do *Penicillium* em magnificação de microscopia ótica (40X). E) Colônias representativas de *Verticillium*. E1) Estrutura do *Verticillium* em magnificação de microscopia ótica (40X). F) Colônias representativas de *Phytium*. F1) Estrutura do *Phytium* em magnificação de microscopia ótica (40X).

Com os resultados deste trabalho pode-se inferir que apesar de algumas espécies de bactérias e fungos terem sido isolados dos tecidos antes mesmo do início dos ensaios, a maioria das soluções conservantes não foram efetivas para impedir a deterioração dos tecidos e permitiram ainda o surgimento e multiplicação de outras espécies de microrganismos.

Conseqüentemente, foi possível demonstrar, de forma cabal, a existência de diversidade de espécies microbianas associada aos tecidos das hastes florais, as quais muito provavelmente interferem na longevidade das flores, sobretudo provocando obstrução dos vasos condutores.

4 – CONCLUSÕES

Os resultados obtidos nos permitem afirmar que associado aos tecidos de hastes de antúrios e rosas, naturalmente ocorrem microrganismos contaminantes;

Adicionalmente, que diversidade de populações de bactérias e fungos desenvolvem-se em pós-colheita de hastes de antúrios e rosas, podendo contribuir para a deterioração de tecidos, com conseqüente obstrução do fluxo ascendente de água;

Uma potencial fonte de contaminação das hastes florais pode ter início na propriedade, onde são utilizadas soluções inadequadas para conservação das flores após o corte.

Com os resultados apresentados foi possível observar que, embora algumas espécies de fungos e bactérias tenham sido isoladas antes de as hastes serem imersas em soluções preservativas, a maioria delas não foi eficaz para impedir o desenvolvimento e multiplicação destas e de outras espécies.

Soluções conservantes à base de extrato de própolis apresentaram satisfatória efetividade sobre o desenvolvimento pós-colheita de fungos em hastes de rosas, fato que repercute como uma potencial alternativa para a formulação orgânica de soluções para a conservação de flores.

Estudos adicionais devem ser promovidos para elucidar até que ponto os microrganismos aqui relacionados estão associados à menor longevidade das hastes de antúrios e rosas por obstrução dos vasos condutores.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AKI, A. & PEDROSA, J.M.Y. Aspectos da produção e consumo de flores e plantas ornamentais no Brasil. *Revista Brasileira de Horticultura Ornamental*, Campinas, v.8, n.1/2, p.13-23, 2002.
- ALFENAS, A.C.; MAFIA, R.G. *Métodos em Fitopatologia*. Editora UFV. Viçosa-MG. 382p. 2007.
- ALMEIDA, E.F.A.; OLIVEIRA PAIVA, P.D.; OLIVEIRA LIMA, L.C.; CORDEIRO SILVA, F.; RESENDE, M.L.; PAIVA, R.; ALVES NOGUEIRA, D. Diferentes conservantes comerciais e condições de armazenamento na pós-colheita de rosas. *CERES*, v. 17, n. 6, p.193-198, 2009.
- ANEFALOS, L.C. & GUILHOTO, J.J.M. Estrutura do Mercado Brasileiro de flores e plantas ornamentais. *Revista Agricultura*. São Paulo-SP. 50(2):41-63, 2003.
- ANTES, R.B. *Oclusão Vascular na Pós-colheita de Rosas e Gérberas de corte*. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Programa de Pós Graduação em Fitotecnia. Porto Alegre (RS). 84p. 2007.
- ANTES, R.B.; MONTERO, C.R.S.; RIETH, S. E BENDER, R.J. Bloqueio Vascular em hastes de rosas cv. Vegas. *Revista Brasileira de Biociências*. Porto Alegre, v. 5, supl. 1, p. 471-473, jul. 2007.
- ARRUDA, V.M. *Preparados Homeopáticos na Pós-colheita de flores*. (Doutorado em Fitotecnia). Universidade Federal de Viçosa. Viçosa-MG. 104p. 2009.
- BARBIERI, R.L. & STUMPF, E.R.T. Origem, Evolução e História das Rosas Cultivadas. *Rev. Bras. Agrociência*, Pelotas, v.11, n.3, p. 267-271. 2005.
- BARBOSA, J.G.; MEDEIROS, A.R.S.; FINGER, F.L.; REIS, F.P.; ÁLVARES, V.S.; BARBOSA, M.S. Longevidade de inflorescências de lírio, de diferentes estádios de colheita, pré-tratadas com sacarose e tiosulfato de prata (STS). *Ciência Rural* v.36 n.1 Santa Maria-RS. 2006.
- BATALHA, M.O. & BUAINAIN, A.M. Cadeias produtivas de flores e mel. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Jardim de Oportunidades – *Revista SEBRAE de Agronegócios*, n.1. 2007.
- BONGERS, F.J.G. *Informativo Ibraflor*. Holambra-SP. P.1-10. 2000.
- BORGES, C. H. F.; ALMEIDA, D. A.; FRAGIORGE; E. J. Atividade Antibacteriana e Antifúngica de diferentes concentrações de Extratos Hidroalcoólicos de Própolis (EHP) em linguiça frescal suína. *Engenharia de Alimentos - FAZU em Revista*, Uberaba, n. 6, p. 53-82. 2009.
- BRACKMANN *et al.* Armazenamento de Crisântemos em Diferentes Temperaturas e Soluções Conservantes. *Rev. Bras. de Agrociência*, v.6 n°1, 2000.
- BRACKMANN, A.; BELLÉ, R.A.; FREITAS, S.T.; MELLO, A.M. Qualidade de pré-colheita e vida de vaso de inflorescências de Crisântemo ‘Bronze Repin’ com aplicação de aminoetoxivinilglicina. *Revista da FZVA*. Uruguaiana, v.11, n.1, p. 107-115. 2004.
- BRACKMANN, A.; BELLÉ, R.A.; BORTOLUZZI, G. Armazenamento de Zinnia

elegans JACQ. em diferentes temperaturas e soluções conservantes. Revista Brasileira de Agrociência, Pelotas, v.4, n.1, p.20-25, 1998.

BRASIL, IBGE. Caracterização do Setor Produtivo de Flores e Plantas Ornamentais no Brasil – 1995 – 1996. Estudos e Pesquisas – Informação Econômica 2. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2004.

BRASIL, MAPA. Produção Integrada no Brasil: agropecuária sustentável, alimentos seguros. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Desenvolvimento Agropecuário e Cooperativismo. (Capítulo 16- Produção Integrada de Flores – 10p.). Brasília-DF. 1008p. 2009.

BRASIL, UFV-FUNARBE. Diagnóstico da Cadeia Produtiva de Flores e Plantas Ornamentais no Estado de Alagoas. Universidade Federal de Viçosa. Contrato UFV-FUNARBE/ SEBRAE-AL. Viçosa-MG. 28p. 2003.

CAETANO, A.C.G. & MADALENO, L.L. Controle de contaminantes bacterianos na fermentação alcoólica com a aplicação de biocidas naturais. Ciência & Tecnologia: FAETEC-JB. Jaboticabal, v. 2, n. 1, p. 27-37. 2011.

CARNEIRO, T.F.; FINGER, F.L.; SANTOS, V.R.; NEVES, L.L.M.; BARBOSA, J.G. Influência da sacarose e do corte da base da haste na longevidade de inflorescências de *Zinnia elegans*. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v.37, n. 8, p. 1065-1070. 2002.

CASTRO, A.C.R. Deficiência de Macronutrientes em Helicônia ‘Golden Torch’. (Dissertação de Mestrado). Universidade Federal de Pernambuco. Programa de Pós Graduação em Botânica. Recife-PE. 102p. 2007.

CASTRO, C.E.F. Cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais. Revista Brasileira de Horticultura Ornamental. Campinas, v.4, 46 p. 1998.

CAVASINI, R. Inibidores de etileno na pós-colheita de *Lisianthus*. Botucatu-SP. Faculdade de Ciências Agrônomicas. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”. 2013. 93p. Dissertação (Mestrado).

CHITARRA, M. I. F. & CHITARRA, A. B. Pós-colheita de frutas e hortaliças: fisiologia e manuseio. Lavras: UFLA, 785 p, 2005.

CORDEIRO, D.C.; MAPELI, A.M.; CORREIA, T.D.; FINGER, F.L.; BARBOSA, J.G. Influência do uso de solução de vaso e inibidores da ação do etileno sobre a vida de vaso de *Epidendrum ibaguense* Kunth. 46º Congresso Brasileiro de Olericultura, 2006. Disponível em: http://www.abhorticultura.com.br/biblioteca/arquivos/Download/Biblioteca/46_0550.pdf. Acesso em 28/01/2014.

CORDEIRO, D.C.; FINGER, F.L.; SANTOS, J.S.; KARSTEN, J.; BARBOSA, J.G. Sensibilidade da rosa ‘Osiana’ ao etileno. Bragantia, Campinas, v.70, n.3, p. 677-681, 2011.

CORRÊA, L.B. Citotaxonomia do Gênero *Anthurium* (Araceae). Auxílio à taxonomia de espécies da seção *Urospadix* coletadas na Floresta Atlântica Brasileira. Monografia. Universidade Federal de Pelotas. Pelotas-RS. 2006.

COSTA, A.S. Conservação pós-colheita, sintomas e respostas fisiológicas da senescência e injúria por frio em hastes florais de *Heliconia bihai*. Recife. Universidade Federal de Pernambuco. 2009. 83p. Tese (Doutorado).

COSTA, R. A.; JUNIOR, J.A.C.; CUNHA, H.; RENNÔ, M.C. Viabilidade Econômica da Floricultura. PESAGRO-RIO. 44p. Outubro, 2006.

DIAS-TAGLIACOZZO, G. M; CASTRO, C. E. F. Fisiologia da pós-colheita de espécies ornamentais. Fisiologia vegetal: produção e pós-colheita. Curitiba: Champagnat, v. 1, p. 359-382. 2002.

DREFAHL, A. Organogênese de *Rosa x hybrida* cv. Vegas. Programa de Pós-graduação em Agronomia. Universidade Federal do Paraná. Curitiba. 2004. 77p. Dissertação (Mestrado).

DURIGAN, M. F. B. Fisiologia e conservação pós-colheita de flores cortadas de gérbera. (Doutorado em Produção Vegetal). Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal-SP. 147p. 2009.

ESASHIKA, D.A.S. Diagnóstico da produção e pós-colheita de Hostênsia (*Hydrangea macrophylla* Serv.) para flor de corte na propriedade Hortência & cia de Brasília. Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária. Universidade de Brasília. Trabalho de Conclusão de Curso – Engenharia Agrônômica. 48p. 2011.

FINGER, F. L.; CAMPANHA, M. M.; BARBOSA, J. G.; FONTES, P. C. R. Influence of ethephon, silver thiosulfate and sucrose pulsing on bird-of-paradise vase life. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal, Brasília, v. 11, n. 2, p. 119-122, 1999.

FINGER, F.L.; CARNEIRO, T.F.; BARBOSA, J.G. Senescência pós-colheita de inflorescências de esporinha (*Consolida ajacis*). Pesq. Agropec. Bras., Brasília, v.39, n.6, p. 533-537, 2004.

FRANÇA, C.A.M. & MAIA, M.B.R.. Panorama do agronegócio de flores e plantas ornamentais no Brasil. Anais do Congresso da SOBER (Sociedade Brasileira de Economia, Administração e Sociologia Rural). Universidade Federal de Rondônia (UNIR). Porto Velho-RO, 2008.

FUKASAWA S.T.; CAMPOS D.V.A.; WADA J.F.; LASCHI D.; KATZ I. Conservação e aumento da longevidade floral de *Lisianthus*. *Horticultura Brasileira* 22. Anais do 44º Congresso Brasileiro de Olericultura. 2004.

GUIMARÃES, A.A. Manejo pós-colheita de hastes florais de *Heliconia bihai*. Viçosa-MG. Universidade Federal de Viçosa. 2008. 159p. Tese (Doutorado).

GURJÃO, F.F.; BARBOSA, J.A.; SILVA, R.A.R.; GOMES, D.L.S.; BARBOSA, A.H.D.; SILVA, M.S.; PEREIRA, W.E. Qualidade, Procedência e Perdas Pós-colheita de Rosas de Corte comercializadas em Campina Grande-PB. Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais, Campina Grande, v.8, n.2, p.177-190, 2006.

IBRAFLOR. Instituto Brasileiro de Floricultura. Release Imprensa. Dados gerais do setor. Dezembro/2013. Disponível em: http://www.ibraflor.com/ns_mer_interno.php. Acesso em 29/01/2014.

KADER A.A. Postharvest technology of horticultural crops. Publication 3311 University of California, Oakland. 326p. 1992.

KARSTEN, J. Envolvimento da peroxidase e polifenoloxidase no bloqueio xilemático de hastes de ave-do-paraíso (*Strelitzia reginae*). Programa de pós-graduação em Fisiologia

- Vegetal. Universidade Federal de Viçosa. Viçosa-MG. 2009. 117p. Dissertação (Mestrado).
- LAMAS, A. M. Logística de exportação para flores e folhagens tropicais. Revista Brasileira de Horticultura Ornamental, Campinas, v. 8, n. 1/2, p. 103-106, 2002.
- LAMAS, A.M. Flores: Produção, pós-colheita e mercado. Fortaleza: Instituto Frutal, 109p. 2004. Disponível em: http://www.fit.ufsc.br/disciplinas_download.php?cod=2113. Acesso em 25/01/2014.
- LEME, J.M. Resfriamento e conservação de antúrio 'IAC Eidibel'. Campinas-SP. Faculdade de Engenharia Agrícola. Universidade Estadual de Campinas. 2004. 104p. Dissertação (Mestrado).
- LIMA, J.D. *et al.* Tecnologia pós-colheita de flores de corte. São Paulo: Instituto Biológico, 7p, 2006.
- LOGES, V.; TEIXEIRA, M.C.F.; CASTRO, A.C.R.; COSTA, A.S. Colheita, pós-colheita e embalagem de flores tropicais em Pernambuco. Horticultura Brasileira, Brasília, v.23, n.3, p. 699-702. 2005.
- LOGUERCIO, A.P.; GROFF, A.C.M.; PEDROZZO, A.F.; WITT, N.M.; SILVA, M.S.; VARGAS, A.C. Atividade in vitro do extrato de própolis contra agentes bacterianos da mastite bovina. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v. 41, n. 2, p. 347-349. 2006.
- LORENZI, H. Plantas Ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras. Nova Odessa: Plantarum, 2ª edição, 946p, 1999.
- MARQUES, A.E. Estudos sobre o bloqueio do xilema na pós-colheita das inflorescências de Ave-do-Paraíso (*Strelitzia reginae* Aiton). Viçosa-MG. Programa de Pós-graduação em fisiologia Vegetal. Universidade Federal de Viçosa. 2008. 60p. Dissertação (Mestrado).
- MATTIUZ, C.F.M.; RODRIGUES, R. de J.D.; MATTIUZ, B.H.; PIVETTA, K.F.L. Physiological and qualitative aspects of postharvest conservation of red ginger *Alpinia purpurata* (Vieill.) K. Schum.] inflorescences. Científica, Jaboticabal, v.33, n.1, p.83-90, 2005.
- MAYAK, S. Senescence of cut flowers. HortScience, v.22, n.5, p.863-865, 1987.
- MAYO, S. J., BOGNER, J.; BOYCE, P. C.; *The Genera of Araceae*, Royal Botanic Gardens: Kew, 1997.
- MIURA, N.S. Doenças bacterianas e virais em antúrio e avaliação da resistência de variedades de *Anthurium andraeanum* aos patógenos encontrados em Mogi das Cruzes. Dissertação de Mestrado. Instituto Biológico. Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios. São Paulo – SP. 2010.
- MOSCA, J.L.; CAVALCANTE, R.A.; MACIEL, V.T.; PAIVA, W.O. Efeito da temperatura e da solução conservante na qualidade pós-colheita de *Zingiber spectabile* Griff. Revista Brasileira de Horticultura Ornamental, v.14, n.2, p. 197-204. 2009.
- NOWAK, J.; GOSZCZYNSKA, M.D.; RUDNICK, R.M. Storage of cut flowers and ornamental pkants: presente status and future prospect. Postharvest News and Information, v.2, n.4, p. 255-260, 1991.

- NOWAK, J.; RUDNICKI, R. M. Postharvest handling and storage of cut flowers, florist greens and potted plants. Portland: Timber Press, 210p, 1990.
- OKUDA T. Mercado de Flores tem grande potencial no país. Frutas e Legumes. São Paulo. v.1, n.4. p. 22-26. 2000.
- OLIVEIRA, E.C. Irrigação da Roseira cultivada em Sistema de Produção Integrada: Viabilidade Técnica e Econômica. 2012. Programa de Pós-graduação em Recursos Hídricos. Universidade Federal de Lavras. Lavras-MG. 186p. Tese (Doutorado).
- PIETRO, J. Fisiologia pós-colheita de Rosas cortadas cv. Vega. 125p. (Dissertação de Mestrado). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. Universidade Estadual Paulista. Jaboticabal, 2009.
- POLTRONIERI, L.S. & VERZIGNASSI, J.R. Fitossanidade na Amazônia: inovações tecnológicas. Belém, PA. EMBRAPA Amazônia Oriental. 425p. 2007.
- RATES, S.M.K. Promoção do uso racional de fitoterápicos: uma abordagem no ensino de Farmacognosia. Revista Brasileira de Farmacognosia, V. 11, n. 2, p. 57-69. 2001.
- REID, M.S.; KOFRANEK, A.M. Postharvest physiology of cut flowers. Chron. Horticulture, v.2, p.25-27, 1980.
- REID, M.S. Effects of low temperatures on ornamental plants. Acta Hort. 298, 215-223. 1991.
- REID, M.S. Handling of Cut Flowers for Export. University of California, Davis, CA. Proflora bulletin, 2009.
- REIS, S.N. Soluções de pulsing e de manutenção pós-colheita de flores de corte. Lavras. Universidade Federal de Lavras. 73p. 2009. Tese (Doutorado).
- SALINGER, J.P. Produção comercial de flores. Ed. Zaragoza Acribia. 371p. 1991.
- SALOMÉ, J.R. Mercado Brasileiro de flores e plantas ornamentais. Pesquisa e Tecnologia, vol. 4, n. 1. Jan-Jun, 2007.
- SANDES, A.R.R.; DI BLASI, G. Biodiversidade e Diversidade Química e Genética. Revista Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento. n.13. p 28-32. 2000.
- SANGALLI, A.; SCALON, S.P.Q.; CARVALHO, J.C.L. Perda de Massa de Flores de Capuchinha após armazenamento. Hort. Bras. v.25 n.3 Brasília. 2007.
- SANT'ANNA, H.L.S.; SANTOS, O.S.N.; SANTOS, C.R.S.; MARTINS, C.Y.; SANTOS, M.B.; ALMEIDA, M.A.; SILVA, F.; MARTINS, G.N.; LEDO, C.A.S. Longevidade pós-colheita de alpínia (*Alpinia purpurata* (vieill.) K. Schum) tratada com soluções de sacarose e extratos aquosos naturais. Revista Brasileira de Plantas Mediciniais. V. 12, n.3. Botucatu-SP. 2012.
- SANTOS, A.P.B. A beleza, a popularidade, a toxicidade e a importância econômica de espécies de Aráceas. Rev. Virtual de Quim, 3(3), 181-195. 2011.
- SANTOS, M.H.L.C.; SANTOZ, E.E.F.; LIMA, G.P.P. Soluções conservantes em sorvetão pós-colheita. Ciência Rural. Santa Maria, v38, n. 8, p. 2354-2357. 2008.
- SCHEFFER, R.D. & CROAT, T.B. Chromosome numbers in the genus *Anthurium*

- (Araceae). II American Journal of Botany, 70: 858-871. 1983.
- SILVA, L.R.; OLIVEIRA, M.D.M; SILVA, S.M. Manejo pós-colheita de hastes florais de gladiolos (*Gladiolus grandiflorus* L.) Acta Agronômica. V.V.57, n.2. 2008.
- SILVA, T.P. Fisiologia do desenvolvimento e senescência de flores de capuchinha (*Tropaeolum majus* L.). Viçosa-MG. Universidade Federal de Viçosa. 2012. 68p. Tese (Doutorado).
- SMORIGO, J.N. Análise da eficiência dos sistemas de distribuição de flores e plantas ornamentais no estado de São Paulo. Piracicaba. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” - Universidade de São Paulo. 2000. 132p. Dissertação (Mestrado).
- SMORIGO, J.N. Os sistemas de distribuição de flores e plantas ornamentais: uma aplicação da economia dos custos de transação. II Workshop Brasileiro de Gestão de Sistemas Agroalimentares – PENSA/FEA/USP. Ribeirão Preto-SP. 1999.
- SOUZA, S.O.; LIMA, C.A.M.; FINGER, F.L.; SANTOS A.C.N.; COSTA, A.C.S.; OLIVEIRA, A.H. Conservação pós-colheita de inflorescências de helicônia ‘Golden Torch’ em solução *pulsing* de aminoetoxivinilglicina. Anais da Jornada de Iniciação Científica da Embrapa Semi-Árido. Documento 205. 2007
- SONEGO, G. & BRACKMANN, A. Conservação pós-colheita de flores. Ciência Rural, v. 25, n.3, p. 473-479, 1995.
- TAGLIACOZZO, G.M.D.; FINGER, F.L.; BARBOSA, J.G.. Fisiologia pós-colheita de flores de corte. Revista Brasileira de Horticultura Ornamental. Campinas-SP. V.11, n.2, p. 89-99. 2005.
- TOMBOLATO, A.F.C. Cultivo comercial de plantas ornamentais: Antúrio (*Anthurium andraeanum* Lindl). Campinas: Instituto Agrônômico, p. 70-87, 2004.
- TOMBOLATO, A.F.C.; UZZO, R.P.; CASTRO, A.C.R. de; SAKAI, M.; SAES, L.A. Recursos genéticos e melhoramento do antúrio (*Anthurium andraeanum* Linden) no IAC-APTA. Revista Brasileira de Horticultura Ornamental, v.10, p.1-5, 2004.
- VALADARES, R.T., MARTINS, M.L.L. & COELHO, M.A.N. O gênero *Anthurium* Schott (Araceae) no Parque Estadual Paulo César Vinha, Guarapari, Espírito Santo. Natureza on line 8(3):107-113. 2010.
- VAN DOORN, W.G. Vascular occlusion in cut flowers. I General principles and recent advances. Acta Horticulturae, 482: 59-64. 1999.
- VAN DOORN, W.G. & WITTE, Y. Effect of Dry Storage on Bacterial Counts in Stems of Cut Rose Flowers. HortScience 26(12): 1521-1522. 1991.
- VAN DOORN, W.G. & WITTE, Y.D. Effect of bacteria on scape bending in cut *Gerbera jamesonii* flowers. Journal of American Society of Horticultural Science, Alexandria, v. 119, n. 3, p. 568-571, 1994.
- VAN DOORN, W.G. Vascular occlusion in cut flowers. Horticulture Review, New York, v.18, p. 1-85, 1997.
- VAN DOORN, W.G. & WITTE, Y. Sources of the bacteria involved in vascular occlusion of cut rose flowers. Journal Am. Soc. Hort. Sci., 122: 263-266. 1997.
- VIEIRA, L.M.; SANTOS, J.S.; FINGER, F.L.; BARBOSA, J.G.; CECON, P.R.

Reidratação de inflorescências de boca-de-leão após o armazenamento refrigerado e seco. *Ciência Rural*, v.41, n.3. 2011.

WISNIEWSKI, M. et al. Non chemical approaches to postharvest disease control. *Acta Horticulturae*, v.1, n.553, p.407-412, 2001.

ZAGO, V.C.P.; DE-POLLI, H.; RUMJANEK, N.G. *Pseudomonas spp. Fluorescentes* – Bactérias promotoras de crescimento de plantas e biocontroladoras de fitopatógenos em sistemas de produção agrícola. Seropédica: Embrapa Agrobiologia (Embrapa-CNPAB.Documentos, 127), 32p. 2000.