

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**ESTUDOS BIOQUÍMICOS NA PÓS-COLHEITA DE ESTRELÍTZIA (*Strelitzia reginae*
Banks ex Aiton)**

MARCOS RIBEIRO DA SILVA VIEIRA

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da UNESP - Campus de
Botucatu, para obtenção do título de Doutor em
Agronomia (Horticultura)

BOTUCATU – SP

Outubro – 2011

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**ESTUDOS BIOQUÍMICOS NA PÓS-COLHEITA DE ESTRELÍTZIA (*Strelitzia reginae*
Banks ex Aiton)**

MARCOS RIBEIRO DA SILVA VIEIRA

Orientadora: Prof. Dra. Giuseppina Pace Pereira Lima
Co-Orientador: Prof. Dr. Fábio Vianello

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da UNESP - Campus de
Botucatu, para obtenção do título de Doutor em
Agronomia (Horticultura)

BOTUCATU – SP

Outubro – 2011

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

TÍTULO: “ESTUDOS BIOQUÍMICOS NA PÓS-COLHEITA DE ESTRELÍTZIA
(*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton)”

ALUNO: MARCOS RIBEIRO DA SILVA VIEIRA

ORIENTADORA: PROFª DRª GIUSEPPINA PACE PEREIRA LIMA
CO-ORIENTADOR: PROF. DR. FÁBIO VIANELLO

Aprovado pela Comissão Examinadora



PROFª DRª GIUSEPPINA PACE PEREIRA LIMA



PROFª DRª DENISE LASCHI



PROF. DR. ARMANDO REIS TAVARES



PROFª DRª LUCIANA MANOEL DE OLIVEIRA



PROF. DR. SHOEY KANASHIRO

Data da Realização: 27 de outubro de 2011

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

V658e Vieira, Marcos Ribeiro da Silva, 1973-
Estudos bioquímicos na pós-colheita de estrelitzia (*Strelitzia reginae*
Banks ex Aiton) / Marcos Ribeiro da Silva Vieira. - Botucatu : [s.n.], 2011
xviii, 154 f. : ils. color, gráfs., tabs., fots. color.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Fa-
culdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2011

Orientador: Giuseppina Pace Pereira Lima

Co-orientador: Fabio Vianello

Inclui bibliografia

1. Flores - Armazenamento. 2. Fisiologia e bioquímica pós-colheita de
flores. 3. Flores - Senescência. 4. So-lução conservante. 5. Flores - Pós-
colheita. I. Lima, Giuseppina Pace Pereira. II. Vianello, Fabio. III. Uni-
versidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu).
Faculdade de Ciências Agrônômicas. IV. Título.

Prof^a Dr^a Giuseppina Pace Pereira Lima pela amizade, dedicada orientação, pelos ensinamentos e exemplo de verdadeiro educador.

MINHA HOMENAGEM

A minha família, pelo apoio e incentivo, em especial a minha Mãe, Teresinha Viera e meu Pai, Valdelicio Vieira, pelo amor e dedicação e exemplo de vida.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Faculdade de Ciências Agronômica, especialmente ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia, pela oportunidade concedida.

À CAPES pelo suporte financeiro concedido através de bolsa de estudo.

Aos professores Rummy Goto, Armando Reis Tavares e Fabio Vianello pela colaboração, conhecimento e amizade.

Aos meus amigos e colegas da Faculdade, especialmente ao Reginaldo, Nelson, Angela, Luíza, Camila e Paula por termos mantido nossa amizade acima de tudo.

Aos amigos do Laboratório, Luciana Manoel, Suraya Rocha, Luis Claudio Corrêa e Tatiana, pelo companheirismo e colaboração.

A minha orientadora à Prof^ª Dr^ª Giuseppina Pace Pereira Lima, além de amiga e mãe sua participação foi absolutamente fundamental na conclusão do curso. Enfim, pela perfeição de orientação que tive, sinceramente, lhe agradeço.

A minha família em especial aos meus Pais pelo carinho e confiança e aos meus filhos Júlio G. Vieira e Maria Luiza G. Vieira.

A minha esposa Rizia pelo apoio, amizade e amor que recebo todos os dias.

Ao meu pai, Valdelício, fiel defensor da conclusão desta Tese e também à minha mãe Teresinha.

Agradeço a Deus, na pessoa do Senhor Jesus Cristo, por ter permitido que eu concluísse esse Curso de Doutorado, tendo me confortado em todos os momentos.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	VII
LISTA DE FIGURAS.....	XV
1. RESUMO.....	1
2. SUMMARY.....	3
3. INTRODUÇÃO.....	5
4. REVISÃO DE LITERATURA.....	8
4.1 Floricultura mundial.....	8
4.2 Floricultura brasileira.....	10
4.3 Aspectos taxonômicos da ordem <i>Zingiberales</i> : histórico e classificação da <i>Strelítzia</i>	13
4.4 Fisiologia pós-colheita de flores.....	18
4.5 Solução conservante (fortalecimento).....	21
4.6 Refrigeração.....	24
4.7 Poliaminas.....	28
4.8 Peroxidase.....	30
4.9 Proteínas.....	32
5. MATERIAL E MÉTODOS.....	35
5.1 Análises visuais.....	39
5.2 Análises bioquímicas.....	40
5.2.1 Poliaminas livres.....	41
5.2.1.1 Extração.....	41
5.2.1.2 Dansiliação.....	42
5.2.1.3 Separação das poliaminas por cromatografia de camada delgada.....	42
5.2.1.4 Análise quantitativa de poliaminas separadas na cromatografia de camada delgada.....	42

5.2.2 Atividade da peroxidase.....	43
5.2.2.1 Extração.....	43
5.2.3 Proteínas Totais.....	43
6. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	45
6.1 Experimento 1.....	45
6.1.1 Análises visuais.....	45
6.1.2 Análises bioquímicas.....	57
6.1.2.1 Poliaminas livres.....	57
6.1.2.2 Atividade da peroxidase.....	64
6.1.2.3 Proteínas totais.....	68
6.2 Experimento 2.....	72
6.2.1 Análises visuais.....	72
6.2.2 Análises bioquímicas.....	93
6.2.2.1 Poliaminas livres.....	93
6.2.2.2 Atividade da peroxidase.....	105
6.2.2.3 Proteínas totais.....	110
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	116
8. CONCLUSÕES.....	118
9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	119

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Classificação das inflorescências de estrelízia de acordo com o comprimento da espata.....	17
Tabela 2. Tratamentos com o bactericida citrato de 8-hidroxiquinolina 8-(HQC) e cloro utilizados por 48 horas na conservação pós-colheita de escapos florais de estrelízia (<i>Strelitzia reginae</i> Banks ex Aiton) durante o armazenamento a 10,5 °C por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2010.....	37
Tabela 3. Escala de notas para análises visuais de escapos florais de estrelízia (<i>Strelitzia reginae</i> Banks ex Aiton).....	40
Tabela 4. Análise de variância na coloração de escapos florais de estrelízia.....	46
Tabela 5. Análise de variância no brilho de escapos florais de estrelízia.....	48
Tabela 6. Análise de variância no manchas de escapos florais de estrelízia.....	51
Tabela 7. Análise de variância na abertura e queda de floretes de estrelízia.....	54
Tabela 8. Médias na coleta da estrelízia em relação ao número e quedas de floretes. Botucatu - SP, 2009.....	55
Tabela 9. Análise de variância na longevidade da estrelízia.....	56
Tabela 10. Análise de variância de putrescina em escapos florais de estrelízia.....	58
Tabela 11. Análise de variância de espermidina em escapos florais de estrelízia.....	59
Tabela 12. Análise de variância de espermina em escapos florais de estrelízia.....	61
Tabela 13. Análise de variância da peroxidase em escapos florais de estrelízia.....	65

Tabela 14. Análise de variância dos teores de proteínas totais em escapos florais de estrelízia.....	68
Tabela 15. Análise de variância na coloração de escapos florais de estrelízia.....	72
Tabela 16. Médias entre temperaturas em relação a coloração da estrelízia. Botucatu - SP, 2010.....	73
Tabela 17. Médias entre soluções de fortalecimento em relação a coloração da estrelízia. Botucatu - SP, 2010.....	73
Tabela 18. Médias entre a interação solução e coleta na estrelízia em relação a coloração. Botucatu - SP, 2010.....	73
Tabela 19. Médias entre a interação solução e estrelízia em relação a coloração. Botucatu - SP, 2010.....	74
Tabela 20. Médias na estrelízia em relação a coloração em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.....	76
Tabela 21. Análise de variância no brilho de escapos florais de estrelízia.....	76
Tabela 22. Médias entre temperaturas em relação ao brilho da estrelízia. Botucatu - SP, 2010.....	78
Tabela 23. Médias entre soluções de fortalecimento em relação ao brilho da estrelízia. Botucatu - SP, 2010.....	78
Tabela 24. Médias entre a interação solução e coleta na estrelízia em relação ao brilho. Botucatu - SP, 2010.....	78
Tabela 25. Médias entre a interação solução e estrelízia em relação ao brilho. Botucatu - SP, 2010.....	79

Tabela 26. Médias na estrelítzia em relação ao brilho em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.....	80
Tabela 27. Análise de variância nas manchas de escapos florais de estrelítzia.....	80
Tabela 28. Médias entre soluções de fortalecimento em relação a manchas na estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	81
Tabela 29. Médias na estrelítzia em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.....	81
Tabela 30. Médias entre a interação solução e coleta na estrelítzia em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.....	82
Tabela 31. Médias entre a interação estrelítzia e coleta em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.....	82
Tabela 32. Médias entre a interação solução e estrelítzia em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.....	83
Tabela 33. Médias na estrelítzia em relação a manchas em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.....	84
Tabela 34. Análise de variância na abertura e queda de floretes de estrelítzia.....	85
Tabela 35. Médias entre temperaturas em relação abertura de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	85
Tabela 36. Médias entre temperaturas em relação a queda de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	86
Tabela 37. Médias entre coletas em relação a abertura de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	86
Tabela 38. Médias entre soluções em relação abertura e queda de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	86

Tabela 39. Médias na abertura e quedas de floretes da estrelítzia em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.....	87
Tabela 40. Análise de variância na longevidade de escapos florais de estrelítzia.....	88
Tabela 41. Médias entre soluções de fortalecimento, em relação a longevidade na estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	89
Tabela 42. Médias entre coletas em relação a longevidade da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	89
Tabela 43. Médias entre a interação estrelítzia e coleta em relação a longevidade. Botucatu - SP, 2010.....	89
Tabela 44. Médias entre a interação solução e estrelítzia em relação a longevidade. Botucatu - SP, 2010.....	90
Tabela 45. Análise de variância nos teores de putrescina em escapos florais de estrelítzia.....	93
Tabela 46. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes temperaturas. Botucatu - SP, 2010.....	94
Tabela 47. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia mantidas a temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010.....	94
Tabela 48. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	94
Tabela 49. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.....	95
Tabela 50. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação solução e estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	95

Tabela 51. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	96
Tabela 52. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação estrelítzia e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	96
Tabela 53. Análise de variância nos teores de espermidina em escapos florais de estrelítzia.....	97
Tabela 54. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes temperaturas. Botucatu - SP, 2010.....	97
Tabela 55. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia mantidas a temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010.....	97
Tabela 56. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	98
Tabela 57. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.....	98
Tabela 58. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação solução e estrelítzia Botucatu - SP, 2010.....	98
Tabela 59. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	99
Tabela 60. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação estrelítzia e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	99
Tabela 61. Análise de variância nos teores de espermina em escapos florais de estrelítzia.....	100

Tabela 62. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia mantidas a temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010.....	100
Tabela 63. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	101
Tabela 64. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010).....	101
Tabela 65. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação solução e estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	102
Tabela 66. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	102
Tabela 67. Teores de putrescina, espermidina e espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) nos escapos florais de estrelítzia mantidas em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.....	103
Tabela 68. Análise de variância na atividade da peroxidase em escapos florais de estrelítzia.....	106
Tabela 69. Atividade da peroxidase ($\mu\text{mol de H}_2\text{O}_2$ decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	106
Tabela 70. Atividade da peroxidase ($\mu\text{mol de H}_2\text{O}_2$ decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.....	106
Tabela 71. Atividade da peroxidase ($\mu\text{mol de H}_2\text{O}_2$ decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) na interação solução e estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.....	107

Tabela 72. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em estrelízia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	107
Tabela 73. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) na interação estrelízia e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	108
Tabela 74. Atividade da peroxidase em escapos florais de estrelízia mantidas em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.....	108
Tabela 75. Análise de variância nos teores de proteínas totais em escapos florais de estrelízia.....	110
Tabela 76. Teor de proteínas totais em estrelízia nas diferentes temperaturas. Botucatu - SP, 2010.....	110
Tabela 77. Teor de proteínas totais em estrelízia mantidas a temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010.....	111
Tabela 78. Teor de proteínas totais em estrelízia. Botucatu - SP, 2010.....	111
Tabela 79. Teor de proteínas totais em estrelízia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.....	112
Tabela 80. Teor de proteínas totais na interação solução e estrelízia. Botucatu - SP, 2010.....	112
Tabela 81. Teor de proteínas totais em estrelízia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	112
Tabela 82. Teor de proteínas totais na interação estrelízia e coleta. Botucatu - SP, 2010.....	113

Tabela 83. Teor de proteínas totais em escapos florais de estrelízia mantidas em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.....	114
---	-----

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. <i>Strelitzia reginae</i>	14
Figura 2. <i>Strelitzia alba</i>	14
Figura 3. <i>Strelitzia caudata</i>	15
Figura 4. <i>Strelitzia juncea</i>	15
Figura 5. Inflorescência de estrelízia (<i>Strelitzia reginae</i> Banks ex Aiton).....	16
Figura 6. Visão geral do experimento com escapos florais de estrelízia (<i>Strelitzia reginae</i> Banks ex Aiton), (A) e (B): Inflorescências acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.....	36
Figura 7. Visão geral do experimento com escapos florais de estrelízia (<i>Strelitzia reginae</i> Banks ex Aiton), (A) e (B): Inflorescências submetidas a soluções de fortalecimento com o bactericida citrato de 8-hidroxiquinolina 8-(HQC) e cloro por 48 horas durante o armazenamento a 10,5 °C por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2010.....	37
Figura 8. Coleta de amostras de escapos florais de estrelízia (<i>Strelitzia reginae</i> Banks ex Aiton), (A): haste, (B): sépala, (C): pétala e (D): bráctea para as análises bioquímicas.....	41
Figura 9. Superfície de resposta para nota de avaliação da coloração em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....	47

- Figura 10. Sintomas de manchas nas inflorescências de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....48
- Figura 11. Superfície de resposta para nota de avaliação de brilho em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....49
- Figura 12. Sintomas de ressecamento nas brácteas em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....50
- Figura 13. Superfície de resposta para nota de avaliação de manchas em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....52
- Figura 14. Sintomas de manchas nas sépalas e brácteas em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.....52
- Figura 15. Sintomas de manchas nas sépalas e brácteas em escapos florais de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.....53

- Figura 16. Sintomas de manchas brancas nas pétalas em escapos florais de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.....53
- Figura 17. Superfície de resposta para nota de avaliação da longevidade em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....57
- Figura 18. Superfície de resposta para o teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....59
- Figura 19. Superfície de resposta para o teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....60
- Figura 20. Superfície de resposta para o teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.....62
- Figura 21. Atividade da peroxidase ($\mu\text{mol de H}_2\text{O}_2$ decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em escapos florais de estrelízia acondicionados em câmara fria por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.....66

Figura 22. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em escapos florais de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.....	67
Figura 23. Proteínas totais em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a $7,5\text{ }^{\circ}\text{C}$ e UR de 90% por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.....	69
Figura 24. Proteínas totais em escapos florais de estrelízia mantidos em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.....	70
Figura 25. Inflorescências de estrelízia submetidas à solução de fortalecimento com 100 mg L^{-1} cloro por 48 horas: 0 dias (A), 4 dias (B), 8 dias (C) e 12 dias (D) de armazenamento a $10,5\text{ }^{\circ}\text{C}$. Botucatu - SP, 2010.....	74
Figura 26. Sintomas de manchas nas sépalas de estrelízia aos 4 dias de armazenamento a $10,5\text{ }^{\circ}\text{C}$ submetidas à solução de fortalecimento a 100 mg L^{-1} cloro por 48 horas. Botucatu - SP, 2010.....	83
Figura 27. Avaliação da longevidade em escapos florais de estrelízia submetidas a quatro soluções de fortalecimento por 48 horas durante o armazenamento a $10,5\text{ }^{\circ}\text{C}$ por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2010.....	90
Figura 28. Escala de nota de avaliação da longevidade em escapos florais de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.....	92
Figura 29. Sintomas de manchas nas sépalas (A) e ressecamento das pontas de brácteas (B) de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.....	93

ESTUDOS BIOQUÍMICOS NA PÓS-COLHEITA DE ESTRELÍTZIA (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton). Botucatu, 2011. 154p. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

Autor: Marcos Ribeiro da Silva Vieira

Orientadora: Giuseppina Pace Pereira Lima

1. RESUMO

As flores tropicais de corte são muito importantes para o setor de floricultura devido às características positivas que apresentam em termos de beleza. A estrelítzia é popularmente conhecida como ave-do-paraíso e devido ao seu amplo uso como flor de corte ainda são poucos estudos realizados na avaliação dos problemas ocorridos em sua pós-colheita. Por esse motivo o presente trabalho se fundamentou na necessidade de estudar o efeito do armazenamento em ambiente controlado com e sem solução de fortalecimento e também, em condições de armazenamento em temperatura ambiente, porém sem solução na qualidade e na caracterização bioquímica (poliaminas, atividade da peroxidase e proteínas totais) extraída dos escapos florais da estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton). Escapos florais de estrelítzia com um florete aberto foram colhidos no campo de cultivo da área experimental da Fazenda e Ensino, Pesquisa e Produção no município de São Manuel/SP, pertencente à Faculdade de Ciências Agrônômicas, Campus de Botucatu/SP. No laboratório de pós-colheita, os escapos foram selecionados, etiquetados e descartados quanto à presença de danos mecânicos, doenças e/ou pragas. Logo após, procedeu-se um novo corte para a padronização. Transcorrido esse período, os escapos foram transferidos ao acaso para recipientes contendo água, onde foram submetidos a dois experimentos pós-colheita. No experimento 1, os escapos florais foram colocados em baldes contendo água da rede pública de abastecimento (1,5 L) e levadas para câmara fria a 7,5 °C e UR de 90%, por um período de doze dias. Simultaneamente, outro lote com flores de estrelítzia permaneceram em temperatura ambiente por um período de seis dias em água. No Experimento 2, a base dos escapos florais foram imersas em recipientes contendo água (1,5 L) da rede pública com

solução de fortalecimento referente aos respectivos tratamentos: (0 mg L⁻¹, 100 mg L⁻¹ cloro, 250 mg L⁻¹ H-Q-C e 500 mg L⁻¹ H-Q-C) por 48 horas durante o armazenamento em câmara fria a 10,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias. Concomitantemente, flores de estrelízia foram mantidas em temperatura ambiente por um período também de seis dias sem solução de fortalecimento. No experimento 1 e 2, as análises visuais: coloração, brilho, manchas e longevidade pós-colheita (através da atribuição de notas), abertura e queda de floretes (contagem) e bioquímicas (poliaminas livres - putrescina, espermina e espermidina, atividades da peroxidase e teor proteínas totais) foram avaliadas em intervalo de quatro dias durante período de armazenamento em câmara fria e a cada 48 horas em condições de temperatura ambiente. Foram avaliadas as sépalas, pétalas, hastes e brácteas. As análises demonstram melhor aspecto visual na longevidade dos escapos na temperatura de 10,5 °C; aquelas tratadas com 100 mg L⁻¹, obtiveram as maiores notas conforma a escala de notas. A sépala foi órgão que apresentou maior perda na coloração. Maiores incidências de manchas nas inflorescências ocorreram na temperatura de 7,5 °C. Os tratamentos com citrato 8-hidroxiquinolina não apresentaram resultados satisfatórios na longevidade das inflorescências. Não foram observados diferenças na queda de floretes. As brácteas apresentaram uma tendência de diminuição no teor de putrescina e espermidina no decorrer do experimento quando acondicionados em câmara fria. Essa tendência na diminuição nos teores de espermidina não ocorreu para os escapos florais em temperatura ambiente colhidos em 2009. Os maiores teores das aminas foram encontrados para espermina em ambos períodos estudados. Houve uma tendência das pétalas, hastes e brácteas demonstrarem aumento na atividade da peroxidase nos escapos florais colhidos em 2010. Ao contrário, tendência de queda nos teores de proteínas totais. Não foram observados diferenças na atividade da peroxidase e dos teores de proteínas totais em 2009. Com base nos tratamentos, a melhor temperatura de conservação para a estrelízia foi a de 10,5 °C.

Palavras-chave: armazenamento, fisiologia e bioquímica pós-colheita de flores, senescência, soluções conservantes

BIOCHEMICAL STUDIES ON POSTHARVEST STRELITZIA (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton). Botucatu, 2011. 154p. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: Marcos Ribeiro da Silva Vieira

Adviser: Giuseppina Pace Pereira Lima

2. SUMMARY

The cut tropical flowers are very important for the flower culture sector because of its positive characteristics which can be identified as beauty. *Strelitzia* is commonly known as bird of paradise and due to its large use as a cut flower, there are still few conducted studies in the assessment of problems during its postharvest. For that reason, the current paper is based on the need to study the storage effect in a controlled environment with or without supplement mixture and also, in storage conditions at room temperature, but without mixture in the quality and in the biochemical characteristics (polyamines, peroxidase activity and total protein contents) derivated from *Strelitzia* flower scapes (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton). *Strelitzia* flower scapes with an open floret were harvested in the field of cultivation testing area of Farm of Teaching, Research and Production in the municipal district of São Manuel/SP, belonging to the Agronomy Science College, Botucatu/SP Campus. In the postharvest lab, the scapes were selected, labeled and there were zero problems concerning mechanical damage, disease and/or plagues. Right after, a new cut was done to make a pattern. Subsequently this period, the scapes were moved randomly to recipients with water, in which two postharvest trials were conducted. In trial 1, the flower scapes were placed in buckets with water from public supply and sanitation department (1.5 L) and taken to a cold room at temperature of 7.5 °C and RH of 90%, for a twelve day period. Simultaneously, another lot with *strelitzia* flowers was kept at room temperature for a six day period in water. In trial 2, the flower scape bases were inserted in recipients with water (1.5 L) from the public supply and sanitation department with some supplement mixture composed of these respective treatments: (0 mg L⁻¹, 100 mg L⁻¹ chlorine, 250 mg L⁻¹ H-Q-C and 500 mg L⁻¹ H-Q-C) for

48 hours during the storage in a cold room at 10.5 °C and RH of 90% for a twelve day period. At the same time, strelitzia flowers were kept at room temperature for a six day period without supplement mixture either. In trial 1 and 2, the visual analyses: coloration, brightness, spots and postharvest lifespan (through score classification), floret opening and fall (counting) and biochemical (free polyamines - putrescine, spermine and spermidine, peroxidase activities and total protein contents) were assessed in four day intervals during the storage period in a cold room and every 48 hours at room temperature conditions. Sepals, petals, stems and bracts were evaluated. The analyses have showed better visual aspect in the scape lifespan at temperature of 10.5 °C; those treated with 100 mg L⁻¹, obtained the best scores according to the score scale. Sepal was the part which presented the most coloration lost. Most spot cases in the inflorescences happen at temperature of 7.5 °C. The 8-hydroxyquinoline citrate treatments did not present satisfactory results in the inflorescence lifespan. Differences in the floret fall have not been identified. Bracts have presented a decreasing tendency at the level of putrescine and spermidine during the trial when they were in a cold room. This decreasing tendency at the levels of spermidine did not happen to the flower scapes at room temperature which were harvested in 2009. The most amine levels were found for spermine in both studied periods. There was an increasing tendency of petals, stems and bracts in the peroxidase activities of the flower scapes which were harvested in 2010. On the contrary, there was the decreasing tendency in the total protein contents. Differences in the peroxidase activity and total protein contents were not identified in 2009. Based on the treatments, the best conservation temperature for strelitzia was at 10.5 °C.

Keywords: storage, physiology and biochemistry postharvest flowers, senescence, preservative solutions

3. INTRODUÇÃO

A floricultura abrange o cultivo de flores e plantas ornamentais com variados fins, que incluem desde as culturas de flores para corte até a produção de mudas arbóreas de porte elevado (CASTRO, 1998). Esse setor movimenta grandes números na economia, principalmente de países europeus como Holanda, Itália e Bélgica e em alguns países da América Latina como Colômbia e Costa Rica. No Brasil, ainda é uma atividade relativamente recente, que remonta da década de 1950, uma herança deixada pelos imigrantes europeus, a qual hoje vem se consolidando em diversos estados, principalmente na região Sul e Sudeste do país (OTMANN, 2006).

O Brasil não é, historicamente, um player importante no mercado mundial de exportações de flores frescas de corte. Apesar disto, o país chegou a experimentar períodos de bons desempenhos neste segmento, notadamente entre os anos de 2003 a 2007 (JUNQUEIRA e PEETZ, 2010).

A diversidade e a amplitude de climas e solos no Brasil permitem cultivos de inúmeras espécies de flores e plantas ornamentais, de diversas origens (nativas, de clima temperado e tropical) (KIYUNA et al., 2004). Além disso, a floricultura é uma atividade que emprega um grande número de pessoas, tem papel social importante por fixar o homem na atividade agrícola e absorver a mão-de-obra marginal não transferível (mulheres, adolescentes e pessoas que estão à margem do mercado de trabalho) (BUDAG e SILVA, 2000).

A floricultura tropical é uma atividade que está em ascensão no Brasil e no mundo por destacar-se como um agronegócio gerador de renda, fixador de mão-de-obra no campo e adequado como cultura alternativa para pequenos produtores (RETEC, 2005).

As principais espécies de flores tropicais pertencem às famílias Araceae, Heliconiaceae, Musaceae, Zingiberaceae e Strelitziaceae, que vegetam naturalmente ou são exploradas em plantios convencionais na faixa tropical da América, Ásia e Pacífico Oeste. São plantas herbáceas, rizomatosas, perenes de reduzido porte ou arborescentes, caracterizadas por suas brácteas de cores e formas variadas, maior durabilidade pós-colheita, de grande beleza, utilizadas para ornamentação de ambientes (ASSIS et al, 2002; LINS e COELHO, 2004).

A família Strelitziaceae, da ordem Zingiberales, é representada por dois gêneros, sendo que o gênero que se destaca é a *Strelitzia*, que apresenta grande número de espécies e híbridos naturais, utilizadas tanto para fins de jardinagens como para flores de corte (BERRY; KRESS, 1991; CASTRO, 1995; ALBIERI, 2005).

As flores em geral são classificadas como produtos altamente perecíveis, pela natureza efêmera dos diferentes tecidos que as formam, pela alta atividade respiratória e pelo reduzido conteúdo de carboidratos de reservas (NOWAK e RUDNICKI, 1990; SKUTNIK et al., 2001). Após a colheita, ocorrem nas flores alterações bioquímicas, fisiológicas e estruturais que levam ao processo de desorganização e desagregação dos tecidos e órgãos, os quais promovem a senescência.

As poliaminas (putrescina - Put, espermidina - Spd e espermina - Spm), classificadas como reguladores vegetais, estão relacionadas com diversas respostas fisiológicas, como a senescência e estresse. Nos vegetais, a diamina putrescina é sintetizada a partir de arginina e ornitina. A putrescina é convertida à espermidina e à espermina por sucessivas transferências de 1 ou 2 grupos aminopropil via SAM (S-adenosil metionina) (LIMA et al., 1999).

Outras substâncias podem também ser relacionadas com a senescência tais como, as peroxidases, que são enzimas que catalisam reações de oxiredução usando o peróxido de hidrogênio (H_2O_2) comoceptor de elétrons para catalisação de diferentes reações oxidativas (BLOKHINA et al., 2003) e as proteínas (SUGAWARA et al., 2002; AZEEZ et al.,

2007), cuja síntese é caracterizada pela alta e rápida capacidade de adaptação molecular, funcional e fisiológica, em relação ao meio (LARCHER et al., 2000).

A aplicação de tratamentos com produtos químicos e o uso do armazenamento em câmara fria no manejo pós-colheita melhora a longevidade e, por consequência, o período de comercialização (NOWAK e RUDNICKI, 1990; PAIVA et al., 2005). A aparência, qualidade e a longevidade das plantas dependem das condições de cultivo, da época exata de colheita e dos tratamentos pós-colheita relacionados às características genéticas, fisiológicas e anatômicas de cada espécie e cultivar (NOWAK e RUDNICKI, 1990).

Assim, o presente trabalho se fundamentou na necessidade de estudar o efeito do armazenamento em ambiente controlado com e sem solução de fortalecimento e também em condições de armazenamento em temperatura ambiente, porém sem solução na qualidade e na caracterização bioquímica (poliaminas, atividade da peroxidase e proteínas totais) extraída dos escapos florais da estrelízia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton).

4. REVISÃO DE LITERATURA

4.1 Floricultura mundial

No cenário internacional, a floricultura constitui-se em uma atividade do setor agrícola, sendo denominada de horticultura ornamental, uma vez que o seu processo produtivo tem semelhança ao das hortaliças e das plantas medicinais. As lavouras da floricultura não são identificadas normalmente entre as principais commodities agrícolas como a soja, milho, algodão, etc., porque não são exploradas como alimentos ou usadas para processamento alimentar. Portanto, a demanda e a oferta de produtos florais tendem a diferenciar-se dos produtos agrícolas comestíveis (BRAINER e OLIVEIRA, 2007).

O setor mundial de flores e plantas ornamentais movimenta valores próximos a US\$ 16 bilhões por ano na produção e cerca de US\$ 44 bilhões por ano no varejo, crescendo em torno de 10% ao ano durante a última década do Século XX (SBFPO, 2008). Os Estados Unidos, Holanda e Japão controlam na produção aproximadamente 50% do valor e 20% da área em todo o mundo. O Canadá é o país que possui a maior superfície a ser explorada, com 96.172 ha, seguido pela China (80.000 ha), Índia (65.000 ha), Japão (45.000 ha), Estados Unidos (23.133 ha), Taiwan (9.314 ha), Brasil (8.500 ha), Holanda (8.500 ha), México (8.416 ha), entre outros (BRAINER e OLIVEIRA, 2007).

Todo o comércio de flores e plantas ornamentais está concentrado principalmente na União Européia, Estados Unidos e Japão, que consomem praticamente toda a produção mundial. Na América Latina temos a Colômbia, Equador e Costa Rica como

grandes exportadores, e na Ásia a China, que se configura como um futuro e potencial consumidor do produto (MEDEIROS e FAVEIRO, 2006).

Segundo o COMTRADE (2009), vários são os países que produzem e exportam flores e plantas ornamentais, sendo alguns com uma inserção significativa de tecnologia na cadeia produtiva e outros com pouca ou mesmo nenhuma utilização. A Holanda, país de pouca capacidade territorial e clima desfavorável para alguns tipos de flores, é a detentora dos melhores níveis tecnológicos adotados nos diversos estágios em toda a sua cadeia produtiva, servindo de referência e exemplo para todo o mundo. O país domina as práticas de melhoramentos genéticos, utiliza racionalmente agrotóxicos e pesticidas na busca de conservação do meio ambiente, aplica vultosos investimentos em pesquisa de novas tecnologias de produção, usa as melhores e mais modernas tecnologias de pós-colheita, o sistema *Veiling* de comercialização eletrônica é um dos mais modernos do mundo como também tem o total domínio da logística de distribuição mantendo com eficiência a manutenção da cadeia do frio. É justamente esse diferencial de competitividade frente aos outros concorrentes que torna o país o principal produtor e exportador mundial de flores e plantas ornamentais.

Outros países também são grandes detentores de altos níveis de tecnologia em sua cadeia produtiva. A Colômbia, por exemplo, um dos maiores concorrentes mundiais, tem praticamente toda a sua produção conduzida para o mercado externo, onde é detentora dos melhores níveis de tecnologia na parte de marketing, arranjos florais e estética dos seus produtos. A Costa Rica e a Nicarágua têm altos conhecimentos técnicos sobre tecnologias de pós-colheita, padronização, classificação e embalagem, como também sobre logística de distribuição internacional. O nível de produção de rosas do Equador já pode se equiparar à da Colômbia. Na Austrália, programas de hibridação permitem aos produtores aumentar a oferta de novas variedades para exportação. Além desses países, Peru, Itália, Chile, México, Dinamarca, Israel, Quênia, África do Sul podem ser considerados também como grandes produtores e exportadores de flores e plantas ornamentais. O Brasil participa atualmente com 0,21% de todo o mercado exportador. Praticamente toda a sua produção é consumida no mercado interno (COMTRADE, 2009).

4.2 Floricultura brasileira

A floricultura brasileira contemporânea possui muitas semelhanças tecnológicas e comerciais com a olericultura, especialmente quanto à utilização do cultivo protegido, substratos e condicionadores de solo, fertirrigação, entre outros aspectos. Costuma, inclusive, ser apontada como o segmento mais dinâmico da horticultura e, nesse sentido, indutora de mudanças, com reflexos importantes sobre o cultivo comercial de hortaliças (JUNQUEIRA e PEETZ, 2010).

Historicamente, contudo, suas raízes no Brasil vinculam-se ao segmento da fruticultura, no qual surgiram seus primeiros cultivos comerciais tanto no Estado de São Paulo (AKI e PEROSA, 2002), quanto em Santa Catarina (CASTÃN et al., 2006). De fato, no Estado de São Paulo, a floricultura originou-se como atividade secundária, a partir do trabalho de empresas tradicionais como Dierberger (1893) e Roselândia (1929), iniciando-se nesse Estado apenas na década de 50 vindo a consolidar-se e profissionalizar-se a partir da década de 70, com a fundação, pelos imigrantes holandeses e seus descendentes, da Cooperativa Agropecuária de Holambra, em 1972 (JUNQUEIRA e PEETZ, 2008).

Desde a década de 50, até muito recentemente, a floricultura empresarial e comercial praticada no Brasil concentrou-se com a exceção de bem poucos outros pólos produtivos no Estado de São Paulo, particularmente nas regiões do entorno dos municípios de Atibaia e Holambra. A partir dessas regiões e sob a gestão comercial da Cooperativa Veiling Holambra, nas décadas de 70 e 80 organizaram-se e estruturaram-se fluxos de abastecimento de curta, média e longas distâncias, que perduram até os dias atuais e que lograram fazer chegar as flores e plantas ornamentais paulistas a praticamente todas as capitais e principais pólos de consumo de todo o País (AKI e PEROSA, 2002).

Como uma importante decorrência histórica dessa concentração verificada no Brasil, na qual poucos pólos de produção sustentam os fluxos de abastecimento de amplas faixas territoriais assistiu-se, ao longo das últimas décadas, a uma notável homogeneização dos hábitos de consumo. Nesse processo, as flores e plantas regionais acabaram perdendo a importância e a preferência dos seus antigos consumidores, frente à qualidade, padrão e às ofertas abundantes e regulares dos produtos originados da floricultura mais profissional e competitiva das Regiões Sul e Sudeste do Brasil, especialmente daquelas

produzidas e comercializadas pelos associados e produtores integrados à Cooperativa Veiling Holambra (JUNQUEIRA e PEETZ, 2008).

Assim, a despeito da enorme riqueza da flora e da cultura do País, o consumo de flores e plantas ornamentais passou a concentrar-se numa reduzidíssima pauta de produtos, praticamente indistinta desde o Sul até o Norte do Brasil. Esse fenômeno passou a ter uma redução de intensidade apenas nos últimos anos, permitindo observar um notável crescimento e consolidação de outros importantes pólos florícolas no Rio Grande do Sul, Paraná, Santa Catarina, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Goiás, Distrito Federal e nos estados do Norte e do Nordeste do País (JUNQUEIRA e PEETZ, 2008).

Podem ser apontadas muitas razões que propiciaram o surgimento dessa nova realidade no campo da produção e do abastecimento das flores e plantas ornamentais em todo o território brasileiro, entre os quais se destacam: a necessidade de se buscarem novas alternativas produtivas e comerciais para as micro, pequenas e médias propriedades rurais, frente à perda de oportunidades de negócios e à alteração global dos padrões tecnológicos e da geografia da produção brasileira dos principais grãos, oleaginosas e café, da pecuária e da agricultura mais extensiva, de um modo geral (CROMBERG, 2002; JUNQUEIRA e PEETZ 2006); os incentivos crescentes dados por governos estaduais e entidades de apoio e fomento para o fortalecimento de novas iniciativas produtivas, especialmente no caso daquelas que, como a floricultura, se viabilizam em espaços exíguos de terra, gerando boas rentabilidades e relevantes quantidades de empregos tanto rurais quanto urbanos (JUNQUEIRA e PEETZ 2005; BRAINER e OLIVEIRA, 2007); a abertura de novos canais e oportunidades comerciais no mercado externo, o que vem propiciando e incentivando a instalação e o desenvolvimento de uma floricultura tropical relativamente especializada nas Regiões Norte e Nordeste do Brasil, bem como na realocação geográfica de empresas tradicionais de alta tecnologia de São Paulo para outros pólos produtivos, especialmente no Estado do Ceará, de modo a usufruir de benefícios climáticos e de maior proximidade dos mercados consumidores de destino; a necessidade de ajuste permanente dos preços finais aos consumidores, em um mercado restritivo e relativamente inflexível ao repasse de novos aumentos de custos, fazendo com que a otimização logística na distribuição se torne um objetivo primordial em toda a cadeia produtiva; o crescente nível de exigência dos consumidores pela qualidade, durabilidade e frescor dos produtos, fazendo com que as

produções mais proximamente localizadas passassem a adquirir uma maior valorização final nos mercados e a intensificação dos processos de introdução e adaptação de novas espécies, cultivares e híbridos no País, facilitada pela regularização da Lei de Proteção de Cultivares, permitindo atualização permanente da floricultura nacional frente às principais tendências e lançamentos mundiais no segmento (JUNQUEIRA e PEETZ, 2008).

Em 2004, o IBGE publicou suas primeiras estatísticas sobre o setor de flores e plantas ornamentais, baseadas, contudo, nos dados captados em 1995/1996 para a elaboração do Censo Agropecuário. Os dados assim revelados eram muito maiores do que aqueles com os quais os técnicos e analistas do setor vinham até então trabalhando, o que veio a gerar muitos tipos de interpretação, de análises contraditórias e até mesmo alguma polêmica. De qualquer forma, acreditou-se que a grande discrepância entre as estatísticas oficiais e as estimativas do mercado eram essencialmente devidas ao fato de que enquanto o IBGE havia contabilizado em seus números todos os produtores que tivessem auferido alguma renda a partir de produtos da floricultura, outras instituições e analistas contabilizavam apenas aqueles que possuíam integração comercial efetiva com o mercado (BRAINER e OLIVEIRA, 2007).

Conforme dados do IBRAFLOR (2009), a produção de flores e plantas ornamentais propicia rendimentos entre R\$ 50 mil a R\$ 100 mil por hectare e gera, na média nacional, 3,8 empregos diretos/ha. Segundo BATALHA e BUAINAIN (2007), o maior produtor, consumidor e exportador de flores e plantas ornamentais do Brasil é o estado de São Paulo. A produção brasileira de flores e plantas ornamentais está concentrada nesse estado que detém 74,5% da produção nacional. Os principais pólos são as regiões de Atibaia, Grande São Paulo, Dutra, Vale do Ribeira, Paranapanema e Campinas (BATALHA e BUAINAIN, 2007).

Depois do Estado de São Paulo, os principais produtores de flores e plantas ornamentais são: Santa Catarina, Pernambuco, Alagoas, Ceará, Rio Grande do Sul, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Paraná, Goiás, Bahia, Espírito Santo, Amazonas e Pará (BATALHA e BUAINAIN, 2007).

Atualmente, fala-se muito nas exportações de produtos da floricultura como resultado da composição estrutural do setor agro-exportador de flores e plantas ornamentais. As exportações brasileiras de flores e plantas ornamentais somaram, em 2009, US\$ 31,137 milhões, valor que representou uma queda de 12,30% em relação ao desempenho do ano anterior. Tal resultado era aguardado, tendo em vista os efeitos da crise econômica e

financeira internacional que abalou sensivelmente os principais mercados importadores da floricultura nacional, como os EUA, os países da União Européia e o Japão (JUNQUEIRA e PEETZ, 2010).

Dentre os produtos exportados, destacam-se as flores tropicais (helicônias, bromélias e antúrios), as rosas, as flores secas, os gladiolos, os lisiantos, as gérberas, os bulbos, as mudas de cordilines e dracenas, as folhagens, as sementes de palmeiras e as mudas de orquídeas, gerânios e crisântemos. Esse volume exportado foi destinado principalmente para os Estados Unidos, Países Baixos, Portugal, Canadá e Alemanha (AGRIANUAL, 2009).

As exportações do Estado de São Paulo estão, atualmente, concentradas em flores e plantas ornamentais, refletindo a notável especialização do Estado no cultivo e comércio das flores temperadas. São Paulo explora ainda a produção de diversas outras espécies, como as estrelíztias, utilizando para tanto, os microclimas existentes nas diferentes regiões fitogeográficas. Têm sido feitos inúmeros investimentos visando à capacitação de produtores e empresários e a implantação de novas tecnologias (IBRAFLOR, 2007).

4.3 Aspectos taxonômicos da ordem *Zingiberales*: histórico e classificação da *Strelitzia*

A ordem Zingiberales encontra-se reconhecidamente dentro das monocotiledôneas. É essencialmente tropical e subtropical em sua distribuição, encontrando-se dispersa nas zonas correspondentes em todo mundo. A ordem congrega oito famílias, 89 gêneros e em torno de 1800 espécies (BERRY e KRESS, 1991; JUDD, 1999).

As famílias Marantaceae, Heliconiaceae, Zingiberaceae, Lowiaceae, Costaceae e Strelitziaceae são reconhecidas pelo seu potencial ornamental. CRONQUIST (1981) estabeleceu cinco famílias dentro da ordem, sendo elas Costaceae, Marantaceae, Heliconiaceae, Zingiberaceae e Strelitziaceae. Filogeneticamente esta ordem é alvo de discussão, pois DAHLGREN et al. (1985), classifica-a em oito famílias sendo elas Musaceae, Heliconiaceae, Zingiberaceae, Costaceae, Cannaceae, Marantaceae, Lowiaceae e Strelitziaceae.

A família Strelitziaceae apresenta dois gêneros, sendo que o gênero que se destaca é a *Strelitzia*. Compreendem inúmeras espécies, entre elas, a *Strelitzia reginae* (Figura 1), *Strelitzia alba* (Figura 2), de flores brancas, a *Strelitzia caudata* (Figura 3), de flores com coloração azulada e a *Strelitzia juncea* (Figura 4) (PLANTASONYA, 2006), todas originárias da África do Sul e introduzidas na Europa em 1770, de onde se disseminaram por todo o mundo (ALBIEIRI, 2005).



Figura 1. *Strelitzia reginae*



Figura 2. *Strelitzia alba*



Figura 3. *Strelitzia caudata*



Figura 4. *Strelitzia juncea*

Fonte: PLANTASONYA, 2006

A espécie mais cultivada é a estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton), também conhecida como rainha-do-paráiso, bico-de-tucano, flor-do-paráiso, flor-da-rainha, ave-do-paráiso e bananeirinha-do-jardim (LAMAS, 2002). Tem sido cultivado para produção de flor para corte, principalmente pela durabilidade pós-colheita, tamanho longo de haste e cores fortes de suas inflorescências (WOOD et al., 1995; LUZ et al., 2005; PIVETTA et al., 2007). No Brasil o cultivo de plantas subtropicais ainda é recente, existindo, segundo o último levantamento pela IBRAFLOR (2002), uma área de 65,4 há com flores de corte de estrelítzia.

A estrelítzia é uma planta herbácea rizomatosa, entouceirada, acaule, apresentando folhas firmes e coriáceas (LORENZI e SOUZA, 2001; LUZ et al., 2005). As flores abrem-se sucessivamente dentro de uma bráctea de cor verde-amarelada e possuem três sépalas grandes de cor alaranjada e duas pétalas azuis modificadas em forma de seta, que abrigam os órgãos sexuais (CASTRO, 1995; LORENZI e SOUZA, 2001) (Figura 5).

Strelitzia reginae

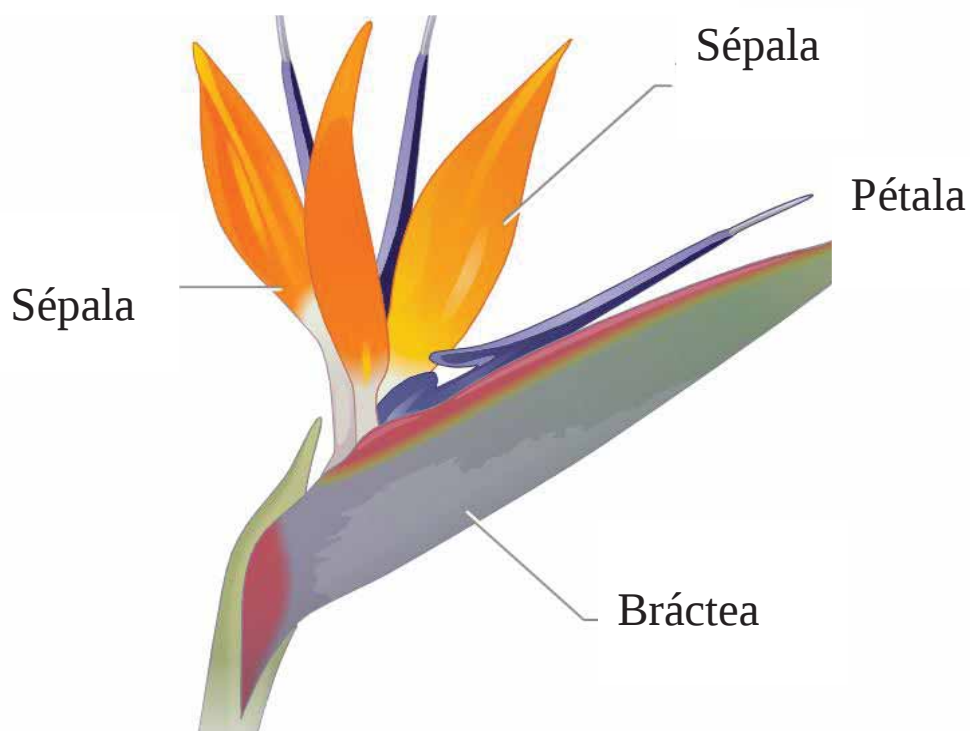


Figura 5. Inflorescência de estrelítzia

Fonte: MICROSOFT CORPORATION, 2008

A propagação se dá por meio de sementes ou divisão de touceiras (BAUTITZ e CARVALHO, 2007; PIVETTA et al., 2007). A propagação por sementes é facilitada pelo número de frutos produzidos por inflorescências, podendo ser 1 a 6, e pelo número de sementes produzidas em cada fruto, em média 30. O grão de pólen é liberado antes que o estigma fique receptivo (protrandria), favorecendo a polinização cruzada e uma produção satisfatória de sementes (PIVETTA et al., 2007).

A estrelítzia é uma planta que produz flores quase o ano inteiro, desde que cultivada sob luz solar plena. Não apresenta boa produção em regiões de clima quente

e as temperaturas ótimas para o cultivo são próximas de 25 °C, sendo que a temperatura mínima para melhor produção é de 10 °C e umidade relativa ideal de 70%. (BRICKELL et al, 1996; LAMAS, 2002).

De um modo geral, as estrelíztias são de fácil cultivo e requerem poucos cuidados, pois dificilmente são atacadas por problemas que possam danificar suas inflorescências e folhas. Recomenda-se promover podas de limpeza visando retirar folhas e outras partes da planta que estiverem secas, quebradas ou doentes. Deve-se ainda eliminar as hastes que já tenham florescido, evitando a competição por luz. Quanto à colheita é realizada quando o primeiro florete aparece (LAMAS, 2002).

A classificação das flores é feita observando a coloração, ocorrência de injúrias, presença de pragas e doenças e comprimento da espata (brácteas) (LAMAS, 2002).

Tabela 1. Classificação das inflorescências de estrelíztia de acordo com o comprimento da espata.

Espécies	Tamanhas da espata
Premium	17,5 a 20,0 cm
Standard	15,0 a 17,5 cm

Fonte: LAMAS, 2002

O envelhecimnto das flores é causado basicamente pelo esgotamento das reservas energeticas (açucars, ácidos orgânicos e outros) e pela ação de etileno e/ou ácido abscisico, que são os principais hormônios de senescência de flores e plantas (PELLEGRINI e BELLÉ, 2008).

Na estrelíztia, o maior problema na pós-colheita é a abertura incompleta das inflorescências e uma aparente susceptibilidade a danos pelo frio (MACNISH et al., 2009), além do surgimento de manchas nas inflorescências poucos dias antes da colheita (PIZANO, 2005; HASSAN, 2009). Além disso, trabalhos anteriores realizados com

estrelízia, constatou-se que a perda da condutividade hidráulica está relacionada ao aumento na atividade de enzimas, como a peroxidase, induzidas pelo corte da base do escapo floral e por crescimento bacteriano (MARQUES, 2008).

4.4 Fisiologia pós-colheita de flores

O estudo da fisiologia pós-colheita de flores envolve os processos metabólicos e suas alterações nas diferentes partes das plantas, desde o momento em que são colhidas até a senescência completa. Os processos de deterioração ocorrem em consequência de mudanças fisiológicas complexas, como o esgotamento de reservas pela respiração, devido perda excessiva de água por transpiração e pela oclusão da haste após o corte que obstrui os vasos condutores, causando embolia pelo ar e deposição de substâncias químicas (FERRONATO, 2000).

O decréscimo na absorção de água pode, dependendo da espécie, pode ser devido a uma série de fatores, os quais são classificados como inerentes à haste, também chamados de bloqueio fisiológico, bloqueio devido ao crescimento microbiano e bloqueio ocasionado por formação de bolhas de ar (embolia) (VAN DOORN, 1999; HE et al., 2006). Com o bloqueio dos vasos condutores, há o desenvolvimento de um balanço hídrico negativo, pois a taxa de absorção de água é menor que a taxa de transpiração (VAN METEEREN et al., 2006).

O bloqueio fisiológico ocorre como resposta ao estresse imposta pela colheita, através da deposição de materiais da superfície do corte, que dependendo de sua composição, são chamados de látex, goma, mucilagem ou resina (GUIMARÃES et al., 2010). Outro tipo de bloqueio fisiológico pode ser ocasionado pela formação de tiloses, que é definida como o crescimento desordenado das células que se sobressaem dentro do lúmen dos vasos xilemáticos, cuja forma se assemelha à de um balão. Esses “balões” podem não ocorrer em adequado número para explicar o bloqueio, mas sua formação é acompanhada pela produção de substâncias de alto peso molecular, que pode ocasionar a falta de fluidez da água nas hastes (VAN DOORN, 1999).

O bloqueio fisiológico é encontrado em algumas espécies de flores, por exemplo, em crisântemos cv. Viking. Nessa cultivar, VAN DOORN e CRUZ (2000)

pesquisaram o envolvimento de bactérias, cavitação e resposta fisiológica ao corte, concluindo que o bloqueio não foi causado por bactérias devido estas se encontrarem, durante todo o armazenamento, em níveis abaixo do crítico, o mesmo ocorrendo em relação à embolia, uma vez o ar aspirado na superfície do corte cessou antes da redução da taxa de consumo de água.

Após a retirada da embolia, algumas espécies são capazes de restaurar o potencial hídrico normal, enquanto outras não. De modo geral, quando as flores são cortadas e colocadas em água, a causa mais comum do descarte é o murchamento, que seria um sinal de estresse hídrico e não de senescência natural (VAN DOORN et al., 1997). Em orquídeas do gênero *Phalaenopsis*, foram evidenciados problemas de relações hídricas, pois o murchamento rápido foi associado à oclusão da haste e a uma elevada taxa de transpiração (VAN DOORN, 1999).

Uma forma de reverter ou amenizar o estresse hídrico sofrido por muitas flores de corte é realizar o corte periódico da base da haste em água, favorecendo a taxa de absorção e evitando a cavitação (VAN DOORN, 1997; BLEEKSMAN e VAN DOORN, 2003). Esse efeito foi observado em flores *Zinnia elegans*, ocorrendo um prolongamento da vida de vaso devido a maior hidratação (CARNEIRO et al., 2002). Por outro lado, segundo FARAGUER et al. (2002), a realização periódica do corte nem sempre é prática e, além disso, em algumas espécies a realização do corte da base não manteve a qualidade e vida de vaso das flores, conforme foi observado em rosas por LEONARD et al. (2001). VAN MEETEREN et al. (2001) também observaram que após a retirada da embolia, algumas espécies não foram capazes de recuperar-se e restaurar seu potencial hídrico normal. Já MARQUES (2008) concluíram que o bloqueio em hastes de *Strelitzia reginae* foi de natureza fisiológica envolvendo a atividade das enzimas peroxidase e polifenoloxidase. Segundo BOERJAN et al. (2003) as enzimas peroxidase e polifenoloxidase estão envolvidas no bloqueio vascular de algumas espécies de flores, através da oxidação dos álcoois ρ -cumaril, coniferil e sinapil que são precursores da lignina; ou ainda por embolismo, quando após o corte, o ar fluido para dentro dos elementos condutores abertos (VAN DOORN et al., 1999). Uma vez que o vaso é bloqueado, a absorção de água é limitada devido à alta resistência hidráulica, porém o processo de transpiração continua, o que leva a um desequilíbrio hídrico, e o murchamento precoce ocorre como resultado da perda prematura do turgor das células (VAN MEETEREN et al., 2001).

VAN IEPEREN et al. (2002) afirmam que a formação do bloqueio xilemático depende de fatores como altura da água no vaso, diâmetro dos vasos xilemáticos, duração da exposição das hastes, situação de estresse (VAN DOORN e JONES, 1994) e altura do corte da base da haste (VAN DOORN, 1999), além de fatores genéticos (GUIMARÃES et al., 2010).

Outra causa do bloqueio dos vasos xilemáticos é devido à presença de bactérias na água, em decorrência da deposição de polissacarídeos extracelulares produzidos, bem como de produtos oriundos de bactérias mortas e macromoléculas que são formadas sobre a degradação dessas bactérias os quais podem cobrir a superfície cortada da haste. Analogamente, a superfície do corte pode conter substratos para crescimento da bactéria, como substâncias açucaradas que podem fluir por algum tempo para fora das células do floema aberto e embora a oclusão bacteriana ocorra em todas as flores, espécies e até mesmo cultivares podem responder diferentemente (VAN DOORN, 1999).

Um ou mais tipos de bloqueio pode existir em uma mesma espécie (VAN MEETEREN et al., 2006), onde a grande variabilidade entre espécies, e até mesmo cultivares, de flores ao bloqueio dos vasos xilemáticos não são completamente esclarecidas; contudo, podem estar relacionadas, a taxa transpiratória, superfície do produto e abertura estomatal. Outros fatores como anatômicos, condições na pré e pós-colheita podem também determinar se uma espécie ou mesmo uma cultivar pode ou não ser passível de bloqueio.

A conservação de flores de corte está diretamente relacionada com alguns tratamentos de pós-colheita, como aplicação de *pulsing* ou fortalecimento (BHATTACHARJEE, 1997).

4.5 Solução conservante (fortalecimento)

O uso de soluções conservantes para manter a qualidade e prolongar a vida de flores cortadas é bastante comum em muitos países da Europa e nos Estados Unidos.

Existem no mercado várias formulações para o tratamento pós-colheita de diversas flores de corte. As soluções conservantes podem ser usadas durante toda a cadeia de distribuição, do produtor ao atacadista, florista e consumidor final (HARDENBURG et al., 1990).

Muitos conservantes florais contêm em suas formulações três componentes: um substrato energético; uma substância conservante básica, que pode ser um agente biocida que iniba o crescimento de microrganismos; uma substância conservante auxiliar, que pode ser um agente acidificante, para limitar o crescimento bacteriano e favorecer a absorção de água, e/ou um agente anti-etileno (MATTIUZ, 2005). Segundo HALEVY e MAYAK (1981), quatro tipos de soluções podem ser utilizadas, as quais podem ser classificadas, de acordo com o objetivo de uso, em soluções de condicionamento, de manutenção, de indução à abertura floral e de “pulsing” (fortalecimento).

A solução de “pulsing” ou fortalecimento é considerado um tratamento rápido antes do transporte ou durante o armazenamento e que prolonga a vida das flores, mesmo após a transferência para a água ou para soluções de manutenção (FINGER et al., 2004). O tratamento de “pulsing” é um procedimento que hidrata e nutre os tecidos florais, e utiliza açúcares ou outros compostos químicos (HALEVY e MAYAK, 1981). Formulações específicas de “pulsing” têm sido desenvolvidas para as diferentes espécies florais e, algumas vezes, para diferentes variedades (HALEVY et al., 1978).

A água pura é rapidamente contaminada por bactérias ou fungos, que se desenvolvem sobre os tecidos das plantas ou seus resíduos. Estes organismos produzem ou induzem a produção de substâncias, tais como os taninos, que podem bloquear os vasos das hastes florais (DAI e PAULL, 1991). Biocidas ou desinfetantes podem ser adicionados à água, para inibir o crescimento de microrganismos no interior do recipiente e na superfície cortada do ramo (NOWAK et al., 1991).

Algumas espécies de flores apresentam bloqueio devido à presença de bactérias como verificado por LOUBAUD e VAN DOORN (2004), onde a inclusão de antibactericidas na água de vaso de rosas (*Rosa hybrida*) da cv. Red One e *Viburnum opulus* cv. Roseum retardou o bloqueio xilemático dessas flores.

O composto 8-hidroxiquinolina é conhecido como um potente bactericida e fungicida. Alguns sais da 8-hidroxiquinolina apresentam maior eficiência que o composto original, enquanto outros são menos eficientes (CASTRO et al. 1987; DURIGAN, 2009). ROGERS (1973) relatou que, a 8-hidroxiquinolina pura ou os seus ésteres sulfato (8-HQS) ou citrato (8-HQC) nas concentrações de 200 a 600 mg L⁻¹, têm sido amplamente utilizados por causa de sua eficiência. SPRICIGO et al. (2010) investigaram o efeito do citrato

de 8-hidroxiquinolina como possível inibidor do desenvolvimento de microrganismos associados à senescência das flores cortadas. KUMAR et al (1999) relataram que o composto com ação microbiana, a 8-hidroxiquinolina pura ou citrato (8-HQC) nas concentrações de 200 mg L⁻¹ em cravo, têm sido amplamente utilizados por causa de sua eficiência. JONES e HILL (1993) observaram que o uso de 250 mg L⁻¹ de 8-(HQC) aumentou significativamente a longevidade de rosas ‘Gabriella’ e de gipsofila ‘R22’. Porém, a utilização de 250 mg L⁻¹ de 8-(HQ) não foi eficiente no prolongamento da longevidade em hastes de Zinnia ‘Gigante da Califórnia Sortida’ durante o armazenamento a baixa temperatura (BRACKMANN, et al., 1998).

Além de ser um bactericida e fungicida eficiente, a 8-(HQC) tem se mostrado um excelente redutor do bloqueio fisiológico da haste. A concentração de 200 mg L⁻¹ de (8-HQC) e baixo pH preveniu o bloqueio vascular, em quatro cultivares de rosas pela redução do número de bactérias na haste floral (VAN DOORN e PERIK, 1990). Segundo MAROUSKY (1972), esse efeito sido relacionado com as propriedades quelantes dos ésteres de quinolina que precipitam os íons metálicos de enzimas ativas.

O 8-(HQC) também afeta o balanço hídrico de flores cortadas. Parte desse efeito foi atribuído, por STODDARD e MILLER (1962) e MATTIUZ et al. (2005), a sua ação no fechamento dos estômatos, o que foi comprovado por MAROUSKY (1969) em rosas. De acordo com HALEVY, (1976), contaminações bacterianas prejudicam o balanço hídrico, por causarem um declínio na condutividade da água. HALEVY e MAYAK (1981) afirmam também que o 8-(HQC) pode afetar a longevidade das flores pela acidificação das soluções. Em algumas flores foi observado um efeito prejudicial da 8-hidroxiquinolina, o que reduz sua utilização na prática. Em crisântemos, a 8-hidroxiquinolina causou lesões nas folhas e escurecimento das hastes (KOFRANEK e HALEVY, 1972; GLADON e STABY, 1976). CASTRO et al. (1987) sugere que o uso de germicidas deve ser associado em soluções conservantes, a outros compostos, para melhor expressão de seus efeitos benéficos.

O cloro também tem sido usado na pós-colheita de flores para controlar bactérias e fungos durante a manipulação e como solução conservante (VAN DOORN et al., 1990; FARAGHER et al., 2002). No Brasil é o produto mais usado para este fim. O modo de ação do cloro não é específico e envolve a oxidação dos componentes celulares dos agentes microbianos, incluindo proteínas das membranas celulares e

protoplasáticas (DYCHDALA, 1983). Entretanto, é necessário um monitoramento com relação à qualidade da água utilizada nos vasos de flores cortadas, pois o alto conteúdo de íons, especialmente de cloro, pode reduzir o período de conservação (DAI e PAULL, 1991; TJIA et al., 1987). DURIGAN (2009) afirma que o menor efeito fitotóxico do cloro na concentração de 100 mg L⁻¹ e da 8-(HQC) em concentrações mais baixas que as usualmente recomendadas, levaram à manutenção da boa qualidade das flores de gérberas por um maior período de tempo.

A refrigeração também possibilita estender o período de conservação, transporte e distribuição (MORAES et al., 1999) e, desse modo, é um dos mais importantes fatores de sucesso no armazenamento de flores de corte e plantas herbáceas (VAN DOORN e CRUZ, 2000).

4.6 Refrigeração

As flores, ao chegarem do campo, apresentam uma temperatura no seu interior superior à temperatura ambiente, podendo chegar a 5 °C acima da mesma. O procedimento correto seria baixar o mais rapidamente possível essa temperatura. Uma das técnicas utilizadas para fazer a retirada do “calor de campo” é submeter às flores ao processo de resfriamento, também conhecido como “pre-cooling”, muito empregado para frutas e hortaliças (PELLEGRINI e BELLÉ, 2008).

Existem dois tipos de resfriamento: úmido, no qual as hastes são armazenadas com sua porção basal na água e a seco, usado para períodos prolongados, no qual as flores colhidas precocemente, túrgidas e manuseadas rapidamente são colocadas em caixas, dentro de câmaras frias (RUDNICKI et al., 1991; CASTRO e HONÓRIO, 1992; MAPELI, 2009). Na literatura foram encontrados apenas trabalhos com armazenamentos secos em escapos florais de estrelízia (MORAES et al., 1999; JAROENKIT e PAULL 2003; FINGER et al., 2003).

O efeito mais importante do resfriamento está relacionado com a diminuição imediata de todo o metabolismo da flor, o que favorece a prolongação de sua vida útil e a manutenção de sua qualidade, além de diminuir os gastos no posterior armazenamento refrigerado (PELLEGRINI e BELLÉ, 2008).

A utilização de baixa temperatura durante o armazenamento é importante para a conservação das flores, porque, além de inibir as infecções bacterianas e fúngicas, reduz a degradação de certas enzimas e produção de etileno, diminui a transpiração, respiração e retarda os diferentes processos relacionados ao crescimento e à senescência (NOWAK e RUDNICK, 1990, ASHRAE, 1994; SANINO, 2004). BELLÉ et al. (2004) averiguaram que o armazenamento em baixas temperaturas retardou o surgimento de sintomas de senescência em *Dendranthema grandiflora* submetida a 2 °C. KELLEY et al. (2003) trabalhando com flores comestíveis verificaram que *Viola tricolor* L. cv. Helen Mount; *Viola x wittrockiana* L. cv. Accord Clear Mixture e *Tropaeolum majus* L. cv. Jewel Mix, podem ser armazenadas a 0 °C e 2,5 °C por duas semanas, com perfeita qualidade visual. Por esse mesmo período, flores de *Borago officinalis* L. podem ser armazenadas a -2,5 °C com qualidade aceitável. DELAPORTE et al. (2000) verificaram que independente do tempo de armazenamento a 3 °C (0, 7 ou 14 dias), a vida de vaso *Eucalyptus* sp. foi de 11 dias. A temperatura ideal variou de 0,5 °C, visto que a longevidade foi inversamente proporcional ao tempo de armazenamento e temperatura (WAITHAKA et al., 2001). Em flores de *Narcissus tazetta* L. cv. Paper White e *Narcissus pseudonarcissus* L. cv. Geranium envasadas apresentaram o dobro da longevidade pós-produção quando armazenadas a 0 °C, comparada às flores mantidas a 12,5 °C (CEVALLOS e REID, 2000), indicando uma correlação inversa entre a taxa respiratória e a vida de vaso dessas flores. Armazenando flores de *Leucocoryne coquimbensis* a 2 °C por 3 ou 7 dias, ELGAR et al. (2003) verificaram que a longevidade foi de 8 a 9 dias, porém, quando mantidas a 12 °C ou 20° C por 3 dias, apresentaram longevidade apenas de 5 a 7 dias. Em *Gerbera jamesonii* cv. Vesuvio e *Helianthus annuus* L., ÇELIKEL e REID (2002) notaram que é possível armazená-las em temperaturas próximas a de congelamento. Contudo, temperaturas abaixo da mínima de segurança podem causar desordens fisiológicas em algumas espécies, as quais tornam o vegetal muito susceptível a injúrias causadas pelo frio (COUEY, 1982; REID, 1991; JAROENKIT e PAULL 2003; LUCANGELI et al., 2004).

Algumas terminologias são usadas para expressar os resultados dos sintomas causados pelo frio, tais como: danos pelo frio, injúrias pelo frio, injúrias por baixas temperaturas, desordens por baixas temperaturas e em inglês “*chilling injury*” (MORRIS, 1982; CHITARRA e CHITARRA, 2005). A injúria pelo frio é uma desordem fisiológica que

aparece em culturas de origem tropical e subtropical (SKOG, 1998), que resultam em uma redução da qualidade como consequência da exposição a baixas temperaturas (PARKIN et al., 1989; LUCANGELI et al., 2004).

A injúria pelo frio difere da injúria provocada por congelamento que é resultado de danos de cristais de gelo formados gradualmente em tecidos armazenados em temperatura abaixo do ponto de congelamento (SKOG, 1998), o qual pode variar com a cultivar e com as condições de cultivo (CHITARRA e CHITARRA, 2005).

Detectar e diagnosticar a injúria pelo frio é geralmente difícil, pois os produtos frequentemente não apresentam danos visíveis imediatamente após serem removidos da baixa temperatura. Os sintomas podem ocorrer quando o produto é transferido da condição de baixa temperatura para a temperatura ambiente, o que pode acontecer em algumas horas ou vários dias após a retirada (SKOG, 1998). Os sintomas da injúria incluem, dentre outros, descoloração das flores, lesões necróticas sobre pétalas e folhas, atraso no desenvolvimento de botões (NOWAK e RUDNICKI, 1990; JOYCE et al., 2000), além de favorecer a desidratação (DIAS-TAGLIACOZZO e CASTRO, 2005).

Muitas espécies de origem tropical são injuriadas pelo frio quando expostas a temperaturas entre 0 °C a 12 °C (NOWAK e RUDINICK, 1990; REID, 1991; BRACKMANN et al., 2000; JOYCE e SHORTER, 2000).

Flores cortadas como, por exemplo, hastes de *Anthurium* devem ser armazenadas em temperatura mínima superior a 13 °C (PAULL, 1987; LAMAS, 2004). Este fato foi averiguado por REID e DODGE (2001), onde relataram que o armazenamento abaixo de 10 °C induziu a descoloração e necrose da espata e espádice. Em helicônia, recomenda-se o armazenamento em temperatura maior do que 10 °C (BROSCHAT e DONSELMAN, 1983; JAROENKIT e PAULL 2003). CAVALCANTE et al. (2005) observaram que hastes de *H. chartaceae* ‘Sexy Scarlet’, quando armazenadas à temperatura a 15 °C não apresentaram injúria pelo frio. Em outras espécies tropicais, DIAS-TAGLIACOZZO e CASTRO, (2005) verificaram que em hastes de *Zingiber spectabilis* quando armazenadas a 10 °C, 13 °C e 18 °C apresentaram o melhor resultado a 18 °C. Em bastão de imperador a temperatura abaixo de 10 °C induziu o aparecimento de injúrias pelo frio, caracterizados por depressões superficiais e aumento na incidência de doenças (LEITÃO, 2001). DIAS-TAGLIACOZZO e CASTRO (2002), recomendam para *Alpinia*, depois de embaladas, a temperatura entre 12 °C a 18 °C.

Além das flores tropicais, a sensibilidade das inflorescências a temperatura durante o armazenamento tem sido demonstrada em alguns trabalhos. JOYCE e SHORTER (2000) verificaram que a faixa de temperatura de segurança para o armazenamento de flores de *Anigozanthos* spp., cvs. H1 e Bush Dawn é entre 2 °C e 5 °C, pois quando mantidas a 0 °C apresentaram injúria por frio, cujos sintomas foram o murchamento e descoloração das pétalas. Foi observada redução na vida em vaso em flores de *Campânula médium*, armazenadas a 2 °C, na medida em que aumentou o tempo de armazenamento de uma para três semanas (BOSMA e DOLE, 2002). Em *Curcuma alismatifolia* (cúrcuma, tulipa ou tulipa do sião), BUNYA-ATICHART et al. (2004) observaram ressecamento e mudança da coloração das brácteas de rosa para violeta escuro, amarelecimento das brácteas verdes, deformação de botões e flores, além de ausência de abertura de botões a 7,5 °C. Em flores de *Phaseolus coccineus* L., cv. Dwarf Bees não exibiram qualidade satisfatória durante duas semanas de armazenamento em nenhuma das temperaturas estudadas (-2,5; 0; 2,5, 5; 10 e 20 °C), exibindo necroses, mofo e colapso dos tecidos (KELLY et al., 2003). MORAES (2003) relataram redução na vida útil de hastes de *Epidendrum ibaguense* armazenadas a 10 °C a medida que aumentou o tempo de armazenamento (7, 14 e 21 dias).

No caso das plantas subtropicais, JAROENKIT e PAULL (2003) afirmam que em flores de estrelízia a temperatura crítica para o desenvolvimento de injúria pelo frio é de 10 °C a 13 °C. FINGER et al. (2003) observaram sintomas de injúria pelo frio em estrelízia quando foram armazenadas a seco (UR de 90%), por sete dias, a 10 °C e apresentaram vida útil de 8,3 dias. No entanto, MORAES et al. (1999) também estudando o armazenamento de estrelízia a 10 °C por um período de (sete, quatorze, vinte um e vinte oito dias) relataram o prolongamento na conservação das flores armazenadas a seco, porém houve manifestação de injúria por frio a partir dos 28 dias. Esses resultados são considerados controversos, segundo REID (2004), a melhor faixa de temperatura de armazenamento a longo prazo para estrelízia é de 6 °C a 7 °C e para NOWAK e RUDNICKI (1990) a 8 °C, por um período de 4 semanas. A vida útil de escapos florais de estrelízia é de 10 a 15 dias (JAROENKIT et al., 2008) e de acordo com BAYOGAN et al. (2008) 6 a 16 dias.

O grau da injúria pelo frio sofrido por uma planta ou seus órgãos depende da temperatura a qual é exposta, da duração da exposição e da diferente sensibilidade de cada espécie (KAYS, 1991; CHITARRA e CHITARRA, 2005). Contudo os mecanismos

de tolerância à injúria pelo frio são complexos. Podem agir juntamente com outros mecanismos bioquímicos e fisiológicos para manter as funções fisiológicas normais sob situações de estresse ou promovido pela injúria por frio (PENNYCOOKE et al., 2005).

Temperaturas relativamente baixas podem também causar outros efeitos adversos à longevidade de flores, como o estímulo à síntese de etileno (KADER et al., 2002). Alguns autores atribuíram a aceleração da senescência ao avanço e estímulo do pico da produção de etileno devido a temperatura mais baixa (FARAGHER e MAYAK, 1984; PAULIN et al., 1985). A resposta e a sensibilidade ao etileno são dependentes do estágio de desenvolvimento, variedade e percepção por parte do órgão da planta (CIARDI e KLEE, 2001; JONES et al., 2001).

As flores podem ser classificadas como insensíveis, sensíveis ou altamente sensíveis ao etileno (SANTOS et al., 2005). As flores consideradas altamente sensíveis ao etileno têm a senescência estimulada pela presença de quantidades reduzidas do regulador, como ocorre em cravo, orquídeas, petúnia, *Alstroemeria*, *Gypsophila* e *Delphinium* (BOROCHOV et al., 1997; KENZA et al., 2000). Segundo MÜLLER e STUMMANN (2003) a expressão dos receptores do etileno é aumentada quando flores sensíveis a ele sofrem estresses, no avanço da senescência e em presença do próprio etileno. Em algumas plantas, a resposta ao etileno é acompanhada por uma indução autocatalítica das enzimas envolvidas na síntese desse gás (ALTVORST e BOVY, 1995). Muitas flores são pouco sensíveis ou insensíveis, como a estrelízia (NOWAK e RUDNICKI 1990).

A deterioração de produtos recém colhidos é resultado de alterações fisiológicas e a manutenção de produtos vegetais em baixa temperatura após a colheita tende a alterar a produção de substâncias envolvidas na senescência, como as poliaminas.

4.7 Poliaminas

As poliaminas (PAs) são moléculas alifáticas de baixo peso molecular presente em todos os organismos. As principais PAs encontradas nas plantas superiores são a putrescina (Put), a espermidina (Spd) e a espermina (Spm), ocorrendo na forma livre ou conjugada com ácidos fenólicos e moléculas de baixo peso molecular (BOUCHEREAU et al.,

1999; KUZNETSOV et al., 2006). Além da biossíntese e conjugação, a degradação por oxidação é uma forma de regulação dos níveis de PAs (KUSANO et al., 2008).

Nas plantas, as PAs localizam-se não apenas no citosol, mas também nas organelas, como mitocôndrias, cloroplastos e vacúolos (KUMAR et al., 1997). Sua síntese inicia-se por duas diferentes vias: a Put é formada diretamente a partir da ornitina ou indiretamente pela arginina (precursor dos intermediários agmatina e ornitina). A formação da Spm ocorre pela adição de um grupo S-adenosil metionina (SAM) descarboxilado adicionado à Put. A formação da Spm ocorre pela adição de outro SAM descarboxilado (CORUZZI e LAST, 2000).

A presença das cargas positivas nas moléculas de PAs permitem a ligação eletrostática das mesmas à macromoléculas celulares, incluindo DNA, RNA, cromatina e proteínas, podendo causar a estabilização ou desestabilização destas macromoléculas (KUSANO et al., 2008). Dessa forma, estão envolvidas em processos celulares fundamentais incluindo a regulação da expressão gênica, modulação do sinal e proliferação celular e estabilização de membranas (TABOR e TABOR, 1984; COHEN, 1998; IGARASHI e KASHIWAGI, 2000).

Em recentes estudos, foi descoberto que as PAs possuem função na modulação de diversos processos fisiológicos nas plantas, tais como, na divisão e diferenciação celular, organogênese, embriogênese e tolerância ao estresse biótico e abiótico (BOUCHEREAU et al., 1999; MINOCHA et al., 1999; CROZIER et al., 2001; MARTIN-TANGUY, 2001; BAIS e RAVISHANKAR, 2002; SILVEIRA et al., 2004; SILVEIRA et al., 2006; SANTA-CATARINA et al., 2006; GROPPA e BENAVIDES, 2008).

Algumas plantas, para tolerar os efeitos dos estresses abióticos, utilizam-se do mecanismo denominado ajustamento osmótico, que permite à célula preservar suas funções metabólicas mesmo em condições ambientais adversas para, assim, promover a tolerância ao estresse e manter o potencial osmótico relativamente alto (BAYUELO-JIMÉNEZ et al., 2002). Este mecanismo capacita à célula acumular substâncias denominadas osmólitos compatíveis, as quais preservam a integridade celular resultando na continuação das atividades vitais para o crescimento e desenvolvimento vegetal (BRAY et al., 2001).

Há evidências de que as PAs estabilizam a membrana e retardam a senescência (SMITH, 1985). SAM pode ser transformado sucessivamente em ácido

aminopropil-carboxílico e etileno (SLOCUM et al., 1984), pelo fato das PAs e do etileno competirem pelo mesmo precursor (BOUCHEREAU et al., 1999; PANDEY et al., 2000).

As PAs inibem a produção de etileno pela regulação da atividade da sintase e da oxidase do ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC) (LEE et al., 1997), ao passo que etileno altera a formação de PAs pela redução da atividade da descarboxilase da arginina (ADC) e descarboxilase do SAM (SAMDC) (ROUSTAN et al., 1994). Mudanças nos teores de PAs e etileno foram relatadas durante a senescência em algumas plantas como ameixeira (DE DIOS et al., 2006) e *Hibiscus syriacus* L. (SEO et al., 2007). LI e WANG (2004) observaram que somente em condições elevadas de estresse, há uma competição metabólica entre o etileno e poliaminas.

A concentração de PAs pode variar conforme o órgão do vegetal, estado de maturação e tratamento pós-colheita (BARRACHINA et al., 2000; CHATTOPADHAYAY et al., 2002; NAYYAR e CHANDER, 2004). Em romãs foram observados maiores teores de PAs durante o armazenamento em câmara fria, contudo, a principal alteração foi para Spm (MIRDEHGHAN et al., 2007). Acúmulo de Put também foi notado em pimenta, pepino, abobrinha e citros (laranja e limão) durante a exposição em câmara fria (SERRANO et al., 1998; MARTÍNEZ-ROMERO et al., 2003). Já em hastes de crisântemo Faroe, VIEIRA et al. (2010) observaram decréscimos nos teores de PAs ao longo do armazenamento em câmara fria. Em várias espécies, o aumento de PAs estaria correlacionado com a redução das injúrias causadas por esse tipo de estresse (KRAMER e WANG, 1989; WANG e JI, 1989). Tem sido sugerido que o acúmulo de poliaminas nos tecidos pode conferir maior tolerância a variados tipos de estresse devido a essas amins atuarem na remoção de espécies reativas de oxigênio e também auxiliarem a estabilização das membranas celulares (LARHER et al., 2003; GROPPA e BENAVIDES, 2008).

As altas temperaturas também causam redução na divisão celular e esse efeito pode estar ligado a sua ação sobre as PAs. Sob altas temperaturas ocorreria redução na concentração dessas poliaminas, afetando a divisão celular (POLJAKOFF-MAYBER e LERNER, 1994). Na pós-colheita de cravos mantidos em temperatura de 21 °C, SERRANO et al. (2001) observaram aumento no teor de Put e diminuição em Spd.

Além das PAs, outras substâncias podem estar relacionadas à senescência nos vegetais, tais como a peroxidase e proteínas.

4.8 Peroxidase

As plantas produzem espécies reativas de oxigênio (ERO) em diversos processos metabólicos, quando sofrem algum tipo de estresse (JIN et al., 2006). Assim, durante a fase pós-colheita de flores, podem ser geradas ERO, as quais de acordo com SHIGEOKA et al. (2002) causariam danos oxidativos nas plantas. O acúmulo dessas ERO poderia promover danos nos lipídios, proteínas, entre outros, formando produtos tóxicos (PENNYCOOKE et al., 2005). As plantas possuem enzimas antioxidativas, tais como a peroxidase (POD) que diminuem os danos provocados pelo excesso de peróxidos (SCANDALIOS, 1993).

As POD's (EC 1.11.1.7) contêm um grupo prostético heme (ferriprotoporfirina IX) e no processo catalítico oxidam de forma transitória o íon férrico (Fe^{3+}) a estados de valência mais alta (Fe^{5+} ou Fe^{4+}). Na reação que envolve a POD, o doador de elétrons pode ser o ascorbato, as aminas e outros compostos orgânicos. O produto da oxidação apresenta em muitos casos, coloração intensa (RICHARDSON e HYSLOP, 2000).

A POD pode ser considerada uma enzima de estresse estimulada por baixas temperaturas (EL-HILARI et al., 2003). Em batata-baroa, MENOLLI et al. (2008) observaram aumento da atividade da enzima POD até o 7º dia de armazenamento a 5 °C. MARTINEZ-TÉLLEZ e LAFUENTE (1993) e EL-HILARI et al. (2003) analisando frutos de laranja da cultivar Navelina armazenados a 1°C, 2,5 °C, 5 °C e 10 °C durante 60 dias e mandarino “Fortune” armazenados a 4 °C e 8 °C por 4 semanas, verificaram alterações na atividade da POD. Já ZAUBERMAN et al. (1985), não detectaram variação na atividade da POD em abacates ‘Fuerte’ armazenados a 0°C, 2°C e 5°C, por até 18 dias. Segundo YANG e HOFFAMAN et al. (1984), o armazenamento em baixas temperaturas causa indução de varias enzimas como a POD, as quais podem converter o ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC) a etileno. Em temperaturas mais elevadas, COSTA (2009) não observaram uma tendência padrão para atividade da POD em hastes de *Heliconia Bilhai* a 12 °C e 19 °C. Respostas desta natureza também foram obtidas por VIEIRA et al. (2010) em hastes de crisântemo Faroe a 10 °C e a 25, 2 °C.

A POD também está envolvida em diversas reações, como oxidação de fenóis, oxidação do ácido indol-3-acético (IAA), ligações de polissacarídeos, cicatrização de

ferimentos, defesa de patógenos, na resposta de hipersensibilidade (HR), síntese de lignina e suberina para o espessamento da parede celular, regulação da elongação de células e senescência (MARTINEZ et al., 1998; QUIROGA et al., 2000; SILVA, 2000; KAO, 2003; CAMPOS et al., 2004). HOSSAIN et al. (2006) relatam que aumento dos níveis de peróxidos poderia ser uma regulação programada da atividade de enzimas POD's o qual parece ser um pré-requisito para o início da senescência de pétalas. BARTOLI et al. (1997) observaram aumento da atividade da POD em pétalas *Chrysanthemum morifolium* Ram durante a senescência e relacionaram com a defesa contra moléculas oxidantes que promovem danos nas membranas.

A POD pode ocorrer em células programadas para a morte e, em flores, a deterioração é certamente programada, não é reversível e inevitavelmente, leva as células à morte (ROGERS, 2006).

As substâncias depositadas na superfície do corte das flores de corte, assim como as tiloses, podem migrar para dentro dos vasos do xilema, servindo como barreira à entrada de microrganismos, ao tempo em que ocasionam sua obstrução, impedindo a absorção de água. A formação de tais substâncias, segundo VASLIER e VAN DOORN (2003), provavelmente está envolvida com a síntese de etileno e ação de enzimas como a POD.

A enzima POD esta envolvida no bloqueio vascular de algumas espécies de flores, através da oxidação dos álcoois p-cumaril, coniferil e sinapil que são precursores da lignina. A lignina é um composto que faz parte do metabolismo secundário das plantas e, apesar de dar sustentação e estrutura no transporte de água pelo xilema, pode, em caso de estresse, funcionar como mecanismo de proteção contra ataque de patógenos se depositando na superfície do corte impedindo, também, a entrada de água nos vasos (BOERJAN et al., 2003). LOUBAUD e VAN DOORN (2004) concluíram que o bloqueio em hastes de *Astilbe*, uma vez que se desenvolveu tanto nas flores que foram armazenadas úmidas quanto no armazenamento á seco, por outro lado, em rosas da cv. Red One e em *Viburnum opulus* cv. Roseum o bloqueio observado nessas hastes foi aparentemente relacionado á presença de bactéria no xilema.

4.9 Proteínas

Proteínas são polímeros lineares de aminoácidos (macromoléculas) de massa molar (MM) variando desde centenas até milhares de Daltons ($1 \text{ Da} = 1,661 \times 10^{-24} \text{ g}$). Apenas em torno de 20 aminoácidos são encontrados em proteínas de plantas e animais e estes são combinados em incontáveis maneiras para formar uma grande variedade de diferentes proteínas (MAGALHÃES, 2008).

Um aminoácido possui um grupo carboxílico e um grupo amino e nas moléculas de proteínas eles são responsáveis pela formação das ligações peptídicas, com exceção dos C e N terminais da proteína. Cada aminoácido tem duas constantes de ionização (expressos como valores de pK_a), os quais representam as constantes de ionização dos grupos 1-amino e 1-carboxílico do aminoácido livre. Entretanto, alguns têm mais do que dois valores de pK_a , pelo fato de terem outros grupos ionizáveis nas suas cadeias. A carga líquida de uma molécula de proteína numa solução aquosa depende da constante de ionização das cadeias laterais dos aminoácidos constituintes e do pH da solução (MELVIN, 1987).

As proteínas se distribuem numa célula de planta entre as diversas organelas e terão funções específicas. Como exemplo, na parede celular pode ser encontrada uma pequena quantidade de proteínas e parte delas consistem de enzimas, que iniciam reações de formação, remodelamento ou quebra da estrutura da parede. Já o cloroplasto possui uma membrana dupla e na camada externa dessa membrana existem proteínas de transporte de membrana (NEWTON et al., 2004).

A síntese de proteínas é a função central de todas as células. Na sua ausência, o crescimento e a manutenção dos órgãos cessam e isso representa um fator limitante à taxa de crescimento das plantas (PORTER et al., 1991). Segundo LARCHJER (2000) a síntese de proteínas é caracterizada pela alta e rápida capacidade de adaptação molecular, funcional e fisiológica, em relação ao meio.

Mudanças nos níveis de proteínas têm sido associadas em parte como resultado da síntese de “novo” de proteínas específicas durante a senescência (WOODSON e HANDA, 1987), como por exemplo, as ribonucleases (RNAses), as β -glucosidases e as proteases (SOOD et al., 2006). O conhecimento da síntese e da natureza das modificações que as proteínas regulam possui implicações importantes no sucesso da manipulação da longevidade das flores (WOODSON e HANDA, 1987).

A porcentagem de proteína total é um dado que avalia as condições das plantas a campo e na pós-colheita. SOOD et al. (2006) notaram que o teor de proteínas foi maior em plantas jovens e menor nos estádios de máximo desenvolvimento. DREVDAHL e THIMANN et al. (1977) observaram diminuição nos teores de proteínas durante o desenvolvimento em plantas de aveia. Em pétalas de *Sandersonia* (EASON et al., 2002) e de *Dendrobium* cv. Khao Sanan (LERSLERWONG et al., 2009) ocorreu diminuição no teor de proteína durante a senescência. Esta resposta também foi observada em folhas e flores de crisântemo Faroe na pós-colheita (VIEIRA et al., 2010), enquanto que LASCHI (2000) verificou aumento de proteínas em hastes de rosa cv 'Grand Gala'. SOUZA (2008) relatou decréscimos nos teores de proteínas entre o terceiro e décimo dia de avaliação em inflorescências de helicônia Golden Torch. Esse mesmo autor estudando a porcentagem de proteínas em helicônia bilhai, observou aumento de 7,0 % entre o dia da colheita e os quatro dias de armazenamento, seguido de decréscimos até o décimo dia.

A diminuição de proteínas pode ser atribuída à ação de proteases. ELANCHEZHIAN e SRIVASTAVA (2001) sugeriram que o decréscimo nos teores de proteínas nas pétalas de crisântemo durante a senescência foi devido à inibição da síntese e/ou aumento da degradação de proteínas pelas proteases, resultando na perda da capacidade funcional das membranas, no aumento de saída de íons e, finalmente, na senescência e morte dos tecidos. Através dos estudos sobre PDC (células programadas para morte), tem sido demonstrado o aumento de proteases e sua relação com a senescência como possível regulador da morte programada em células vegetais (GUERREIRO et al., 1998; GIETL e SCHMID, 2001).

Proteínas desempenham um papel fundamental na modulação da resposta da planta ao estresse. SALIVEIT (2000) e THOMASHOW (2001) afirmam que a baixa temperatura durante o armazenamento induz mudanças no conteúdo de proteínas. FERGUSON et al. (1990) citam também que temperaturas elevadas podem, direta ou indiretamente, alterar as proteínas nos vegetais, pela inativação de enzimas, por alterações na conformação de peptídeos ou por desestruturação de complexos em membrana. Dentro desse campo, importantes avanços tem sido realizados no entendimento da resposta da planta ao estresse (VIERLING, 1991).

5. MATERIAL E MÉTODOS

Escapos florais de estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton) com um florete aberto foram colhidos em setembro de 2009 (pluviosidade média em torno dos 66,2 mm) e junho de 2010 (pluviosidade média em torno dos 52 mm) no campo de cultivo da área experimental da Fazenda de Ensino, Pesquisa e Produção no município de São Manuel/SP, pertencente à Faculdade de Ciências Agronômicas, Campus de Botucatu/SP. Região localizada a latitude 22° 43' 52'' sul e longitude 48° 34' 14'' oeste, estando a uma altitude de 750 metros. O clima é do tipo mesotérmico subtropical úmido com estiagem na época de inverno (PEEL et al., 2007).

As colheitas foram realizadas por volta das oito horas da manhã. Para o processo de colheita foram utilizadas tesouras com lâminas afiadas. O corte foi realizado na parte basal dos escapos florais (conjunto de inflorescência com aproximadamente 130 cm de comprimento de haste e 20 cm de bráctea), as quais foram colhidas com inflorescências e brácteas túrgidas, apresentando brilho, firmeza e coloração característica. Ainda no campo, os escapos foram hidratados, embalados em papel de jornal seco e colocados em posição vertical para o transporte até o laboratório de pós-colheita da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” – UNESP, Departamento de Química e Bioquímica, Campus de Botucatu/SP.

No laboratório de pós-colheita os escapos florais foram selecionados, etiquetados e descartados quanto à presença de danos mecânicos, doenças e/ou pragas. Logo

após, procedeu-se um novo corte em bisel na base dos escapos padronizando entre 80 a 100 cm de comprimento aproximadamente e a hidratação por 10 a 15 minutos em baldes contendo água (rede pública de abastecimento). Transcorrido esse período, os escapos florais foram transferidos ao acaso para recipientes (capacidade: 15 a 20 L, volume: 1,5 L) contendo água, onde foram submetidos a dois experimentos pós-colheita.

No experimento 1 (1ª colheita realizada em setembro de 2009) os escapos florais foram colocados em baldes contendo água da rede pública de abastecimento (1,5 L) e levadas para câmara fria a 7,5 °C e UR de 90%, por um período de doze dias (Figura 6). Simultaneamente, outro lote com flores de estrelízia permaneceram em temperatura ambiente por um período de seis dias.

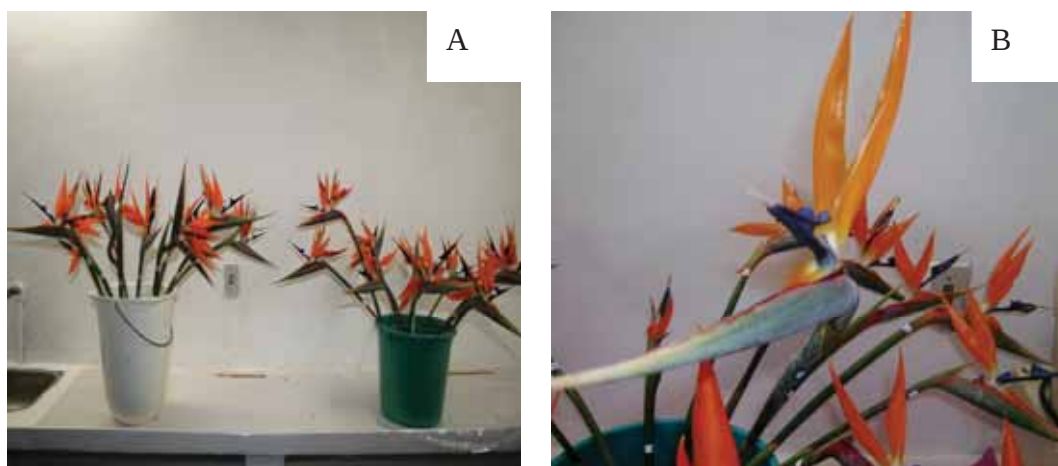


Figura 6. Visão geral do experimento com escapos florais de estrelízia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton), (A) e (B): Inflorescências acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.

Para o experimento 2 (2ª colheita realizada em junho de 2010), a base dos escapos florais foram imersas em baldes contendo água (1,5 L) da rede pública, com soluções de fortalecimento referente aos respectivos tratamentos com o bactericida citrato de 8-hidroxiquinolina 8-(HQC) e cloro por 48 horas (Tabela 2) durante o armazenamento em câmara fria a 10,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (Figura 7).

Concomitantemente, flores de estrelítzia foram mantidas em temperatura ambiente por um período também de seis dias sem solução de fortalecimento.

Tabela 2. Tratamentos com o bactericida citrato de 8-hidroxiquinolina 8-(HQC) e cloro utilizados por 48 horas na conservação pós-colheita de escapos florais de estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton) durante o armazenamento a 10,5 °C por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2010.

T1	água (Testemunha)
T2	100 mg L ⁻¹ cloro
T3	250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)
T4	500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)

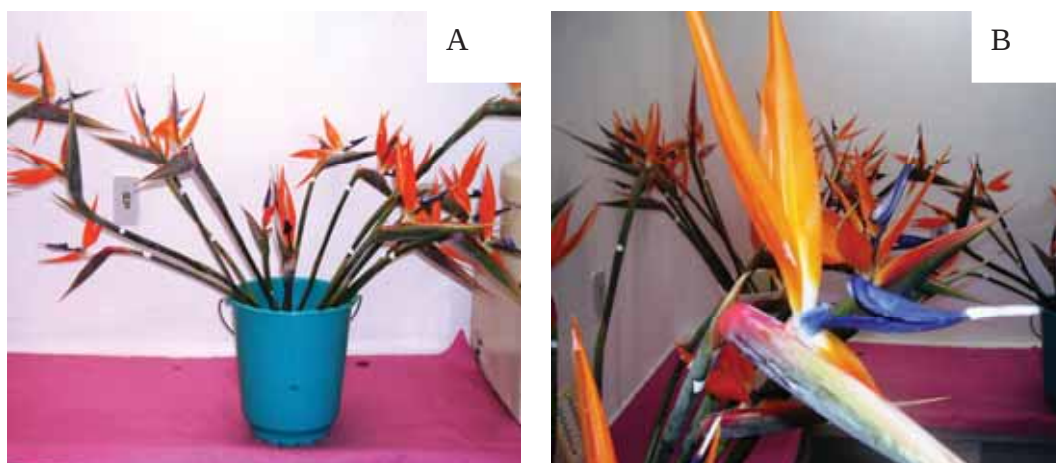


Figura 7. Visão geral do experimento com escapos florais de estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton), (A) e (B): Inflorescências submetidas a soluções de fortalecimento com o bactericida citrato de 8-hidroxiquinolina 8-(HQC) e cloro por 48 horas durante o armazenamento a 10,5 °C por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2010.

No experimento I e II foram realizadas quatro coletas. Escapos florais acondicionados em câmara fria, as coletas foram realizadas aos zero, quatro, oito e doze dias de armazenamento. Em condições de armazenamento em temperatura ambiente, as coletas foram feitas a cada dois dias.

Em condições de temperatura ambiente, os vegetais deterioram-se mais rapidamente. A partir deste instante, vão ocorrer inevitavelmente mudanças fisiológicas e bioquímicas graduais que ocasionam a deterioração das flores de corte. Sendo assim, escapos florais de estrelízia foram mantidos em condições de temperatura ambiente com intuito de comparar possíveis alterações fisiológicas e bioquímicas durante a senescência em relação as inflorescências acondicionadas em câmara fria.

A temperatura da câmara fria a 7,5 °C e 10,5 °C foi registrada através do instrumento termohigrômetro. A cada 48 horas efetuou-se a troca da água com intuito de evitar a proliferação de microrganismos, período no qual eram submetidos a cortes em suas bases até o término da longevidade das inflorescências.

Durante o período experimental, foram realizadas as seguintes análises: visuais (coloração, brilho e ocorrência de manchas nas sépalas, pétalas e brácteas e longevidade pós-colheita das inflorescências), através da atribuição de notas, abertura e queda de floretes e bioquímicas (poliaminas livres - putrescina, espermina e espermidina, atividade da peroxidase e proteínas totais).

Para as análises visuais, no primeiro experimento foram utilizados escapos florais de estrelízia distribuídos em parcelas subdivididas, tendo nas parcelas a temperatura de armazenamento (7,5 °C x ambiente) e na subparcela o período de armazenamento em câmara fria (doze dias) e em condições de ambiente (seis dias) com 3 repetições e 2 inflorescência por repetição. No segundo experimento, escapos florais foram distribuídos em parcela subdividida (quatro tratamentos de soluções de fortalecimento em câmara fria a 10,5 °C e sem soluções de fortalecimento em condições de ambiente) e na subparcela o período de armazenamento em câmara fria (doze dias) e em condições de ambiente (seis dias) com 3 repetições e 2 inflorescência por repetição.

Paralelamente, escapos florais foram distribuídos igualmente aos tratamentos anteriores, com 3 repetições e 2 inflorescência por repetição para as análises bioquímicas.

O delineamento experimental usado para as análises visuais e bioquímicas foi inteiramente casualizado. O software utilizado foi SIGMASTAT 2.0 e o teste de Tukey, em nível de 5% de probabilidade.

5.1 Análises Visuais

A coloração, brilho, ocorrência de manchas, abertura e queda de floretes e longevidade pós-colheita das inflorescências foram avaliados durante período de armazenamento em câmara fria em intervalo de quatro dias e em condições de temperatura ambiente a cada 48 horas.

A abertura e queda de floretes abertos foram avaliadas através da contagem, até ao término da longevidade do último florete (inflorescência mais nova), conforme descritor por CAMPANHA (1997). As visuais através da atribuição de notas para cada escapo floral e em formulários específicos de acordo com GUIMARÃES (2008) e DIAS-TAGLIACOZZO e CASTRO (2005), com algumas modificações (Tabela 3).

Tabela 3. Escala de notas para análises visuais de escapos florais de estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton).

Nota 4: Excelente – haste e inflorescência túrgidas, brácteas e inflorescências com brilho e coloração (brilho e cor).

Nota 3: Boa – início de amarelecimento e/ou murchas das inflorescências.

Nota 2: Regular – inflorescência com ressecamento nas extremidades ou nas bordas das brácteas e sintomas de manchas nas brácteas e inflorescências.

Nota 1: Ruim – ressecamento das brácteas evidenciadas pela perda de brilho e turgência e manchas avançadas nas brácteas e inflorescências.

Nota 0: Descarte: brácteas moles e haste sem turgidez, sem brilho e com ressecamento ou escurecimento nas brácteas e inflorescências.

A abertura de floretes abertos foram avaliados a cada 48 horas após o início de cada tratamento, até ao término da longevidade do último florete (inflorescência mais nova), conforme descritor por CAMPANHA (1997).

5.2 Análises Bioquímicas

Amostras das hastes, tecidos de inflorescências (sépalas e pétalas) e brácteas de estrelízia foram utilizadas para as análises bioquímicas (Figura 8). Após a coleta, as amostras foram embaladas, etiquetadas, congeladas em nitrogênio líquido e mantidas em freezer a (- 80 °C) para realização de testes bioquímicos (poliaminas livres e atividade da peroxidase) ou secos em estufa de circulação forçada até o peso constante para a análise de proteínas totais. O período das análises bioquímicas foi semelhante as análises visuais.

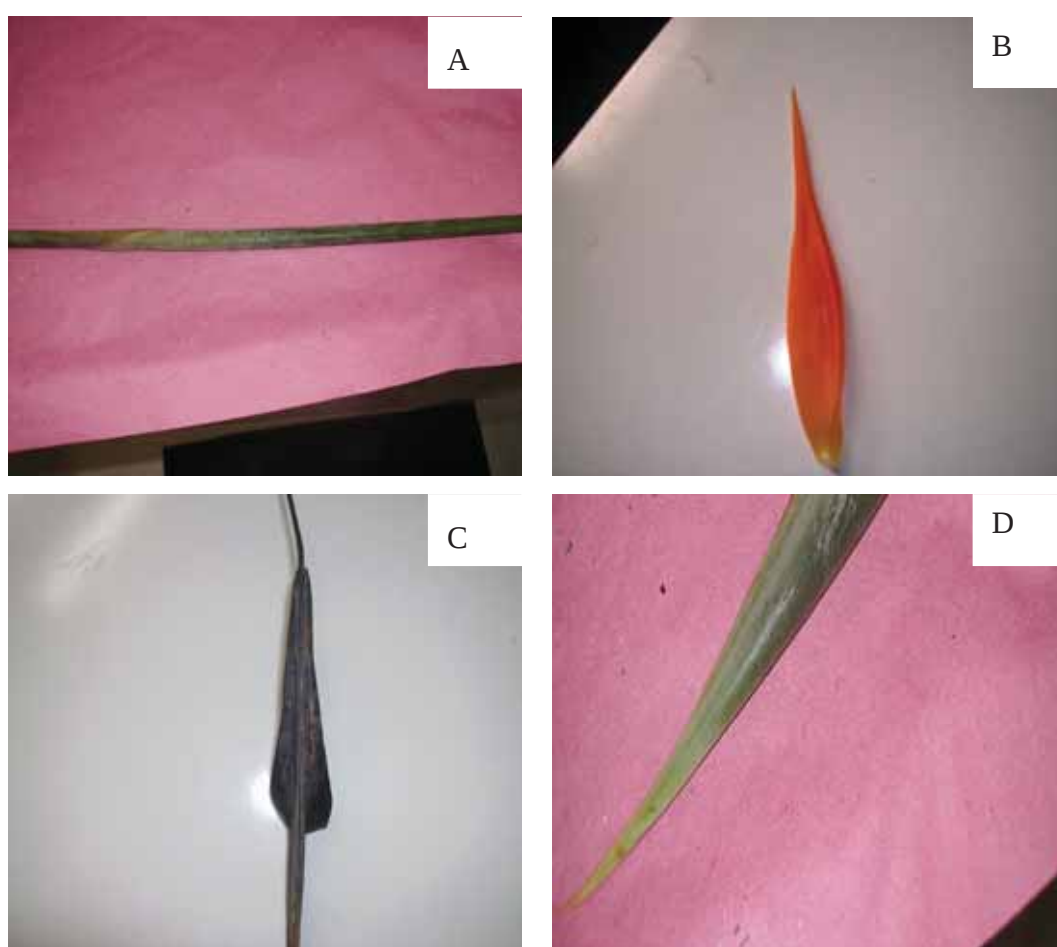


Figura 8. Coleta de amostras de escapos florais de estrelízia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton), (A): haste, (B): sépala, (C): pétala e (D): bráctea para as análises bioquímicas.

5.2.1 Poliaminas livres

Foram realizadas análises de poliaminas, visando determinar a concentração de putrescina, espermidina e espermina, de acordo com FLORES e GALSTON (1982), adaptado por LIMA et al., 2006.

5.2.1.1 Extração

As amostras, na quantidade de 500 mg de material fresco, foram maceradas em 2 ml de ácido perclórico 5% em uma bandeja contendo gelo. Em seguida, fez-se a centrifugação durante 20 minutos a 10.000 x g, a 4° C, sendo que o sobrenadante foi coletado e estocado em freezer -80 °C.

5.2.1.2 Dansilação

O extrato perclórico foi pipetado na quantidade de 200 µL em tubos de ensaio, juntamente com 200 µL de uma solução saturada de carbonato de sódio e 400 µL de cloreto de dansil (5-[Dimetilamino]naftaleno 1-sulfonil cloreto). Após essa etapa, os tubos foram mantidos no escuro, à temperatura ambiente por 16 horas. Adicionou-se 100 µL de prolina (100 mg L⁻¹), sendo a mistura mantida em repouso por 30 minutos no escuro.

A extração das poliaminas dansiladas foi realizada em 500 µL de tolueno, coletando-se a fase orgânica.

5.2.1.3 Separação das poliaminas por cromatografia de camada delgada

Foram usadas placas de vidro cromatográficas (20 x 20 cm) cobertas com sílica gel 60 G (Merck) (250 µm de espessura). Sobre as placas aplicou-se 60 µL do extrato dansilado. O cromatograma foi desenvolvido em cubas de vidro, utilizando-se clorofórmio-trietilamina (25:2, v/v) como fase móvel. A separação cromatográfica foi acompanhada de luz ultra-violeta. Padrões de putrescina, espermina e espermidina foram processados paralelamente nas mesmas condições experimentais.

5.2.1.4 Análise quantitativa de poliaminas separadas na cromatografia de camada delgada

As placas desenvolvidas na cromatografia foram secas e submetidas à leitura da intensidade de fluorescência utilizando-se um densitômetro (V.D.S. Image Pro-IPW). Os resultados foram expressos em $\mu\text{g g}^{-1}$ de poliaminas (putrescina, espermidina e espermina) de massa verde.

5.2.2 Atividade da peroxidase

A atividade da peroxidase ($\mu\text{mol de H}_2\text{O}_2$ decomposto. $\text{min}^{-1} \cdot \text{g}^{-1}$ massa fresca) foi determinada pelo método descrito por LIMA et al. (1999).

5.2.2.1 Extração

Amostras de material fresco foram coletadas, pesadas na quantidade de 500 mg e maceradas em 5 mL de tampão fosfato de potássio 0,2 M, pH 6,7 em gelo. Após centrifugação durante 10 minutos a 10.000 x g, a 4° C, 1 mL do sobrenadante foi usado como fonte da enzima em tubos de ensaio, juntamente com 0,5 mL de solução A e 0,5 mL de solução B. Em seguida, os tubos foram colocados em banho-maria a 30 °C durante 5 minutos, e reação foi interrompida pela adição de 2 mL de álcool etílico. Após essa etapa, o extrato foi analisado a leitura da absorbância realizada a 505 nm.

$A = L \cdot VT$
$6,58 \cdot T$

onde:

A = atividade da peroxidase

L = leitura

VT = volume total de reação (2 ml)

T = tempo de reação (5 minutos)

6,58 = absortividade molar do composto colorido

5.2.3 Proteínas Totais

A amostra para determinação do teor de nitrogênio total foi pesada (peso fresco, g) e levada à estufa de circulação forçada de ar, com temperatura de 55° C, até peso constante (peso seco, g). Da amostra seca foi determinado o teor de nitrogênio total pela destruição da matéria orgânica, em balão de micro-kjeldhal e destilação em aparelho de “Kirk”, seguida da determinação volumétrica segundo as normas da A.O.A.C. (1995). O teor de proteínas totais foi determinado pela multiplicação do fator de conversão 5,75%.

6. RESULTADOS E DISCUSSÕES

6.1 Experimento I

6.1.1 Análises Visuais

O resultado da análise de variância na coloração da estrelítzia é apresentado na Tabela 4.

Tabela 4. Análise de variância na coloração de escapos florais de estrelítzia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	0.1666	0.785	n.s
Estrelítzia	3	50.1944	236.400	*
Coleta	3	23.5277	110.808	*
Temperatura x Estrelítzia	3	0.4722	2.224	*
Temperatura x Coleta	3	0.3055	1.439	n.s
Estrelítzia x Coleta	9	3.2592	15.350	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 21,68 %

A escala de notas elaborada para avaliação da coloração da estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton) acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e em temperatura ambiente são apresentadas na Figura 9.

A partir do quarto dia de armazenamento em câmara fria, as sépalas apresentaram descoloração atingindo a nota igual ou inferior a 3. Resultados semelhantes foram observados para pétalas e brácteas a partir do oitavo dia (Figura 9 A).

Escapos florais mantidos em temperatura ambiente apresentaram redução na coloração das sépalas a partir do segundo dia de avaliação. Alterações nas pétalas e brácteas foram constatadas a partir do quarto dia com nota inferior a 3. Na inflorescência, a pétala e a bráctea foram os órgãos que apresentaram menores perdas na coloração em ambos os tratamentos (Figura 9 B).

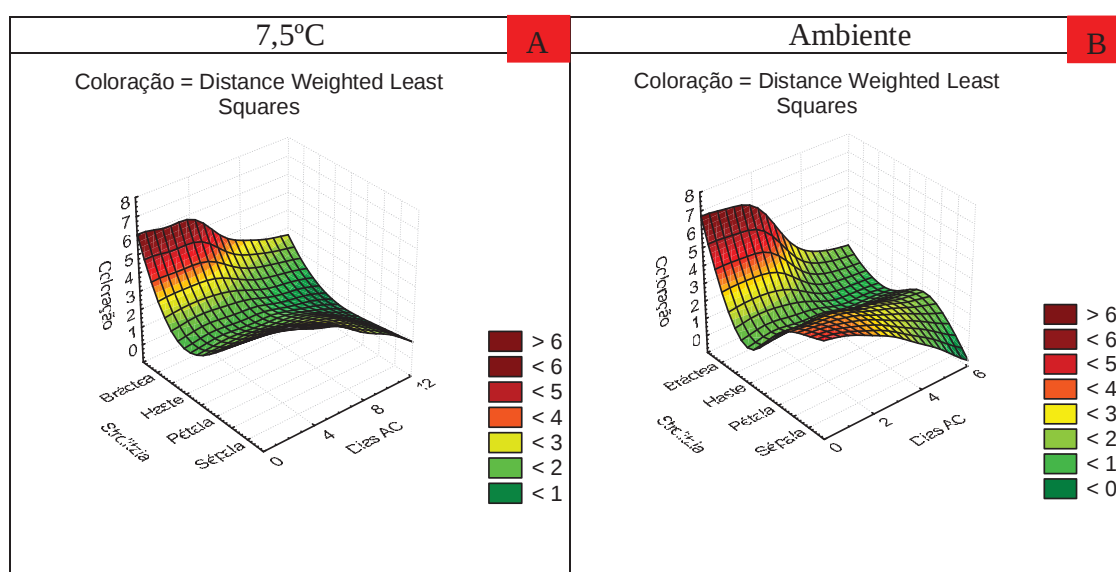


Figura 9. Superfície de resposta para nota de avaliação da coloração em escapos florais de estrelítzia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

As antocianinas são pigmentos que pertencem ao grupo de flavonóides, podendo ser alteradas durante o desenvolvimento e a senescência das plantas (MOALEM-BENO et al., 1997). Temperaturas baixas e/ou altas podem afetar a expressão de genes das antocianinas (DELA et al., 2003), diminuindo assim, a concentração nos tecidos vegetais (ZHONG et al., 1993; CHRISTIE et al., 1994). Através desta afirmação, podemos supor, que de certa forma, a temperatura de 7,5 °C pode ter influenciado significativamente a coloração na estrelítzia, através da degradação dos pigmentos (SHAKED-SACHRAY et al., 2002). REID (2004) afirma que a qualidade das inflorescências de estrelítzia se mantém melhor na faixa de temperatura de armazenamento de 6 °C a 7 °C. Esses resultados são considerados controversos, pois JAROENKIT e PAULL (2003) afirmam que para flores de estrelítzia, a temperatura crítica para o desenvolvimento de injúria pelo frio é entre 10 °C e 13 °C.

Por outro lado, flores de *Phaseolus coccineus* L. cv. Dwarf Bees não exibiram qualidade satisfatória durante duas semanas de armazenamento em nenhuma das temperaturas estudadas (-2,5; 0; 2,5; 5; 10 e 20 °C), exibindo necroses, mofo e colapso dos tecidos (KELLY et al., 2003), mostrando que possivelmente, esses danos independem da temperatura.

Assim, se a temperatura neste trabalho, pode não ter sido a única responsável pelos danos ocasionados, possivelmente esse efeito pode ser atribuído também a baixa absorção de água, pois a perda na qualidade na pós-colheita pode ser resultado de um rápido declínio na absorção após a colheita, associada com um possível bloqueio dos tecidos vasculares das hastes e brácteas senescentes (JAROENKIT e PAULL, 2003). Outros trabalhos também atribuem os danos a falta de água na plantas, induzindo a senescência precoce. Em *Alpinia purpurata* a senescência foi caracterizada pela perda de água, escurecimento das brácteas e curvatura das inflorescências na pós-colheita (MATTIUZ et al., 2003).

Sinais avançados na descoloração, provavelmente, não se devem somente a temperatura de armazenamento, e sim, também a infecções que possam ter ocorrido durante a produção das flores de estrelítzia. Essas infecções ocorrem no campo, se manifestando na pós-colheita através do surgimento de manchas nas inflorescências, causando a senescência precoce (Figura 10).

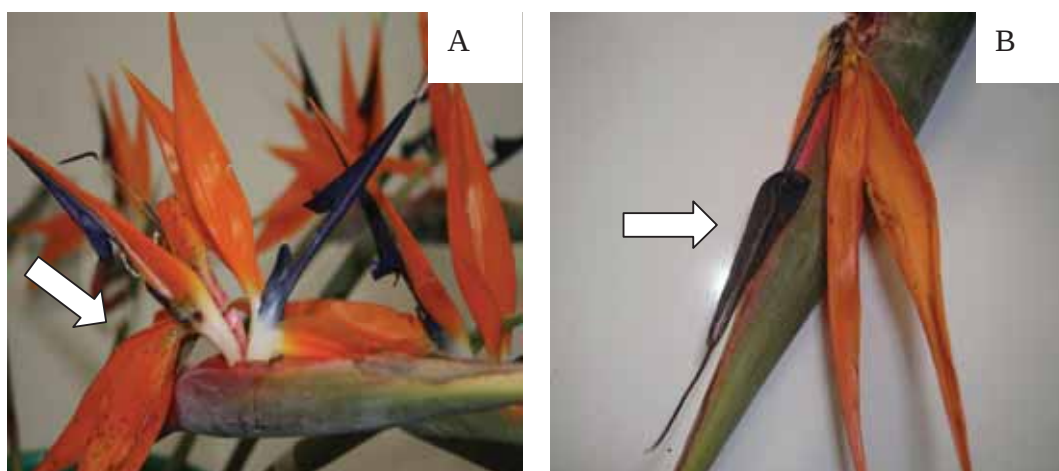


Figura 10. Sintomas de manchas nas inflorescências de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

O resultado da análise de variância no brilho da estrelízia está apresentado na Tabela 5.

Tabela 5. Análise de variância no brilho de escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	0.0104	0.079	n.s
Estrelízia	3	44.6770	339.953	*
Coleta	3	25.7326	195.803	*
Temperatura x Estrelízia	3	0.2881	2.193	*
Temperatura x Coleta	3	0.0104	0.079	n.s
Estrelízia x Coleta	9	3.4733	26.429	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coefficiente de variação = 18,03 %

A escala de notas elaborada para avaliação de brilho é apresentada na Figura 11. Nota-se que a perda de brilho nas sépalas e brácteas se manifestaram no oitavo dia

em escapos florais acondicionados em câmara fria, atingindo nota inferior a 2. A redução de brilho das pétalas ocorreu somente a partir do décimo segundo dia (Figura 11 A). Em temperatura ambiente, sépalas, pétalas e brácteas reduziram-se o brilho a partir do quarto dia com nota inferior a 2 (Figura 11 B).

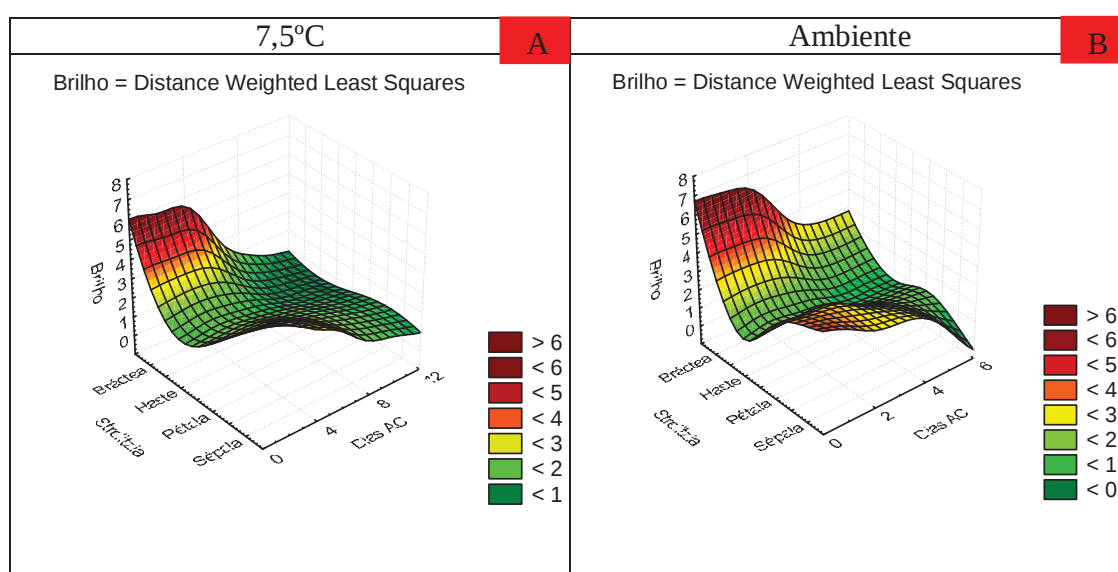


Figura 11. Superfície de resposta para nota de avaliação de brilho em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

Em ambas temperaturas estudadas, notou-se perda de brilho acompanhada pela diminuição de turgência e pelo ressecamento das extremidades das brácteas, caracterizado como sintomas de senescência (Figura 12).

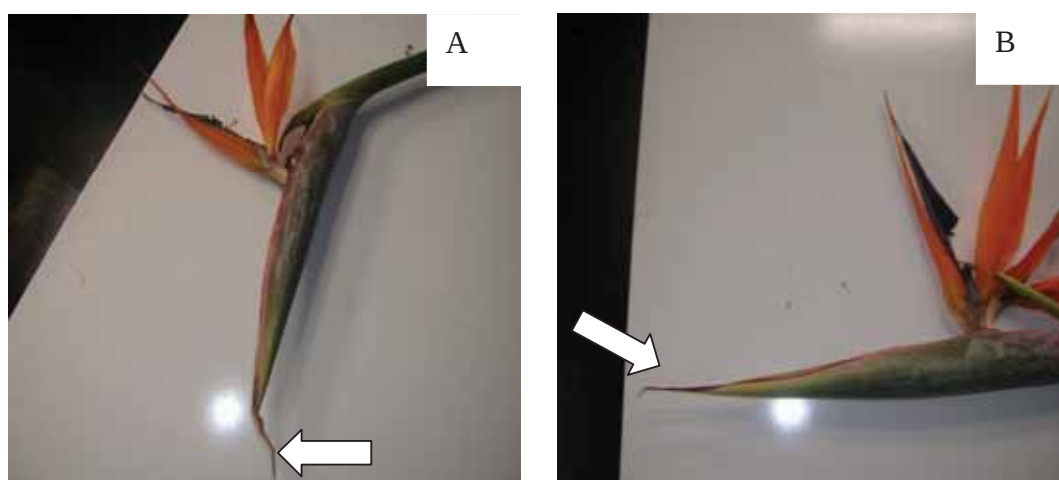


Figura 12. Sintomas de ressecamento nas brácteas em escapos florais de estrelítzia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

Alguns autores também não observaram qualidade satisfatória de flores durante a pós-colheita. Em *Zingiber spectabilis* foi observada, em temperatura ambiente, sintoma de senescência, nas regiões à rachadura, com início da inclinação da base da inflorescência (SANTOS et al., 2008). Sintomas de senescência também foram descritos durante o armazenamento em cultivares de heliconia, caracterizados por perda de brilho e ressecamento, que se estendeu da extremidade à base da bráctea (COSTA, 2009).

O resultado da análise de variância nas manchas da estrelítzia está apresentado na Tabela 6.

Tabela 6. Análise de variância nas manchas de escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	0.1666	0.404	n.s
Estrelízia	3	63.2777	153.549	*
Coleta	3	4.0833	9.909	*
Temperatura x Estrelízia	3	0.1667	0.404	n.s
Temperatura x Coleta	3	0.3055	0.741	n.s
Estrelízia x Coleta	9	8.2314	19.974	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 28,01 %

A Figura 13 representa a escala de notas elaborada para avaliação de manchas. Os sintomas manifestaram-se, inicialmente, nas sépalas, com nota inferior a 3 (Figura 13 A), através do aparecimento de pequenos pontos escuros no quarto dia, que evoluíram ao longo do armazenamento em câmara fria. Pontos escuros também foram observados nas brácteas a partir do oitavo dia (Figura 14). Não foram observadas manchas nas pétalas.

Assim como ocorrido durante a exposição em câmara fria, sépalas e brácteas, em temperatura ambiente, também apresentaram pontos escuros (Figura 15), que aumentou até o sexto dia com nota inferior a 3 (Figura 13 B). Ao contrário das sépalas e brácteas, as pétalas apresentaram manchas caracterizadas por pontos brancos, observados apenas no final do experimento (Figura 16).

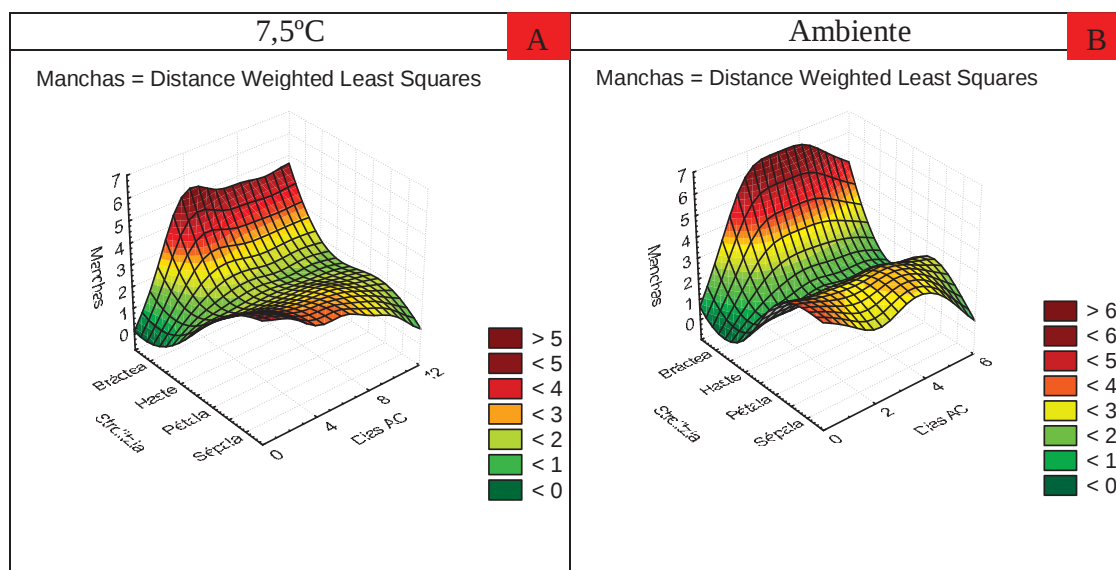


Figura 13. Superfície de resposta para nota de avaliação de manchas em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

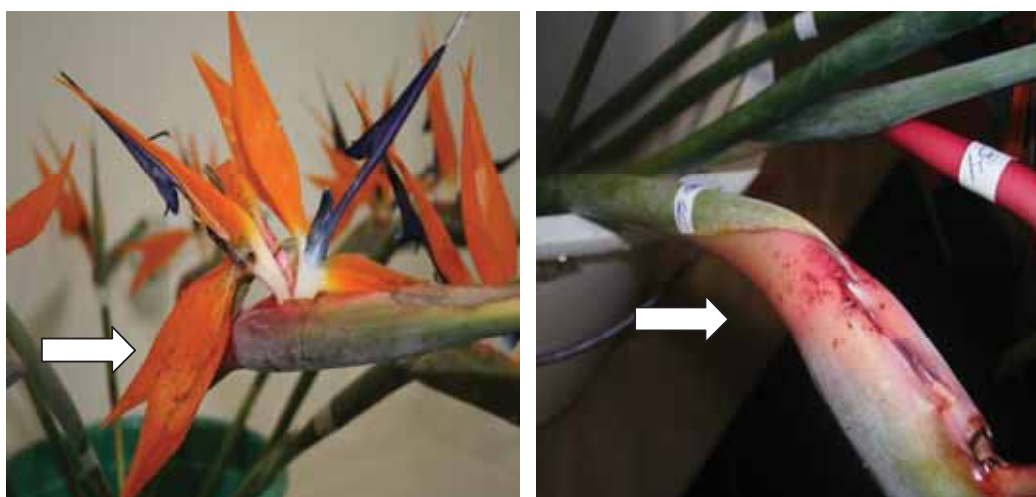


Figura 14. Sintomas de manchas nas sépalas e brácteas em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.



Figura 15. Sintomas de manchas nas sépalas e brácteas em escapos florais de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.



Figura 16. Sintomas de manchas brancas nas pétalas em escapos florais de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.

Esses efeitos observados podem ser atribuídos ao ataque de patógenos, como descrito em diversos trabalhos. De acordo com diversos autores (PITTA, 1990; SEWAKE e UCHIDA, 1995), o fungo *Botrytis* é o principal causador de doenças de flores em cultivo protegido, além de causar sérios prejuízos em flores tropicais e subtropicais plantadas a céu aberto, como a estrelízia. Os sintomas iniciais aparecem como pequenos pontos claros nas pétalas e sépalas, que evoluem para uma mancha de coloração escura, inviabilizando a comercialização do produto. Ainda segundo esses autores, quando os sintomas são observados no campo, é possível fazer uma seleção prévia descartando as inflorescências infectadas; no entanto, na maioria das vezes, os sintomas não estão aparentes no momento da embalagem, mantendo-se quiescentes durante o armazenamento e o transporte, e só manifestando-se, quando as condições ambientais se tornarem favoráveis, principalmente com a elevação da umidade relativa do ar.

As flores de estrelízia necessitam de vários cuidados após a colheita, não apenas para aumentar a sua vida útil, mas também para que as inflorescências abram o maior número de floretes antes de sofrerem desidratação decorrente do estresse hídrico, ainda dentro de suas brácteas.

Os resultados da análise de variância na abertura e queda de floretes de estrelízia (*Strelítzia reginae* Banks ex Aiton) são apresentados na Tabela 7.

Tabela 7. Análise de variância na abertura e queda de floretes de estrelízia.

FV	GL	Quadrados Médios	
		Abertura	Queda
Temperatura	1	0.3750 ^{n.s}	0.374 ^{n.s}
Estrelízia	3	17.0138 ^{n.s}	209.766 ^{n.s}
Coleta	3	1.0416 *	2.371 ^{n.s}
Temperatura x Estrelízia	3	0.1250 ^{n.s}	0.125 ^{n.s}
Temperatura x Coleta	3	0.1527 ^{n.s}	0.374 ^{n.s}
Estrelízia x Coleta	9	0.3472 ^{n.s}	0.790 ^{n.s}

*- significativo a 5% Coeficiente de variação = 13,46 % 13,49%

Os resultados na Tabela 8 mostraram 1,16 floretes abertos no final do experimento por escape floral, apresentando média geral de 0,78 floretes. Nota-se aumento do número com o tempo do experimento. Entretanto, não foi observado o estágio de abertura desejável, ou seja, quando a segunda flor abrisse, a primeira flor deveria estar como ótimo aspecto (CAMPANHA, 1997). Estes resultados confirmam os dados relatados por MACNISH et al. (2009), onde o maior problema na pós-colheita de estrelízia é a abertura incompleta das inflorescências e o surgimento de manchas (PITTA, 1990; SEWAKE e UCHIDA, 1995). Não foram observados diferenças significativas na queda de floretes.

Tabela 8. Médias na coleta da estrelízia em relação ao número e quedas de floretes. Botucatu - SP, 2009.

	Numero de floretes abertos	Queda de floretes
1	0,50 a	2,0 a
2	0,66 a	1,6 a
3	0,83 ab	1,6 a
4	1,16 b	1,6 a
Média Geral	0,78*	1,7

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5% de probabilidade.

Os resultados da análise de variância na longevidade da estrelízia é apresentado na Tabela 9. Os resultados mostram que não ocorreu diferenças significativas apenas na temperatura.

Tabela 9. Análise de variância na longevidade da estrelítzia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	0.6666	2.086	n.s
Estrelítzia	3	77.1527	241.378	*
Coleta	3	2.9305	9.168	*
Temperatura x Estrelítzia	3	0.5555	1.738	*
Temperatura x Coleta	3	0.3333	1.043	*
Estrelítzia x Coleta	9	0.7824	2.448	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 21,37 %

A vida útil de estrelítzia varia de 6 a 16 dias. Essa diferença reflete em parte as condições de crescimento, maturidade na colheita, diferentes condições de armazenamento e condições de transporte (BAYOGAN et al., 2008).

Neste estudo, a longevidade das inflorescências foi comprometida, devido a diversos fatores, entre eles, o surgimento de manchas nas sépalas e brácteas na pós-colheita, que de um modo geral, afetaram a vida útil das plantas.

A partir do quarto dia de armazenamento em câmara fria, foram observados além de manchas, sintomas de amarelecimento e murchamento das sépalas, que possibilitaram apenas 4 dias de vida útil, tornando-se inviável a comercialização das inflorescências. As brácteas apresentaram a média de 3,75 na escala de notas durante todo experimento. A pétala foi o órgão que se manteve com bom aspecto visual até o oitavo dia, atingindo a nota 4 (Figura 17 A). Em temperatura ambiente, a partir do segundo dia, as sépalas e brácteas apresentaram a nota igual ou inferior a 4, atingindo a nota 2,6 e 3 no sexto dia respectivamente. As pétalas se mantiveram com média 4 na nota até a última avaliação (Figura 17 B). Sendo assim, os escapos mantidos em temperatura ambiente, mostraram apenas 2 dias de vida útil.

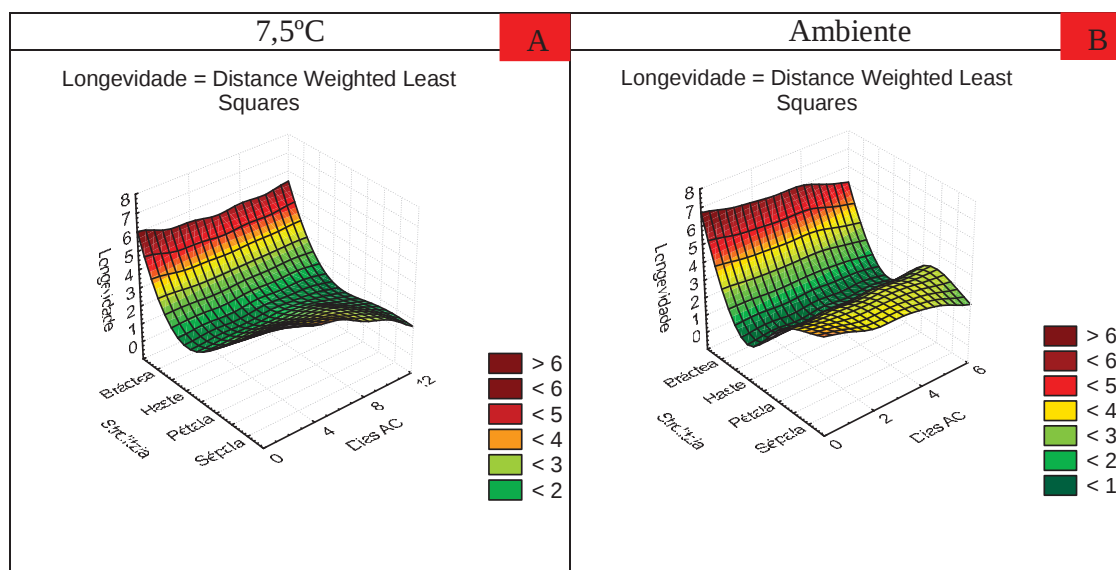


Figura 17. Superfície de resposta para nota de avaliação da longevidade em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

É importante salientar, que levou-se em consideração o número de floretes abertos durante o experimento, que através dos resultados, apresentaram um número muito reduzido, além do surgimento de manchas e perdas na coloração e no brilho das inflorescências. Portanto, se levarmos em conta a necessidade do descarte dos floretes de estrelízia de baixa qualidade, acaba-se se tornando inviável para a comercialização, já que as brácteas apresentaram manchas e perdas de brilho muito precocemente.

6.1.2 Análises Bioquímicas

6.1.2.1 Poliaminas livres

Na análise de putrescina, verifica-se que ocorreu significância entre temperatura, estrelízia, coleta e na interação (Tabela 10).

Tabela 10. Análise de variância de putrescina em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	119.95	7.35	*
Estrelízia	3	996.77	61.08	*
Coleta	3	352.77	21.61	*
Temperatura x Estrelízia	3	636.82	39.02	*
Temperatura x Coleta	3	389.92	23.89	*
Temperatura x Estrelízia x Coleta	9	90.51	5.54	*

*- significativo a 5%

Coeficiente de variação = 12,49 %

A Figura 18 apresenta a superfície construída para os teores de putrescina em escapos florais de estrelízia acondicionados em câmara fria a 7,5 °C e em temperatura ambiente. Observa-se que ocorreu oscilação durante o período de armazenamento em câmara fria nos teores de putrescina na planta (Figura 18 A). No decorrer do experimento, as pétalas apresentaram decréscimos nos teores de putrescina, exceto aos doze dias. A sépala foi o órgão da planta que apresentou o menor teor de putrescina em todo o período de acondicionamento. Os maiores valores dessa diamina foram observados nas brácteas aos quatro dias. Os teores de putrescina na haste diminuíram ao longo do armazenamento em câmara fria.

Em relação aos escapos florais em temperatura ambiente, nota-se que as plantas apresentaram teores de putrescina acima de 24 $\mu\text{g g}^{-1}$ e abaixo de 35 $\mu\text{g g}^{-1}$ durante o período experimental (Figura 18 B). A bráctea, seguida da pétala, foram os órgãos que apresentaram os maiores teores de putrescina e a haste, os menores. Com exceção das sépalas, há uma nítida tendência de menores teores de putrescina em temperatura ambiente.

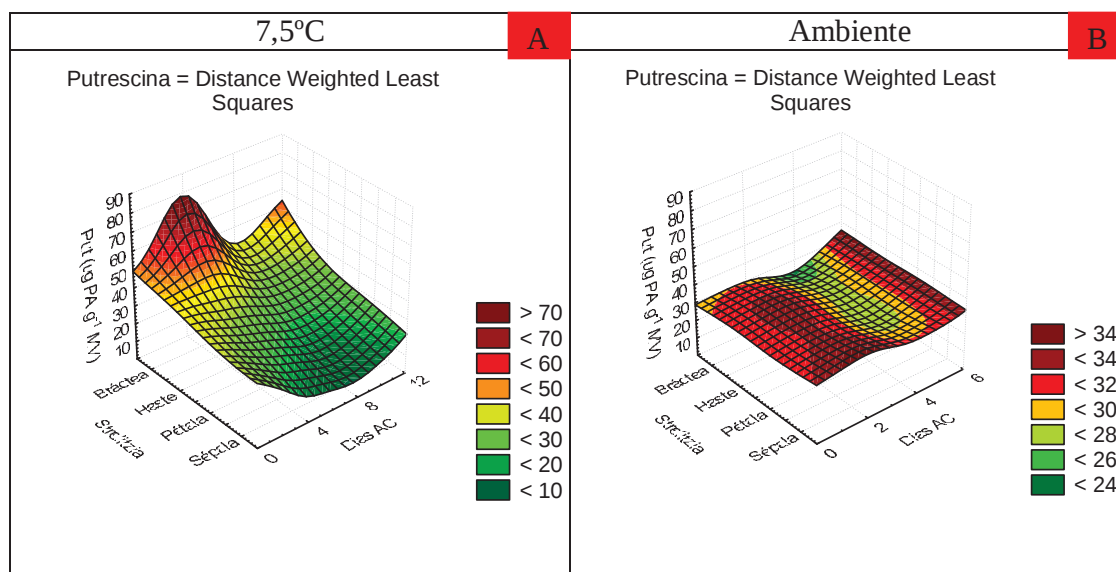


Figura 18. Superfície de resposta para o teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

Na Tabela 11 esta apresentada a análise de variância dos teores de espermidina. Pode-se notar que não ocorreram variações significativas para as interações entre temperatura e estrelízia e temperatura e coleta.

Tabela 11. Análise de variância de espermidina em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	2867.81	15.72	*
Estrelízia	3	1624.55	8.90	*
Coleta	3	1982.99	10.87	*
Temperatura x Estrelízia	3	212.82	1.16	n.s
Temperatura x Coleta	3	66.92	0.36	n.s
Temperatura x Estrelízia x Coleta	9	182.51	2.93	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 26,29 %

Na Figura 19, nota-se menores teores de espermidina em escapos florais de estrelízia acondicionadas a 7,5 °C em relação a temperatura ambiente.

Os teores de espermidina também oscilaram ao longo do armazenamento em câmara fria, exceto para as brácteas que apresentaram decréscimos nos teores de espermidina até a última coleta. As brácteas apresentaram teores acima de 60 $\mu\text{g g}^{-1}$ no período zero e abaixo de 40 $\mu\text{g g}^{-1}$ no período doze, enquanto as pétalas mostraram os menores teores durante o armazenamento em câmara fria no período quatro (Figura 19 A).

Escapos florais mantidos durante os seis dias em temperatura ambiente apresentaram teores de espermidina acima de 80 $\mu\text{g g}^{-1}$ e abaixo de 40 $\mu\text{g g}^{-1}$, sendo observado com maior frequência valores acima de 60 $\mu\text{g g}^{-1}$, na faixa amarela de maior intensidade. O maior e o menor teor de espermidina foram observados na bráctea e na pétala, respectivamente. Em geral, os teores de espermidina foram maiores nos órgãos da estrelízia em temperatura ambiente (Figura 19 B).

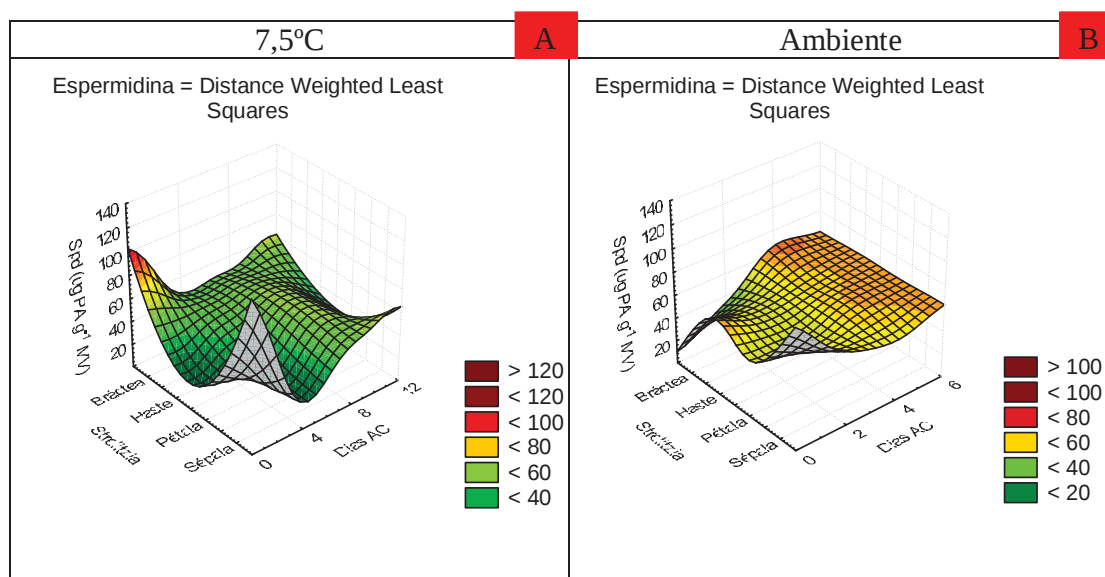


Figura 19. Superfície de resposta para o teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

Na análise de espermina, verifica-se que ocorreu significância a 1% e a 5%, com exceção da temperatura (Tabela 12).

Tabela 12. Análise de variância de espermina em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	55.35	0.35	n.s
Estrelízia	3	564.71	3.59	**
Coleta	3	4767.08	30.33	*
Temperatura x Estrelízia	3	5134.29	32.66	*
Temperatura x Coleta	3	4904.25	31.20	*
Temperatura x Estrelízia x Coleta	9	908.51	5.77	*

*- significativo a 5%, **- significativo a 1%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 15,17 %

Os gráficos de superfície mostram a variação no teor de espermina nos escapos florais de estrelízia (Figura 20). Entre as PAs estudadas, a espermina foi a que apresentou os maiores teores em ambos os tratamentos.

Neste estudo, pode-se observar que a faixa em vermelho de maior intensidade encontra-se os maiores teores de espermina. No período quatro, com exceção das sépalas, foram observados os maiores teores de espermina para os escapos florais acondicionados a 7,5 °C. A pétala foi o órgão que apresentou menor teor de espermina no período doze (Figura 20 A).

Os escapos em temperatura ambiente apresentaram os maiores teores de espermina nas pétalas e brácteas e os menores teores nas sépalas ao término do experimento (Figura 20 B). De uma maneira geral, em ambos os tratamentos, a pétala, a haste e a bráctea foram os órgãos que apresentaram os maiores teores. Também se notou, nos dois tratamentos, que o teor de espermina diminuiu com o aumento da idade da haste.

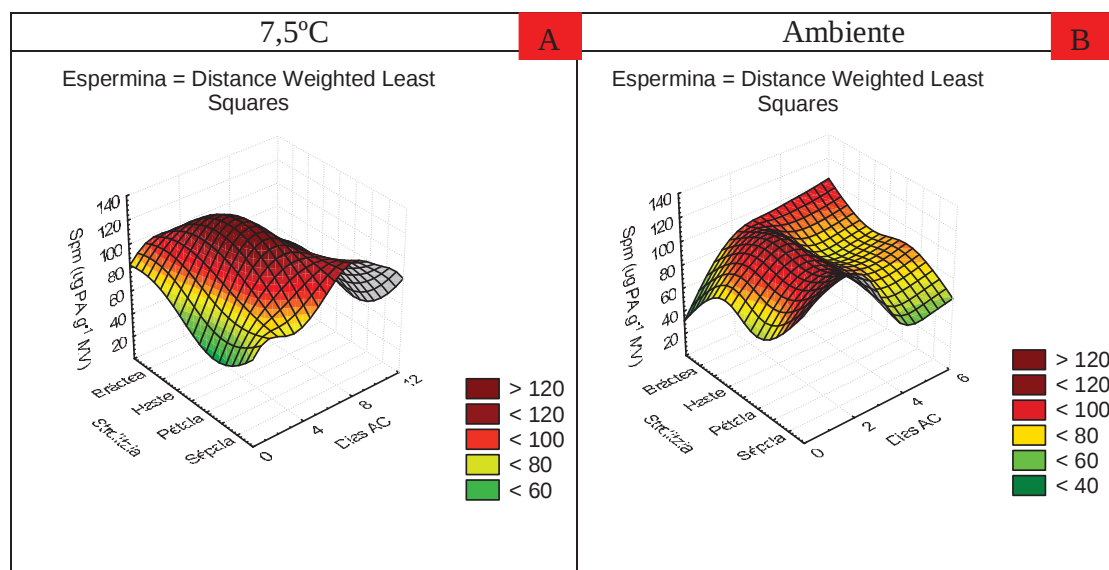


Figura 20. Superfície de resposta para o teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias (A) e em temperatura ambiente por um período de seis dias (B). Botucatu - SP, 2009.

A diamina putrescina e as poliaminas espermidina e espermina são de ocorrência comum nas plantas superiores. Na literatura, sabe-se que durante a senescência ocorre aumentos na atividade da ACC sintase (1-aminociclopropano sintase) e ACC oxidase, as quais convertem SAM (S-adenosilmetionina) em ACC e etileno, respectivamente. Entretanto, SAM também é precursor da síntese de espermina e espermidina, através da SAM descarboxilase, as quais são relacionadas com a juvenilidade ou capacidade de crescimento dos tecidos (TIBURCIO et al., 1997).

Em flores que apresentam produção climatérica de etileno, o conteúdo e atividade da sintase do ACC e da oxidase do ACC são aumentadas durante a senescência das pétalas, promovendo acentuada síntese de etileno, o chamado etileno autocatalítico (VAN ALTVORST e BOVY, 1995). Em flores insensíveis como *Iris*, *Sandersonia*, *Gladiolus*, *Rosas* e *Estrelízia* a senescência não é estimulada pela presença do próprio etileno (NOWAK e RUDNICKI, 1990; WOLTERING e VAN DOORN, 1988; CELIKEL e VAN DOORN, 1995; SEREK e REID 2000; VAN DOORN, 2002). EASON e DE VRÉ (2010) observando relações

entre etileno e senescência, verificaram que a perda de pigmentos e murchamento em *Sandersonia aurantiaca*, flor insensível, foi devida a mudanças na tradução e transcrição de ácidos nucleicos, sem qualquer indução de etileno (EASON e DE VRÉ, 2010).

Neste trabalho, as variações de putrescina ocorreram em dependência da temperatura, porém as maiores diferenças ocorrem entre os órgãos analisados, isto é, nota-se uma dependência do órgão, com a idade e temperatura. Assim, pode-se afirmar que com o aumento da idade do órgão da planta, diminuiu o teor de putrescina na estrelízia. Isso ficou mais evidenciado na haste quando acondicionados em câmara fria, provavelmente pela oxidação desta amina (BOUCHEREAU et al., 1999). Entretanto, o que se observou neste trabalho, que no período 12 ocorreu acréscimo no teor de putrescina nas pétalas, provavelmente devido à fase senescente das células, já que nesta época, geralmente ocorre diminuição nos teores de espermidina e espermina e algumas vezes acúmulo de putrescina (BOUCHEREAU et al., 1999; CAPELL et al., 2004), pela diminuição de substrato (S-adenosilmetionina) para a formação das tri e tetraminas (GALSTON e KAUR-SAWNHEY, 1987).

Alguns trabalhos sugerem que os teores de diamina não sofrem alterações com tratamentos de temperatura baixa, como os estudos de GROPPA e BENAVIDES (2008), que reportaram que o conteúdo de putrescina não sofre significativa alteração em cultivares de pepino em baixas temperaturas. Em tangor “Murcott” também não foram observadas mudanças nos teores de putrescina durante armazenamento a 1 °C (EDAGI et al., 2010). Entretanto, esses resultados não são comparáveis com os dados relatados por RODRIGUEZ et al. (2001), que observaram aumento nos teores de putrescina em berinjela durante o armazenamento a 3 °C. Já em crisântemo Faroe, foram observados menores teores de putrescina durante a exposição em câmara fria e em temperatura ambiente (VIEIRA et al., 2010).

Em relação aos teores de espermidina analisados em estrelízia, pode-se notar uma tendência de diminuição ao longo do armazenamento na bráctea. De fato isso é coerente com os relatos da literatura, pois com a senescência ocorre diminuição dos teores de PAs e muitos autores atribuem este efeito a competição com etileno (BOUCHEREAN et al., 1999), porém, como essa flor é insensível ao etileno, a degradação oxidativa das poliaminas,

através da ação de enzimas oxidases, seria o fator mais importante para a diminuição dos teores das poliaminas (SMITH, 1985b).

Em contraste a essa resposta, os teores de espermidina não se alteraram em berinjela, mantendo-se praticamente constante ao longo do armazenamento a 3 °C (RODRIGUEZ et al., 2001). Em frutos de tangor “Murcott”, EDAGI et al. (2010) observaram momentos distintos nos teores de espermidina ao longo do armazenamento a 1 °C, fato esse ocasionado pelo frio.

Essa tendência na diminuição nos teores de espermidina não ocorreu para os escapos florais em temperatura ambiente. Tal efeito também foi observado por SANTOS (2007) em *Zingiber spectabile*, o qual não verificou diminuição nos teores de espermidina.

Em relação à espermina, grandes variações foram observadas ao longo do experimento, em ambos os tratamentos, sendo que, de maneira geral, ocorreu tendência de maior teor de espermina para estrelízia. Neste estudo, observou-se que o teor de espermina diminuiu com o aumento da idade da haste. Esses resultados podem ser atribuídos a oxidases que induzem a degradação de poliaminas gerando subprodutos, como peróxidos (BOUCHEREAU et al., 1999). Em conformidade com outros estudos realizados anteriormente, pode-ser notada a mesma tendência para os teores de espermina (MIRDEHGHAN et al., 2007; VIEIRA et al., 2010). Entretanto, na pós-colheita de algumas espécies foram relatados maiores teores de putrescina (RODRIGUEZ et al., 2001; SERRANO et al., 2001; MORA et al., 2005; SANTOS (2007).

De acordo com CHATTOPADHAYAY et al. (2002), os teores de PAs podem variar de acordo com as espécies estudadas e diferentes condições ambientais.

6.1.2.2 Atividade da Peroxidase

Na Tabela 13 estão os resultados da análise de variância na atividade da peroxidase em escapos florais de estrelízia (*Strelítzia reginae* Banks ex Aiton).

Tabela 13. Análise de variância da peroxidase em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	0.000	0.01	n.s
Estrelízia	3	0.005	0.28	n.s
Coleta	3	0.013	0.65	n.s
Temperatura x Estrelízia	3	0.013	0.65	n.s
Temperatura x Época	3	0.009	0.47	n.s
Temperatura x Estrelízia x Época	9	0.014	0.73	n.s

n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 35,10 %

Este experimento indica que o armazenamento refrigerado úmido a 7,5 °C pode ter provocado alterações no metabolismo de escapos florais de estrelízia, cujo sintoma visual foi o aparecimento de manchas e perda de cor nos órgãos da planta. As peroxidases, juntamente com as polifenoloxidasas, lideram a degradação oxidativa de compostos fenólicos próximo ao local da descompartimentalização celular provocada por patógenos. Um dos resultados mais estudados deste fenômeno é o aparecimento de substâncias escuras provenientes da polimerização oxidativa das quinonas (MACHEIX et al., 1986; BINDSCHIEDLER et al., 2002). Há evidências também, que a peroxidase pode estar envolvida no processo de senescência (KAO, 2003; CAMPOS et al., 2004), principalmente, por estar envolvida na degradação de peróxidos gerados durante processos bioquímicos, como a degradação das poliaminas, observados neste trabalho. Além disso, apesar dos sintomas descritos, não ocorreu diferença significativa na atividade da peroxidase. Na bráctea, notou-se diminuição na atividade da enzima no 12º dia e na pétala, houve maior atividade no 4º dia, mantendo-se praticamente constante após esse período. Nota-se ainda que, a atividade foi intensificada pelo uso da câmara fria para a sépala e haste no 12º dia (Figura 21).

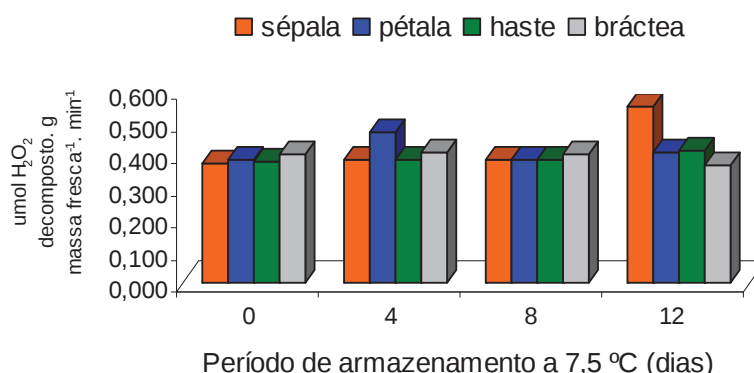


Figura 21. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em escapos florais de estrelízia acondicionados em câmara fria por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.

Este comportamento observado na bráctea e na pétala da estrelízia pode ser explicado pela resposta da defesa ao estresse causado pela temperatura ao longo do armazenamento, uma vez que baixas temperaturas induzem estresse oxidativo dos tecidos (PURVIS e SHEWFELT, 1993), estimulando o desenvolvimento e o escurecimento dos tecidos (RIBEIRO et al., 2005), como observado neste trabalho com o aparecimento de manchas ao longo do armazenamento. Em batata-baroa, MENOLLI et al. (2008) relataram escurecimento dos tecidos com aumento da enzima peroxidase até o 7º dia de armazenamento a 5 °C, mantendo-se constante após esse período.

O aumento na atividade da peroxidase observado na sépala no 12º dia pode ser em consequência da senescência, em decorrência da desintegração das membranas das organelas e na formação de radicais como o peróxido a partir de NADH e O_2 (SILVA, 2000), podendo ocorrer aumento ou não na atividade (SIEGEL, 1993; COSTA et al., 2005). Em pétalas de gladiolo, HOSSAIN et al. (2006) relatam que aumento dos níveis de peróxidos poderia ser uma regulação programada da atividade de enzimas peroxidases, o qual parece ser um pré-requisito para o início da senescência.

Além disso, a resposta da atividade da peroxidase nas sépalas no 12º dia sob condição refrigerada poderia ser resultante da degradação das PAs por oxidases, gerando peróxidos, os quais seriam metabolizados pelas peroxidases, induzindo aumento na atividade da enzima (BOUCHEREAU et al., 1999; CONA et al., 2006).

Os resultados mostraram que as estrelíztias mantidas em temperatura ambiente apresentaram alterações na atividade da peroxidase, porém não significativas (Figura 22).

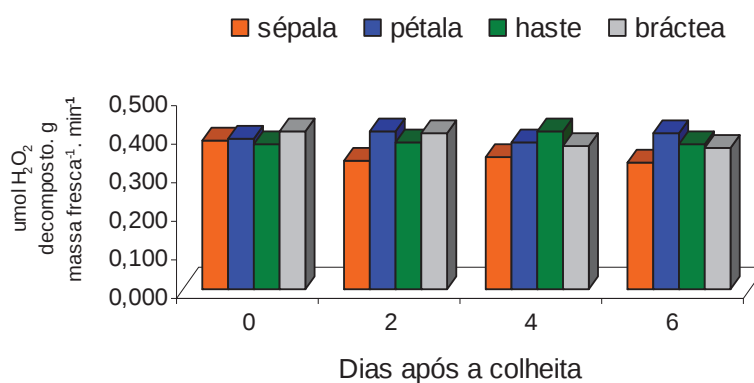


Figura 22. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em escapos florais de estrelíztia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.

Houve uma tendência das sépalas e brácteas mostrarem diminuição na atividade da peroxidase, gradativamente, durante os seis dias em ambiente, enquanto que as hastes apresentaram um acréscimo na atividade da enzima a partir do quarto dia com subsequente declínio ao sexto dia. Esses resultados mostram que atividade da peroxidase esta envolvida na senescência devido seu envolvimento no controle da parede celular, primeiramente por gerar ERO, como possível moléculas sinalizadoras e também por ligações cruzadas dos componentes na parede celular secundária (PASSARDI et al., 2004). De acordo com KAUR-SAWHNEY (1980) e LIMA (2000), a peroxidase aparece em baixas concentrações em tecidos

verdes e altas concentrações em tecidos maduros. Porém, neste trabalho, há uma tendência de diminuição na peroxidase nos órgãos da estrelízia, com exceção da pétala aos seis dias. BARTOLI et al. (1997) observaram também aumento da atividade da peroxidase em pétalas *Chrysanthemum morifolium* Ram durante a senescência e relacionaram com a defesa contra moléculas oxidantes que promovem danos nas membranas. Por outro lado, não foi observado uma tendência padrão para atividade da peroxidase em flores de *Heliconia Bilhai* e crisântemo Faroe (COSTA, 2009; VIEIRA et al., 2010).

6.1.2.3 Proteínas Totais

Na Tabela 14 estão os resultados da análise de variância nos teores de proteínas totais em escapos florais de estrelízia (*Strelítzia reginae* Banks ex Aiton).

Tabela 14. Análise de variância dos teores de proteínas totais em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Tratamento	1	0.0000	0.12	n.s
Estrelízia	3	0.0009	1.63	n.s
Coleta	3	0.0002	0.48	n.s
Tratamento x Estrelízia	3	0.0000	0.03	n.s
Tratamento x Coleta	3	0.0008	1.45	n.s
Tratamento x Estrelízia x Coleta	9	0.0004	0.75	n.s

n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 3,28 %

Durante todo o experimento não foram observadas variações significativas em relação a essa característica. Ao se observar o teor de proteína total na sépala e na pétala, nota-se que houve tendência de aumento aos quatro dias de armazenamento em câmara fria, decrescendo nos demais períodos com exceção da pétala aos 12 dias. Em todas as épocas ocorreram variação no teor de proteínas na haste, ou seja, não foi observada uma

tendência padrão neste órgão. Na bráctea o teor de proteínas manteve-se praticamente constante ao longo de armazenamento (Figura 23).

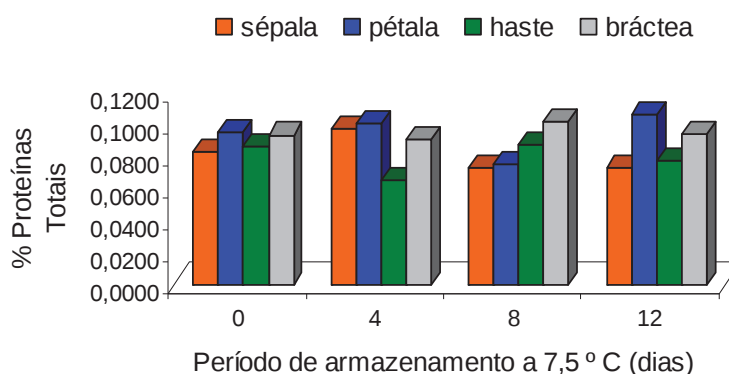


Figura 23. Proteínas totais em escapos florais de estrelízia acondicionadas em câmara fria a 7,5 °C e UR de 90% por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2009.

O decréscimo constante nos teores de proteínas nas sépalas durante o armazenamento em câmara fria indica que, na senescência, provavelmente, houve inibição da síntese protéica e/ou aumento da degradação de proteínas pelas proteases (GUERREIRO et al., 1998; GIETL e SCHMID, 2001). Esse resultado confirma os dados de SOOD et al. (2006), que notaram que o teor de proteínas em rosas foi maior em plantas jovens. Em pétalas de *Sandersonia* (EASON et al., 2002) e de *Dendrobium* cv. Khao Sanan (LERSLERWONG et al., 2009) também observaram diminuição no teor de proteína durante a senescência. De acordo com WOODSON e HANDA (1987), o conhecimento da síntese e da natureza das modificações que as proteínas regulam, possui implicações importantes no sucesso da manipulação da longevidade das flores (WOODSON e HANDA, 1987). Na pétala da estrelízia, este aumento pode ser considerado uma adaptação para a sobrevivência em estresse por baixa temperatura. Esta pode ser uma hipótese para o acúmulo de proteínas na pétala aos

12 dias, isto é, uma adaptação ao estresse, garantindo a longevidade deste órgão, já que, visualmente, injúrias causadas pelo estresse por frio não foram observadas.

Resultados similares podem ser descritos para os escapos florais em temperatura ambiente, isto é, não houve efeito significativo na influência da temperatura no teor de proteínas totais, somente diminuição com o aumento da senescência na sépala e pétala e uma variação no aumento apenas no ultimo dia de observação nestes órgãos. Na bráctea foi observada variação e na haste o teor de proteínas totais manteve-se praticamente constante durante os seis dias em temperatura ambiente (Figura 24).

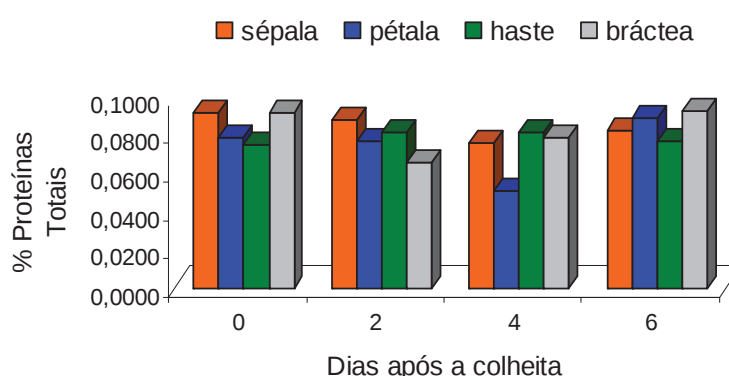


Figura 24. Proteínas totais em escapos florais de estrelítzia mantidos em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2009.

A diminuição no teor de proteínas totais na sépala e pétala pode ser atribuída ao processo de respiração das plantas, incrementado durante a senescência. Esta resposta também foi observada na pós-colheita de flores de crisântemo Faroe em temperatura ambiente (VIEIRA et al., 2010). Esse resultado confirma que a diminuição no teor de proteínas pode ser atribuída a senescência das organelas e degradação das macromoléculas (HÖRTENSTEINER et al., 2006). De acordo com FERGUSON et al. (1990), temperaturas elevadas podem direta ou indiretamente injuriar proteínas vegetais, pela inativação de enzimas, por alterações na conformação de peptídeos ou por desestruturação de complexos em membrana.

6.2 Experimento II

6.2.1 Análises Visuais

Os resultados da análise de variância na coloração da estrelítzia (*Strelitzia reginae* Banks ex Aiton) são apresentados na Tabela 15.

Tabela 15. Análise de variância na coloração de escapos florais de estrelítzia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	4.1343	11.478	*
Solução	3	3.1437	8.728	*
Estrelítzia	3	171.5111	476.176	n.s
Coleta	3	0.8444	2.34	n.s
Solução x Estrelítzia	9	0.6733	1.80	*
Solução x Coleta	9	0.4326	1.20	*
Estrelítzia x Coleta	9	0.2666	0.74	n.s
Solução x Estrelítzia x Coleta	27	0.9523	2.64	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 22,86

Ao analisar a coloração, observa-se que ocorreram algumas diferenças significativas na comparação das médias. Os resultados indicam melhor coloração na temperatura de 10,5 °C e na solução contendo cloro (Tabela 16 e 17).

Tabela 16. Médias entre temperaturas em relação a coloração da estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Temperatura	10,5 °C	Ambiente
Média geral	2,59a	2,27b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 17. Médias entre soluções de fortalecimento em relação a coloração da estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Solução	Média geral
Água (rede pública)	2,53b
100 mg L ⁻¹ cloro	2,83a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,56ba
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,20c

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 18 observa-se, no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC), as menores notas na coloração. Este tratamento apresentou as menores notas a partir da segunda coleta. Não foram observados diferenças na primeira coleta. As maiores notas na avaliação ocorreram no tratamento com cloro.

Tabela 18. Médias entre a interação solução e coleta na estrelízia em relação a coloração. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	2,45a	2,75a	2,41ab	2,50ab
100 mg L ⁻¹ cloro	3,00a	2,91a	2,75a	2,66a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,75a	2,50ab	2,50ab	2,50ab
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,66a	2,08b	2,08b	2,00b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

O tratamento na solução de 100 mg L⁻¹ cloro demonstrou, estatisticamente (Tabela 19), a melhor manutenção da coloração na sépala observados ao longo do armazenamento em câmara fria, apresentando murchamento e escurecimento após oito dias (Figura 25).

Tabela 19. Médias entre a interação solução e estrelízia em relação a coloração. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Brácteas
Tratamentos (10,5 °C)			
Água (rede pública)	3,07b	3,33ba	3,41ba
100 mg L ⁻¹ cloro	3,83a	3,75a	3,69a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	3,00b	3,66ba	3,58ba
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,64b	3,08b	3,00b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

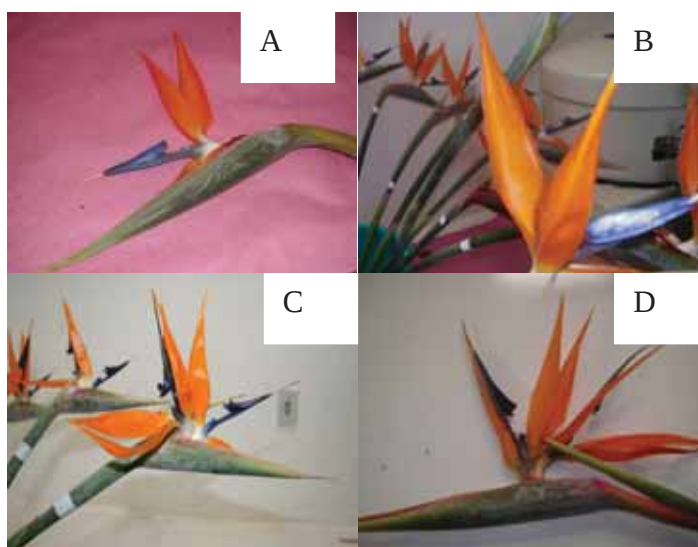


Figura 25. Inflorescências de estrelízia submetidas à solução de fortalecimento com 100 mg L⁻¹ cloro por 48 horas: 0 dias (A), 4 dias (B), 8 dias (C) e 12 dias (D) de armazenamento a 10,5 °C. Botucatu - SP, 2010.

Acredita-se que este resultado se deve principalmente ao efeito deste germicida, combatendo bactérias e outros microrganismos nocivos às flores cortadas, além do favorecimento do balanço hídrico (ARORA e SINGH, 2002). Resultados semelhantes foram observados em gérberas *jamesonii* Bolus, onde tratamentos contendo cloro mantiveram a boa qualidade das flores por um período maior quando comparado as soluções de ácido cítrico e de água destilada, entretanto, altas concentrações dessa substância levaram ao escurecimento da base das hastes (DURIGAN, 2009). Segundo DYCHDALA (1983), o modo de ação do cloro não é específico e envolve a oxidação dos componentes celulares dos agentes microbianos, incluindo proteínas das membranas celulares e protoplasmáticas.

Neste experimento observa-se que os escapos florais colocados na solução de 8-(HQC) 500 mg L⁻¹ apresentaram as menores médias na nota da coloração. Apesar de não haver diferenças estatisticamente significantes, com exceção ao tratamento com cloro, a maior concentração do citrato de 8-hidroxiquinolina, de uma maneira geral, pode ter afetado a aparência das inflorescências de estrelíztias pela acidificação da solução, o que reduz sua utilização na prática (HALEVY e MAYAK, 1981; SHIVA e BHATTACHARJEE, 2003). KADER e ROGERS (1986) relataram que flores de gérberas mantidas em soluções contendo 100 e 200 mg L⁻¹ 8-(HQC) mantiveram a qualidade um pouco maior (1%) do que as mantidas em 8-(HQC) a 400 mg L⁻¹. Altas concentrações de 8-(HQC) também foram citadas como causadoras do escurecimento da base das hastes de rosas (GILMAN e STEPONKUS, 1972), danos nas folhas de crisântemos (KOFRANEK e HALEVY, 1972) e perdas na aparência em flores de gérberas (DURIGAN, 2009). Entretanto, HASSAN e SCHMIDT (2005) afirmam que o efeito do citrato de 8-hidroxiquinolina depende da forma de aplicação e da espécie. Este autores concluíram que para cravos e rosas, o melhor tratamento para manter a boa qualidade é com 8-hidroxiquinolina a 400 mg L⁻¹, adicionado de 50 g L⁻¹ de sacarose, enquanto para crisântemos e solidagos (tango) também com 8-hidroxiquinolina a 400 mg L⁻¹, porém sem adição da sacarose.

Resultados semelhantes obtidos para as sépalas em relação da maior concentração de 8-(HQC), podem ser notados nas pétalas, porém mostra diferença significativa apenas da solução de cloro. Este resultado também é verificado para as brácteas. Assim, essa substância foi menos eficaz em manter a coloração se comparada a solução com cloro. KUMAR et al. (1999) relatam que o composto com ação microbiana, a 8-

hidroxiquinolina pura ou citrato 8-(HQC) nas concentrações de 200 mg L⁻¹ têm sido amplamente utilizados por causa de sua eficiência. Este comportamento também foram observados na qualidade de rosas com o uso de 250 mg L⁻¹ de 8-(HQC) (JONES e HILL, 1993), como possível inibidor do desenvolvimento de microrganismos associados à senescência das flores cortadas (SPRICIGO et al., 2010).

A perda da coloração característica é um sintoma comum em muitas flores senescentes. Os carotenóides e as antocianinas, as duas maiores classes de pigmentos responsáveis pelas cores em flores, mudam significativamente durante o desenvolvimento e a senescência das plantas (MOALEM-BENO et al., 1997).

O resultado das médias na coloração em temperatura ambiente é apresentado na Tabela 20.

Tabela 20. Médias na estrelízia em relação a coloração em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.

Variável Estrelízia	Sépalas	Coloração Pétalas	Brácteas
Dias após a colheita			
0	3,8a	4,0a	3,9a
2	3,3ab	3,7ab	3,6a
4	2,4b	2,9b	3,4a
6	1,2c	1,3c	3,3a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Declínio na coloração foi observado durante o período de avaliação, apresentando valores de 3,8 e 4,0 no início do experimento em relação para as notas verificadas no final do período, respectivamente para as sépalas e pétalas. Nas brácteas não foram observadas diferenças significativas. As mudanças na coloração nas sépalas e pétalas de estrelízia ocorridas desde o dia da colheita até os seis dias de armazenamento em condições de ambiente podem estar associadas às variações nos teores de água presentes nos tecidos e/ou degradação de antocianinas, que fazem parte do metabolismo secundário das plantas. As antocianinas são compostos derivados de glicosídeos, solúveis, que se acumulam nos vacúolos

das células de brácteas e pétalas através do transporte realizado pela enzima Glutathione-S-Transferase (GST) e transportadores. São grupos responsáveis pela coloração vermelha, azul, violeta (ORENSHAMIR et al., 1999), rosa e laranja da maioria das flores (COUTO et al., 1998) e apresentam instabilidade molécula frente a elevação da temperatura (DELA et al., 2003), o que poderia ter induzido a diminuição da coloração das sépalas e pétalas, através da degradação dos pigmentos (SHAKED-SACHRAY et al., 2002).

Na Tabela 21 estão os resultados da análise de variância e nas Tabelas 22 e 23 os resultados na comparação das médias na temperatura e solução no brilho das estrelítzia. Assim como na coloração, os resultados indicam maior brilho na temperatura de 10,5 °C e na solução de 100 mg L⁻¹ cloro.

Tabela 21. Análise de variância no brilho de escapos florais de estrelítzia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	4.6776	10.230	*
Solução	3	2.8694	6.278	*
Estrelítzia	3	165.1486	361.305	n.s
Coleta	3	0.7486	1.638	n.s
Solução x Estrelítzia	9	0.7305	1.598	*
Solução x Coleta	9	0.3638	0.796	*
Estrelítzia x Coleta	9	0.4449	0.973	n.s
Solução x Estrelítzia x Coleta	27	0.7830	1.713	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 27,18

Tabela 22. Médias entre temperaturas em relação ao brilho da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Temperatura	10,5 °C	Ambiente
Média geral	2,55a	2,20b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 23. Médias entre soluções de fortalecimento em relação ao brilho da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Solução	Média geral
Água (rede pública)	2,47b
100 mg L ⁻¹ cloro	2,83a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,37b
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,27b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na interação solução e coleta observa-se diferenças apenas na segunda coleta, onde o tratamento com cloro apresentou as maiores notas em relação aos demais tratamentos, diferindo do tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) (Tabela 24).

Tabela 24. Médias entre a interação solução e coleta na estrelítzia em relação ao brilho. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	2,37a	2,66ab	2,41a	2,45a
100 mg L ⁻¹ cloro	3,00a	2,91a	2,75a	2,66a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,66a	2,41ab	2,16a	2,25a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,58a	2,16b	2,25a	2,08a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Observa-se que, de maneira geral, o brilho da sépala e pétala das estrelíztias mantidas em solução com 250 mg L⁻¹ 8-(HQC) diferiram do tratamento com cloro, assim como as brácteas das estrelíztias mantidas com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) diferiram estatisticamente em relação aos demais tratamentos (Tabela 25). Observa-se maiores notas no tratamento com cloro.

Tabela 25. Médias entre a interação solução e estrelíztia em relação ao brilho. Botucatu - SP, 2010.

Estrelíztia	Sépalas	Pétalas	Brácteas
Tratamentos (10,5 °C)			
Água (rede pública)	3,41ab	3,29ab	3,42a
100 mg L ⁻¹ cloro	3,83a	3,75a	3,77a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,89b	3,08b	3,41a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	3,16ab	3,25ab	2,66b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

O decréscimo na média da nota de avaliação de brilho deve-se provavelmente à perda de água que normalmente ocorre em inflorescências durante o armazenamento (SOUZA, 2008), associado à menor absorção do citrato de 8-hidroxiquinolina pelos escapos florais. A perda de brilho das brácteas em cultivares de helicônia também foi influenciada apenas pelo tempo de armazenamento (COSTA, 2009).

O resultado na comparação das médias no brilho em temperatura ambiente é apresentado na Tabela 26.

Tabela 26. Médias na estrelítzia em relação ao brilho em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.

Variável Estrelítzia	Sépalas	Brilho Pétalas	Brácteas
Dias após a colheita			
0	3,8a	3,7a	3,6a
2	3,1ab	3,5a	3,3a
4	2,2b	2,8a	2,9ab
6	1,1c	1,3b	1,9b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Observou-se que, de maneira geral, as sépalas, pétalas e brácteas tenderam apresentaram decréscimos de brilho durante o armazenamento em condições de ambiente. Ao final do experimento, estes órgãos apresentaram valor de 1,1, 1,3 e 1,9 respectivamente. Nas pétalas e brácteas foram observadas diferenças significativas, apenas no sexto dia. Neste experimento, apesar de não ter sido avaliado o peso dos escapos florais, segundo WARD e NUSSINOVITCH (1996), a perda de massa da matéria fresca afeta a reflectância especular do brilho.

Na Tabela 27 estão os resultados da análise de variância nas manchas em escapos florais de estrelítzia.

Tabela 27. Análise de variância nas manchas de escapos florais de estrelítzia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	1.7510	2.421	n.s
Solução	3	4.3250	5.979	*
Estrelítzia	3	144.0611	199.164	*
Coleta	3	0.2944	0.407	n.s
Solução x Estrelítzia	9	6.3268	8.747	*
Solução x Coleta	9	2.6194	3.621	*
Estrelítzia x Coleta	9	1.1833	1.636	*
Solução x Estrelítzia x Coleta	27	1.5669	2.166	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 38,22

Através da comparação das médias entre soluções, os resultados indicam maior incidência de manchas no tratamento com cloro. (Tabela 28).

Tabela 28. Médias entre soluções de fortalecimento em relação a manchas na estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Solução	Média geral
Água (rede pública)	2,64a
100 mg L ⁻¹ cloro	2,12b
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,47ba
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,35b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

As sépalas e pétalas foram os órgãos que apresentaram as maiores notas na avaliação, diferindo das brácteas (Tabela 29).

Tabela 29. Médias na estrelízia em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Brácteas
Média geral	3,26a	3,30a	2,33b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 1%.

Na interação solução e coleta não ocorreram diferenças significativas na segunda e terceira coleta (Tabela 30). O tratamento com cloro apresentou a maior nota na primeira coleta, diferindo dos demais tratamentos. Na última coleta, observou-se a menor nota no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC). As brácteas foram os órgãos que apresentaram as menores notas na interação estrelízia e coleta, diferindo estatisticamente das sépalas e pétalas nas duas últimas coletas (Tabela 31).

Tabela 30. Médias entre a interação solução e coleta na estrelítzia em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	1,91b	2,20a	2,20a	2,16ab
100 mg L ⁻¹ cloro	3,00a	2,66a	2,58a	2,33ab
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	1,81b	2,66a	2,50a	2,50a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,66ab	2,75a	2,58a	1,58b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 31. Médias entre a interação estrelítzia e coleta em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Brácteas
Coleta			
1	3,66a	2,86ab	2,20b
2	2,93b	3,60a	2,66b
3	3,40a	3,40a	2,26b
4	3,06a	3,33a	2,20b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Através destes resultados, nota-se que a solução de 100 mg L⁻¹ cloro, apesar de ter mostrado melhor resultado na coloração, a qualidade dessa na sépala foi inferior a testemunha e ao tratamento com 250 mg L⁻¹ 8-(HQC), diferindo estatisticamente (Tabela 32). As sépalas exibiram pontos pretos, mas de menor intensidade em relação ao experimento I (Figura 26).

Tabela 32. Médias entre a interação solução e estrelítzia em relação a manchas. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépala	Pétala	Bráctea
Tratamentos (10,5 °C)			
Água (rede pública)	3,45a	3,56a	3,37a
100 mg L ⁻¹ cloro	2,63b	3,66a	3,57a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	3,25a	2,58b	3,24a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	2,98ab	2,89b	2,52b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.



Figura 26. Sintomas de manchas nas sépalas de estrelítzia aos 4 dias de armazenamento a 10,5 °C submetidas à solução de fortalecimento a 100 mg L⁻¹ cloro por 48 horas. Botucatu - SP, 2010.

Esse efeito nas sépalas de estrelítzia pode ser atribuído a muitos fatores, por exemplo, a respostas fisiológicas indesejáveis, como os patógenos, a temperatura de armazenamento inadequada para certas espécies e/ou cultivares e a umidade relativa desfavorável. Estes fatores contribuem para a ativação da oxidação química e outros processos físicos, os quais podem, respectivamente, causar alterações nos pigmentos e desidratação. Estes processos provocam, geralmente, abscisão das pétalas, escurecimento e descoloração,

tombamento das hastes e “queimaduras” nos tecidos (REID, 1997; SEREK e REID, 2000; VAN DER MEULEN-MUISER et al., 2001).

Neste experimento observa-se também que apesar das notas atribuídas terem indicado diferenças nas inflorescências de estrelízia (pétalas e brácteas) mantidas em citrato de 8-hidroxiquinolina, não apresentaram, visualmente, manchas ao longo do armazenamento quando comparadas as sépalas das estrelízias mantidas na solução com cloro.

O resultado na comparação das médias nas manchas em temperatura ambiente é apresentado na Tabela 33.

Tabela 33. Médias na estrelízia em relação a manchas em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.

Variável	Manchas		
Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Brácteas
Dias após a colheita			
0	3,2a	3,6a	4,0a
2	3,1a	3,5a	4,0a
4	1,9b	2,0b	3,7a
6	0,8c	1,1b	3,6a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

A presença de manchas e/ou necrose foi observada a partir do quarto dia, com notas de 1,9 e 2,0 para as sépalas e pétalas respectivamente, ou seja, impróprias à comercialização. Essas manchas na superfície do tecido podem ser atribuídas ao fungo *Botrytis*, doença comum em estrelízia, cujos sintomas iniciais aparecem como pequenos pontos claros nas pétalas e sépalas, que evoluem para uma mancha de coloração escura (PITTA, 1990; SEWAKE e UCHIDA, 1995).

Os resultados da análise de variância na abertura e queda de floretes da estrelízia são apresentados na Tabela 34.

Tabela 34. Análise de variância na abertura e queda de floretes de estrelítzia.

FV	GL	Quadrados Médios	
		Abertura	Queda
Temperatura	1	2.6041 *	5.704 *
Solução	3	2.9270 *	1.922 ^{n.s}
Estrelítzia	3	20.5888 ^{n.s}	156.581 ^{n.s}
Coleta	3	1.7444 *	7.183 ^{n.s}
Solução x Estrelítzia	9	1.2493 ^{n.s}	3.638 ^{n.s}
Solução x Coleta	9	0.7993 ^{n.s}	1.022 ^{n.s}
Estrelítzia x Coleta	9	0.4370 ^{n.s}	2.761 ^{n.s}
Solução x Estrelítzia x Coleta	27	0.2222 ^{n.s}	0.664 ^{n.s}

*- significativo a 5%, Coeficiente de variação = 18,31 % 17,94%

n.s – não significativo

Na Tabela 35 os resultados indicaram menor número de floretes abertos na temperatura ambiente. Em temperatura ambiente também foram observados maiores quedas (Tabela 36). Na última coleta foram observados a média geral de 0,81 na abertura de floretes (Tabela 37).

Tabela 35. Médias entre temperaturas em relação abertura de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Temperatura	10,5 °C	Ambiente
Média geral	1,73a	1,35b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 36. Médias entre temperaturas em relação a queda de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Temperatura	10,5 °C	Ambiente
Média geral	0,49b	1,02a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 37. Médias entre coletas em relação a abertura de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Média geral	0,43b	0,65ba	0,76a	0,81a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Quando comparado o efeito dos diferentes tratamentos de solução de fortalecimento no número de floretes, observou-se que o tratamento com a concentração de 250 mg L⁻¹ 8-(HQC) apresentou resultados insatisfatórios, com média de 1,67 floretes abertos (Tabela 38).

Tabela 38. Médias entre soluções em relação abertura e queda de floretes da estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Número de floretes abertos	Queda de floretes
Tratamentos (10,5 °C)		
Água (rede pública)	2,19 a	0,50 a
100 mg L ⁻¹ cloro	1,92 ab	0,49 a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	1,67 b	0,53 a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	1,96 ab	0,52 a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Melhores resultados foram encontrados na testemunha, seguido do tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) e 100 mg L⁻¹ de cloro que possibilitaram média de 2,19, 1,96 e 1,92 floretes abertos por escape no final do período de armazenamento, respectivamente, porém sem diferenças significativas entre si. Em relação a queda de floretes, assim ocorrido no experimento I, não foram observadas diferenças significativas.

Através desses resultados, podemos concluir que a temperatura de armazenamento a 10,5 °C foi benéfica na abertura das inflorescências (testemunha) e que o uso de soluções de fortalecimento com citrato 250 mg L⁻¹ de 8-hidroxiquinolina por 48 horas, de certa forma, acabou prejudicando a abertura das mesmas. Assim, para essas flores, não se recomendaria o uso de soluções contendo 8-hidroxiquinolina. KARSTEN (2009) observou média de 1,6 floretes para as estrelíztias sem nenhum tratamento pós-colheita em condição de armazenamento em temperatura ambiente. Entretanto, MORAES et al. (1999) observou abertura de 2,5 floretes por escape com solução de fortalecimento a 40% de sacarose. Segundo BARBOSA et al. (2006), a sacarose tem sido eficiente em promover a abertura de botões imaturos.

O resultado na comparação das médias na abertura e quedas de floretes da estrelíztia em temperatura ambiente é apresentado nas Tabela 39.

Tabela 39. Médias na abertura e quedas de floretes da estrelíztia em temperatura ambiente. Botucatu - SP, 2010.

	Numero de floretes abertos	Queda de floretes
Dias após a colheita		
0	1,23 a	0,9 a
2	1,20 a	1,2 a
4	1,27 a	1,1 a
6	1,19 a	1,1 a
Média Geral	1,22	1,07

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5% de probabilidade.

Não foram observadas diferenças estatísticas na queda e no número de floretes abertos em escapos florais mantidos em temperatura ambiente, apresentando média geral de 1,22 floretes abertos e 1,07 na queda por escapo floral. Estes resultados confirmam os dados relatados por MACNISH et al. (2009), onde o maior problema na pós-colheita de estrelízia é a abertura incompleta das inflorescências e o surgimento de manchas (PITTA, 1990; SEWAKE e UCHIDA, 1995).

Na Tabela 40 estão os resultados da análise de variância na longevidade em escapos florais de estrelízia.

Tabela 40. Análise de variância na longevidade de escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	0.06641	2.846	n.s
Solução	3	0.12570	5.387	*
Estrelízia	3	24.70027	1058.557	n.s
Coleta	3	0.14926	6.397	*
Solução x Estrelízia	9	0.08912	3.820	*
Solução x Coleta	9	0.02621	1.124	n.s
Estrelízia x Coleta	9	0.03516	1.507	*
Solução x Estrelízia x Coleta	27	0.03064	1.313	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coefficiente de variação = 9,15

Os resultados indicam menor eficiência na longevidade no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) (Tabela 41). Entre coletas, foram observados na última coleta, a média de 1,61 na longevidade, diferindo estatisticamente em relação a primeira coleta (Tabela 42).

Tabela 41. Médias entre soluções de fortalecimento em relação a longevidade na estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Solução	Média geral
Água (rede pública)	1,67a
100 mg L ⁻¹ cloro	1,71a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	1,68a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	1,59b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 42. Médias entre coletas em relação a longevidade da estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Média geral	1,73a	1,68ba	1,64b	1,61b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na interação estrelízia e coleta, as sépalas, pétalas e brácteas obtiveram a nota final de 1,90, 2,66 e 1,89 respectivamente. Nota-se diferenças apenas na última coleta, onde as pétalas obtiveram as melhores notas (Tabela 43).

Tabela 43. Médias entre a interação estrelízia e coleta em relação a longevidade. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Brácteas
Coleta			
1	2,06a	2,08a	2,06a
2	1,92a	2,05a	2,03a
3	1,98a	2,32a	1,96a
4	1,90b	2,66a	1,89b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

De acordo com a média geral das notas (Tabela 44) na aparência visual da estrelízia (sépalas, pétalas e brácteas) pode-se estimar a longevidade entre 6 a 8 dias para os escapos florais que receberam o tratamento com cloro a 100 mg L^{-1} , mostrando-se mais eficiente em relação ao tratamento com 500 mg L^{-1} 8-(HQC) (Figura 27).

Tabela 44. Médias entre a interação solução e estrelízia em relação a longevidade. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Brácteas
Tratamentos ($10,5^\circ\text{C}$)			
Água (rede pública)	2,05a	1,97ab	1,95ab
100 mg L^{-1} cloro	2,05a	2,05ab	2,03ab
250 mg L^{-1} 8-(HQC)	1,85b	2,12b	2,07b
500 mg L^{-1} 8-(HQC)	1,83b	1,92a	1,92a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

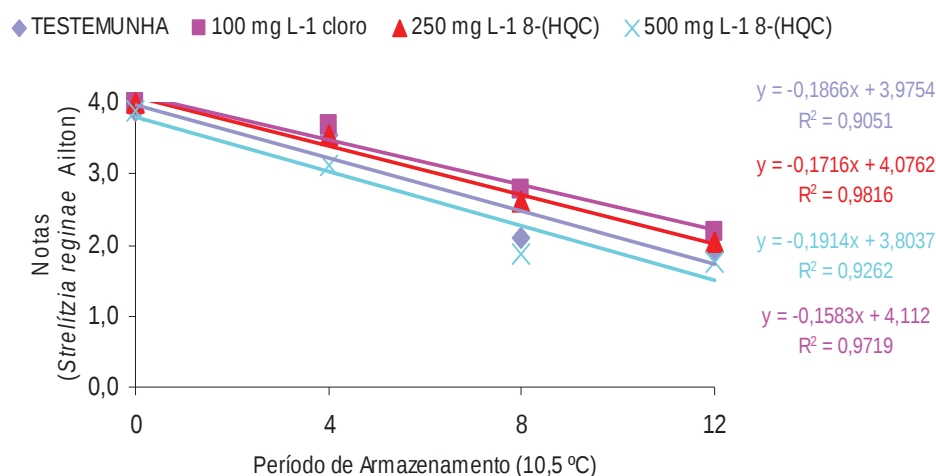


Figura 27. Avaliação da longevidade em escapos florais de estrelízia submetidas a quatro soluções de fortalecimento por 48 horas durante o armazenamento a $10,5^\circ\text{C}$ por um período de doze dias. Botucatu - SP, 2010.

Acredita-se que esse resultado deve-se, a ação deste elemento, que levou menor crescimento bacteriano (MACNISH et al., 2008; XIE et al., 2008), favorecendo a absorção de água, pela redução do bloqueio vascular (NOWAK et al., 1991). HOOGERF e VAN DOORN (1992) estudando o envolvimento de microrganismos na pós-colheita de flores, observaram redução no crescimento bacteriano em soluções de pré-tratamento com cloro, prolongando a longevidade em oito espécies (*Rosa hybrida* L., *Gerbera jamesonii* H.Bolus, *Dianthus caryophyllus* L., *Tulipa hybrids*, *Lilium hybrids*, *Chrysanthemum morifolium* Ramat, *Iris hybrids* e *Freesia hybrids*).

Um ou mais tipos de bloqueio pode existir em uma mesma espécie (VAN MEETEREN et al., 2006), onde a grande variabilidade entre espécies, e até mesmo cultivares de flores, em relação ao bloqueio dos vasos xilemáticos não são completamente esclarecidas; contudo, na estrelítzia, o bloqueio pode estar relacionado a taxa transpiratória, superfície do produto e abertura estomatal. Outros fatores como anatômicos, condições na pré e pós-colheita podem também determinar se uma espécie ou mesmo uma cultivar pode ou não ser passível (GUIMARÃES, 2008).

Resultados depreciativos na longevidade utilizando o citrato de 8-hidroxiquinolina na concentração de 500 mg L⁻¹ foram verificados neste estudo, apresentando menor qualidade nos escapos florais de estrelítzia ao longo do experimento. Semelhantemente em flores de *Achillea*, a solução de fortalecimento por 24 horas na concentração com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) também diminui a vida útil (REDMAN et al., 2002), que pode ser decorrente da acidificação da solução (HALEVY e MAYAK, 1981; SHIVA e BHATTACHARJEE, 2003).

Respiração, transpiração, murcha e abscisão de sépalas e pétalas são alterações fisiológicas responsáveis pela durabilidade pós-colheita das flores de corte. Sendo assim, na estrelítzia, qualquer um dos tratamentos testados neste experimento, através desses eventos citados, pode ser afetado pela temperatura, porém, a magnitude das mudanças também é dependente da espécie e variedade, da luz, da umidade do ar, da composição dos gases atmosféricos, de injúria mecânica, da ação de microrganismos, formulações e da disponibilidade e qualidade da água do vaso (FINGER et al., 2006).

O resultado da longevidade da estrelítzia em temperatura ambiente é apresentado na Figura 28.

O decréscimo na aparência visual dos escapos florais em condição de armazenamento em temperatura ambiente foi decorrente da perda da coloração e mancha escuras nas sépalas e brácteas, além do ressecamento das pontas das brácteas, estimando a longevidade das inflorescências até quatro dias (Figuras 28 e 29).

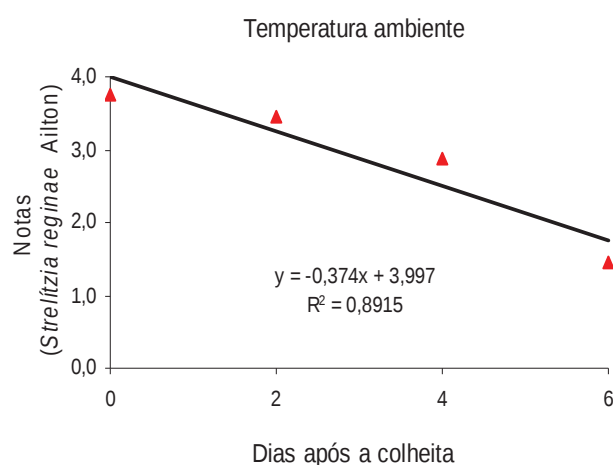


Figura 28. Escala de nota de avaliação da longevidade em escapos florais de estrelítzia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.

A longevidade das inflorescências foi tida como o tempo que os escapos florais receberam avaliações positivas para os atributos relevantes para o comércio. As inflorescências foram consideradas como tendo boa condição de comercialização quando apresentavam cor viva, sépalas, pétalas e brácteas túrgidas e sem manchas. A longevidade foi tida como finalizada e sem condições de serem comercializadas, quando houve perda de qualidade muito precocemente, como descoloração e/ou manchas e ressecamento das brácteas (Figura 29). Entretanto, apesar dos escapos florais terem sido colhidos com um florete aberto, fatores importantes devem ser considerados como, a época de colheita, levando em consideração o mês e o ano (condições climáticas), e também as condições de cultivo desta espécie.

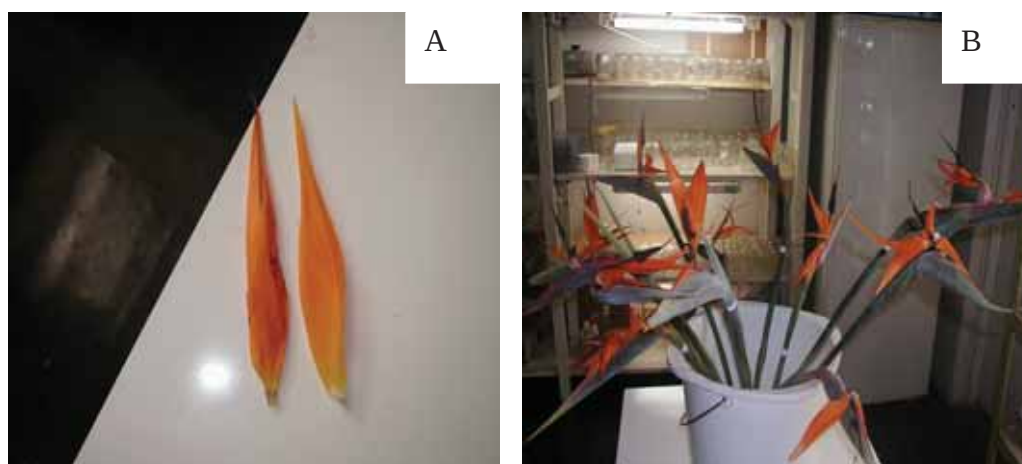


Figura 29. Sintomas de manchas nas sépalas (A) e ressecamento das pontas de brácteas (B) de estrelízia em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.

6.2.2 Análises Bioquímicas

6.2.2.1 Poliaminas livres

Na Tabela 45 estão os resultados da análise de variância nos níveis de putrescina em escapos florais de estrelízia..

Tabela 45. Análise de variância nos níveis de putrescina em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	128.663	10.07	*
Solução	3	357.455	27.96	*
Estrelízia	3	820.833	64.24	*
Coleta	3	56.03	4.38	*
Solução x Estrelízia	9	482.689	37.77	*
Solução x Coleta	9	400.013	31.30	*
Estrelízia x Coleta	9	282.836	22.13	*
Solução x Estrelízia x Coleta	27	346.942	27.15	*

*- significativo a 5%

Coefficiente de variação = 13,20 %

Na Tabela 46, 47 e 48 estão os resultados da média geral na temperatura, solução e na estrelítzia. Os resultados indicam maiores teores de putrescina na temperatura ambiente, no tratamento com água (rede pública) e nas pétalas e hastes da estrelítzia, diferindo estatisticamente das sépalas e brácteas.

Tabela 46. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes temperaturas. Botucatu - SP, 2010.

Temperaturas	10,5 °C	Ambiente
Média geral	26,71b	28,54a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 47. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia mantidas na temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010.

Solução	Média geral
Água (rede pública)	28,98a
100 mg L ⁻¹ cloro	27,91ab
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	26,30b
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	23,61c

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 48. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Média geral	23,82b	30,46a	30,09a	23,93b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 49 são observados maiores teores de putrescina na terceira coleta, diferindo estatisticamente das demais. Nota-se também, que não ocorreu diferenças significativas nas brácteas na interação solução e estrelítzia (Tabela 50). Os maiores teores foram observados nas hastes, na testemunha e nas sépalas e pétalas, no tratamento com cloro.

Tabela 49. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Média geral	25,92b	25,62b	30,05a	26,71b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 50. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação solução e estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Tratamentos (10,5 °C)				
Água (rede pública)	20,74b	28,21b	36,51a	25,20a
100 mg L ⁻¹ cloro	29,71a	42,71a	20,69b	23,48a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	19,91b	25,42b	30,62b	24,61a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	20,74b	27,76b	26,11c	21,15a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na interação solução e coleta observa-se, na primeira coleta, maiores teores de putrescina na testemunha. Na última coleta, o tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) apresentou os menores teores de putrescina. Também foram observados maiores teores na terceira coleta no tratamento com cloro (Tabela 51).

Tabela 51. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelízia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	30,36a	27,84a	27,71b	28,39a
100 mg L ⁻¹ cloro	22,57b	24,58a	43,18a	26,26ab
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	22,63b	23,44a	25,98b	28,52a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	23,69b	24,39a	25,67b	22,00b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 52 percebe-se maiores teores de putrescina nas hastes na primeira coleta, diferindo estatisticamente dos demais órgãos. As hastes apresentaram também maiores teores na última coleta. Verifica-se também, que as pétalas apresentaram maiores teores de putrescina na terceira coleta, diferindo dos demais órgãos.

Tabela 52. Teor de putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação estrelízia e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Coleta				
1	21,70b	25,62b	32,20a	24,17b
2	23,78a	27,44a	27,85a	23,41a
3	22,18bc	40,75a	30,64b	22,18c
4	23,18b	28,04ab	29,67a	25,95ab

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 53 estão os resultados da análise de variância nos teores de espermidina e nas Tabelas 54, 55 e 56 estão os resultados na comparação das médias. Os resultados indicam maiores teores de espermidina na temperatura de 10,5 °C, no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) e na sépala da estrelízia, diferindo estatisticamente entre si.

Tabela 53. Análise de variância nos teores de espermidina em escapos florais de estrelízia .

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	12784.56	1108.50	*
Solução	3	1132.62	98.20	*
Estrelízia	3	6301.33	546.36	*
Coleta	3	1078.70	93.53	*
Solução x Estrelízia	9	2370.69	205.55	*
Solução x Coleta	9	497.85	43.16	*
Estrelízia x Coleta	9	505.23	43.80	*
Solução x Estrelízia x Coleta	27	415.72	36.04	*

*- significativo a 5%

Coeficiente de variação = 6,50 %

Tabela 54. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelízia nas diferentes temperaturas. Botucatu - SP, 2010.

Temperaturas	10,5 °C	Ambiente
Média geral	55,89a	37,64b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.Tabela 55. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelízia mantidas a temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010

Solução	Média geral
Água (rede pública)	50,28c
100 mg L ⁻¹ cloro	51,73c
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	53,90b
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	57,53a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 56. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	sépala	pétala	haste	bráctea
Média geral	66,45a	50,97b	49,47b	42,05c

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 57 são observados declínio nos teores de espermidina no decorrer das coletas. Nota-se na Tabela 58, menores teores de espermidina nas sépalas no tratamento com 500 mg L^{-1} 8-(HQC). Ao contrário, neste tratamento, foram observados maiores teores nas brácteas. Nas pétalas e brácteas, foram observados maiores e menores teores de espermidina respectivamente no tratamento 250 mg L^{-1} 8-(HQC).

Tabela 57. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Média geral	56,17a	53,56ba	50,84b	48,38b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 58. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação solução e estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Tratamentos ($10,5^\circ\text{C}$)				
Água (rede pública)	73,10a	33,95c	51,35ba	32,57c
100 mg L^{-1} cloro	67,56a	55,21b	51,96a	43,69b
250 mg L^{-1} 8-(HQC)	66,04a	71,20a	40,80b	39,51bc
500 mg L^{-1} 8-(HQC)	52,48b	60,56ab	51,92a	61,92a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na interação solução e coleta observa-se, na primeira coleta, maiores teores de espermidina no tratamento 500 mg L⁻¹ 8-(HQC), diferindo da testemunha. Na segunda coleta, na testemunha, foram observados menores teores, diferindo dos demais tratamentos, com exceção do tratamento com cloro. Não foram observados diferenças na terceira e quarta coleta. (Tabela 59)

Tabela 59. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelízia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	51,78b	47,90b	46,85a	44,42a
100 mg L ⁻¹ cloro	59,28a	52,59ab	50,38a	49,16a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	55,09a	52,79a	54,19a	53,74a
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	62,90a	59,64a	55,92a	50,15a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 60, percebe-se nas três primeiras coletas, maiores teores de espermidina nas sépalas, diferindo estatisticamente dos demais órgãos. Não foram observados diferenças significativas na última coleta.

Tabela 60. Teor de espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação estrelízia e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Coleta				
1	72,29a	55,17b	54,56b	42,66c
2	67,61a	52,52b	49,72b	44,40b
3	66,49a	50,14b	46,88b	39,83b
4	59,42a	46,71a	46,07a	41,32a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 61 estão os resultados da análise de variância nos teores de espermina na estrelítzia. Os resultados na Tabela 62 indicam maiores teores de espermina no tratamento com cloro. O tratamento com 250 mg L⁻¹ 8-(HQC) apresentou as menores médias nos teores de espermina entre soluções, diferindo do tratamento com cloro e do tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) .

Tabela 61. Análise de variância nos teores de espermina em escapos florais de estrelítzia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	371.968	2.85	n.s
Solução	3	6523.359	50.02	*
Estrelítzia	3	13068.847	100.17	*
Coleta	3	754.116	5.78	*
Solução x Estrelítzia	9	2720.542	20.85	*
Solução x Coleta	9	389.242	2.98	*
Estrelítzia x Coleta	9	173.149	1.32	n.s
Solução x Estrelítzia x Coleta	27	397.039	3.04	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coefficiente de variação = 16,47 %

Tabela 62. Teor de espermina (µg g⁻¹ massa verde) em estrelítzia mantidas a temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010.

Solução	Média geral
Água (rede pública)	64,54c
100 mg L ⁻¹ cloro	86,12a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	60,55c
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	70,96b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na estrelítzia, observou-se os menores teores de espermina na nas brácteas. As sépalas seguidas das pétalas, apresentaram as maiores médias nos teores de espermina (Tabela 63).

Tabela 63. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Média geral	89,66a	68,81b	64,17b	54,73c

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 64 são observados declínio nos teores de espermina no decorrer das coletas. Nota-se na Tabela 65, maiores teores nas sépalas nos tratamentos com o citrato 8-hidroxiquinolina. Os menores teores foram observados no tratamento com cloro. Ao contrário, neste tratamento, as pétalas e hastes apresentaram as maiores médias nos teores de espermina. Nas brácteas, os maiores teores foram observados nos tratamentos com cloro e com 500 mg L^{-1} 8-(HQC).

Tabela 64. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Média geral	74,15a	69,75ba	67,33b	66,13b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 65. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) na interação solução e estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Tratamentos (10,5 °C)				
Água (rede pública)	83,78b	60,22c	66,96b	47,19b
100 mg L ⁻¹ cloro	69,84c	94,43a	83,17a	64,73a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	102,17a	81,49b	45,85c	45,01b
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	108,48a	47,69d	57,91b	69,52a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na interação solução e coleta observa-se, em todas as coletas, maiores teores de espermina no tratamento com cloro, diferindo estatisticamente dos demais tratamentos. Na terceira e quarta coleta, a testemunha e o tratamento com 250 mg L⁻¹ 8-(HQC), apresentaram as menores médias nos teores de espermina. (Tabela 66)

Tabela 66. Teor de espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) em estrelízia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	72,26b	64,69b	59,68b	61,51b
100 mg L ⁻¹ cloro	89,01a	90,20a	85,38a	79,91a
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	66,33b	60,26b	52,30b	63,32b
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	70,92b	68,93b	79,62a	64,91b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Em relação aos escapos florais mantidos em temperatura ambiente (Tabela 67), nota-se que as estrelízias apresentaram teores de putrescina acima de 20 $\mu\text{g g}^{-1}$ e abaixo de 40 $\mu\text{g g}^{-1}$ durante o período experimental. As pétalas e as hastes foram os órgãos que apresentaram os maiores teores de putrescina e as sépalas os menores. Em geral, os teores de putrescina oscilaram durante os seis dias em temperatura ambiente, diferindo estatisticamente entre órgãos.

Os teores de espermidina ficaram acima de $24 \mu\text{g g}^{-1}$ e abaixo de $73 \mu\text{g g}^{-1}$, sendo observado com maior frequência nas sépalas, apresentando diferenças significativas em relação aos outros órgãos. Percebe-se também nas sépalas, declínio durante os seis dias e nos demais órgão, oscilações no decorrer do experimento.

As sépalas em temperatura ambiente apresentaram os maiores teores de espermina e nas pétalas, foram observados declínio a partir do segundo dia. Os demais órgãos oscilaram, sendo que as brácteas apresentam os menores teores de espermina.

Tabela 67. Teores de putrescina, espermidina e espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde) nos escapos florais de estrelízia mantidas em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Poliaminas (PAs)	Putrescina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde)			
Dias após a colheita				
0	21,70c	25,62b	32,20a	24,17bc
2	28,67b	30,69ab	20,18c	24,78bc
4	21,74c	39,29a	30,62b	23,12c
6	27,74b	33,64a	20,01c	26,51b
Poliaminas (PAs)	Espermidina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde)			
Dias após a colheita				
0	72,93a	55,17b	54,56b	42,66c
2	72,18a	41,48b	31,10c	46,14b
4	64,56a	49,43b	51,15b	41,90c
6	61,07a	24,55d	33,81c	41,94b
Poliaminas (PAs)	Espermina ($\mu\text{g g}^{-1}$ massa verde)			
Dias após a colheita				
0	99,00a	71,45b	77,77b	54,40c
2	93,73a	82,04ba	71,27b	64,29c
4	91,03a	65,34c	55,76b	54,73b
6	100,65a	62,36b	70,07b	60,12b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

No estudo das poliaminas, observa-se na média geral, maiores teores de putrescina em temperatura ambiente. Ao contrario, os teores de espermidina foram maiores na temperatura de 10,5 °C. Não foram observados diferenças significativas nos teores de espermina em ambas temperaturas.

Em relação as soluções de fortalecimento, foram observados maiores teores de putrescina na média geral na testemunha. Já o tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC), apresentou maiores teores de espermidina. Na espermina, os maiores teores foram observados no tratamento com cloro. Pode-se observar que, nos órgãos da estrelítzia, ocorreu oscilação nos teores de putrescina em ambas temperaturas, exceto para as pétalas em câmara fria, que apresentaram declínio acentuado no tratamento com 100 mg L⁻¹ de cloro. Também foi observado declínio a partir do quarto dia nas pétalas e nas hastes no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) e na testemunha respectivamente, provavelmente pela oxidação desta amina (BOUCHEREAU et al., 1999). Esses resultados são comparáveis com os dados relatados por VIEIRA et al. (2010), que observaram menores teores de putrescina durante a exposição em câmara fria. Já RODRIGUEZ et al. (2001), relataram aumento nos teores de putrescina em berinjela durante o armazenamento refrigerado.

Verificou-se também que nas sépalas e brácteas no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) e nas pétalas no tratamento com 100 mg L⁻¹ de cloro, apresentaram declínio nos teores de espermidina durante o armazenamento. Este comportamento também foi observado nas sépalas em temperatura ambiente. Essa tendência no declínio, também foi observado nos teores de espermina ao longo do armazenamento em câmara fria nas sépalas (citrato 8-hidroxiquinolina), pétalas (cloro e testemunha), hastes (500 mg L⁻¹ 8-(HQC), cloro e testemunha) e brácteas (testemunha) e também nas pétalas em temperatura. Esses resultados nos órgãos da estrelítzia podem ser atribuídos a degradação oxidativa das PAs, através da ação de enzimas oxidases, o qual seria o fator mais importante para a diminuição dos teores das PAs (SMITH, 1985b).

Na estrelítzia também se observou que, a partir do oitavo dia, ocorreu acréscimo no teor de putrescina nas brácteas nos tratamentos com citrato 8-hidroxiquinolina e na testemunha durante o armazenamento, provavelmente devido à fase senescente das células, já que nesta época, geralmente ocorre diminuição nos teor de espermidina e espermina e algumas vezes acúmulo de putrescina (BOUCHEREAU et al., 1999; CAPELL et al., 2004).

Nota-se também que os maiores teores das aminas foram encontrados para espermidina e espermina em ambas temperaturas. Resultados semelhantes são descritos por VIEIRA et al. (2010) e MIRDEHGHAN et al. (2007), onde os autores observaram valores altos para espermidina e espermina, durante a pós-colheita. Entretanto, na pós-colheita de algumas espécies foram relatados maiores teores de putrescina (RODRIGUEZ et al., 2001; SERRANO et al., 2001; MORA et al., 2005; SANTOS (2007).

Neste trabalho, pode-se observar também, que o tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) na espermidina e espermina, superaram a testemunha.

6.2.2.2 Atividade da peroxidase

Na Tabela 68 estão os resultados da análise de variância na atividade da peroxidase em escapos florais de estrelízia. Nota-se que não ocorreu diferenças significativas entre temperaturas e soluções.

Tabela 68. Análise de variância na atividade da peroxidase em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	0.2103	0.243	n.s
Solução	3	0.2959	0.342	n.s
Estrelízia	3	3.9513	4.560	*
Coleta	3	4.5634	5.267	*
Solução x Estrelízia	9	4.3488	5.019	*
Solução x Coleta	9	2.9792	3.438	*
Estrelízia x Coleta	9	0.9001	1.039	*
Solução x Estrelízia x Coleta	27	2.0050	2.314	*

*- significativo a 5%, n.s – não significativo

Coeficiente de variação = 25,15 %

Na Tabela 69 e 70 estão os resultados Na comparação das médias na estrelítzia e entre coletas. Os resultados indicam maior atividade nas brácteas, diferindo estatisticamente das sépalas. Ocorreu maior atividade da peroxidase na última coleta, diferindo da primeira coleta.

Tabela 69. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Média geral	0,910b	1,039ab	1,393a	1,425a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 70. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Média geral	0,824b	1,171ab	1,294a	1,478a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Nas brácteas são observados maiores atividades nos tratamentos com 250 mg L^{-1} 8-(HQC) e na testemunha, diferindo dos demais. Nas sépalas, pétalas e hastes não foram observados diferenças significativas entre tratamentos (Tabela 71).

Tabela 71. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) na interação solução e estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Tratamentos (10,5 °C)				
Água (rede pública)	0,540a	1,032a	1,643a	1,759a
100 mg L^{-1} cloro	0,889a	1,300a	1,125a	0,767b
250 mg L^{-1} 8-(HQC)	1,233a	0,912a	0,871a	2,273a
500 mg L^{-1} 8-(HQC)	1,350a	0,919a	1,684a	0,567b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Observa-se na interação solução e coleta, diferenças significativas na segunda e última coleta. Na segunda coleta, o tratamento com 250 mg L^{-1} 8-(HQC) apresentou as maiores atividades, diferindo do tratamento com cloro e testemunha. Na última coleta, a testemunha apresentou maiores atividades, diferindo apenas do tratamento 250 mg L^{-1} 8-(HQC) (Tabela 72).

Tabela 72. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	0,944a	0,905b	1,235a	1,890a
100 mg L^{-1} cloro	1,184a	0,849b	0,955a	1,436ab
250 mg L^{-1} 8-(HQC)	0,549a	2,052a	1,408a	0,936b
500 mg L^{-1} 8-(HQC)	0,498a	1,146ab	1,639a	1,238ab

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 73 foram observados diferenças significativas apenas na segunda coleta. Percebe-se maiores atividades nas hastes, pétalas e brácteas, mas somente as hastes diferiram estatisticamente das sépalas.

Tabela 73. Atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) na interação estrelítzia e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Coleta				
1	0,675a	0,728a	0,891a	1,000a
2	0,644b	1,317ab	1,527a	1,198ab
3	0,976a	0,871a	1,743a	1,588a
4	1,346a	1,240a	1,412a	1,913a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na temperatura ambiente, as sépalas apresentaram os menores valores na atividade da peroxidase. Nota-se, que ocorreu diferenças significativas no segundo e sexto dia de coleta. Nessas épocas, as brácteas apresentaram maior atividade, diferindo estatisticamente das sépalas (Tabela 74).

Tabela 74. Atividade da peroxidase em escapos florais de estrelítzia mantidas em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Dias após a colheita				
0	0,697a	0,684a	0,946a	1,036a
2	0,583b	1,176ab	1,275ab	1,301a
4	0,905a	0,928a	1,075a	1,411a
6	0,587b	0,1074ab	1,427a	1,467a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

No estudo da peroxidase, nota-se neste segundo experimento, que não ocorreu diferenças significativas entre temperaturas. Verificou também, na média geral, que não ocorreu diferenças significativas com o uso de soluções durante o armazenamento em

câmara fria. As brácteas apresentaram, na média geral, maior atividade da peroxidase. Perecebe-se também, na média geral, aumento da enzima no decorrer das coletas.

Na interação, verifica-se que as sépalas, no tratamento com cloro e com 250 mg L⁻¹ 8-(HQC), apresentaram diminuição da atividade até o oitavo dia e em seguida, acréscimo no final do experimento. Aumento da atividade da peroxidase também ocorreu com as pétalas nestes tratamentos e com as hastes no tratamento com cloro e na testemunha. Estes aumentos observados nos órgãos da estrelítzia na última coleta em câmara fria a 10,5 °C, poderia ser resultante da degradação das PAs por oxidases, gerando peróxidos, os quais seriam metabolizados pelas peroxidases, induzindo aumento na atividade da enzima (BOUCHEREAU et al., 1999; CONA et al., 2006). Além disso, o aumento da atividade pode ser em consequência da senescência, em decorrência da desintegração das membranas das organelas e na formação de radicais como o peróxido a partir de NADH e O₂ (SILVA, 2000), podendo ocorrer aumento ou não na atividade (SIEGEL, 1993; COSTA et al., 2005). Este fato ocorreu também no experimento I.

As oscilações da atividade verificada neste experimento, em câmara fria, pode ser explicado pela resposta da defesa ao estresse causado pela temperatura ao longo do armazenamento, uma vez que temperaturas mais baixas induzem estresse oxidativo dos tecidos (PURVIS e SHEWFELT, 1993). COSTA, (2009) e VIEIRA et al. (2010) também verificaram oscilações na atividade da peroxidase na pós-colheita de flores.

Os resultados mostraram que as estrelítzias mantidas em temperatura ambiente apresentaram alterações na atividade da peroxidase entre órgãos. Além disso, houve uma tendência das pétalas, hastes e brácteas demonstrarem aumento na atividade da peroxidase durante os seis dias em ambiente, enquanto que as sépalas, mostraram diminuição na atividade da enzima. Esses resultados nas sépalas mostram que atividade da peroxidase esta envolvida na senescência devido seu envolvimento no controle da parede celular, primeiramente por gerar ERO, como possível moléculas sinalizadoras e também por ligações cruzadas dos componentes na parede celular secundária (PASSARDI et al., 2004).

6.2.2.3 Proteínas totais

Na Tabela 75 estão os resultados da análise de variância nos teores de proteínas totais em escapos florais de estrelízia.

Tabela 75. Análise de variância nos teores de proteínas totais em escapos florais de estrelízia.

FV	GL	QM	F	P
Temperatura	1	1.3526	37.29	*
Solução	3	0.2038	5.62	*
Estrelízia	3	0.1243	3.42	*
Coleta	3	0.2905	8.01	*
Solução x Estrelízia	9	0.4029	11.10	*
Solução x Coleta	9	0.0459	1.26	*
Estrelízia x Coleta	9	0,1322	3,64	*
Solução x Estrelízia x Coleta	27	0.1311	3.61	*

*- significativo a 5%

Coefficiente de variação = 9,55 %

Na Tabela 76, 77 e 78 estão os resultados na comparação das médias na temperatura, solução e na estrelízia. Os resultados indicam maiores teores de proteínas totais na temperatura de 10,5 °C, no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) e testemunha e nas sépalas da estrelízia, diferindo estatisticamente apenas das hastes.

Tabela 76. Teor de proteínas totais em estrelízia nas diferentes temperaturas. Botucatu - SP, 2010.

Temperaturas	10,5 °C	Ambiente
Média geral	0,4239a	0,2362b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 77. Teor de proteínas totais em estrelízia mantidas a temperatura de 10,5 °C nas diferentes soluções. Botucatu - SP, 2010.

Solução	Média geral
Água (rede pública)	0,3031a
100 mg L ⁻¹ cloro	0,2016b
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	0,2270b
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	0,3339a

Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 78. Teor de proteínas totais em estrelízia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	sépala	pétala	haste	bráctea
Média geral	0,3231a	0,3014ab	0,2298b	0,2407ab

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 79 são observados maiores teores de proteínas totais na segunda e terceira coleta, diferindo estatisticamente das demais. Nota-se na Tabela 80, que as sépalas apresentaram os maiores teores de proteínas no tratamento com cloro e 500 mg L⁻¹ 8-(HQC). Verifica-se também, no tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) e na testemunha, maiores teores nas hastes e brácteas. Nas pétalas, o maior teor de proteínas foi observado na testemunha e no tratamento com 250 mg L⁻¹ 8-(HQC).

Tabela 79. Teor de proteínas totais em estrelítzia nas diferentes coletas. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Média geral	0,2356b	0,3220a	0,3418a	0,1955b

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Tabela 80. Teor de proteínas totais na interação solução e estrelítzia. Botucatu - SP, 2010.

Estrelítzia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Tratamentos (10,5 °C)				
Água (rede pública)	0,2210b	0,3604a	0,3142a	0,3169a
100 mg L ⁻¹ cloro	0,5147a	0,0851b	0,0978b	0,1088b
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	0,1344b	0,5259a	0,1212b	0,1264b
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	0,5242a	0,1752b	0,3016a	0,3347a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Observa-se na interação solução e coleta, diferenças significativas apenas na última coleta. O tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) apresentou os maiores teores de proteínas totais, diferindo do tratamento com cloro e da testemunha (Tabela 81).

Tabela 81. Teor de proteínas totais em estrelítzia na interação solução e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Coleta	1	2	3	4
Água (rede pública)	0,2573a	0,3978a	0,3928a	0,1646b
100 mg L ⁻¹ cloro	0,2062a	0,2470a	0,2538a	0,0993b
250 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	0,1735a	0,2533a	0,2949a	0,1862ba
500 mg L ⁻¹ 8-(HQC)	0,2839a	0,3978a	0,3747a	0,3629a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Na Tabela 82 percebe-se menores teores de proteínas nas hastes na primeira coleta, diferindo estatisticamente dos demais órgãos, com exceção das sépalas. As sépalas apresentaram maiores teores de proteínas na terceira coleta, diferindo das hastes e brácteas. Na segunda e quarta coleta, não foram observadas diferenças entre os órgãos.

Tabela 82. Teor de proteínas totais na interação estrelízia e coleta. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Coleta				
1	0,2041ab	0,2964a	0,1152b	0,3267a
2	0,3506a	0,4169a	0,2448a	0,2756a
3	0,5111a	0,3353ba	0,2765b	0,2443b
4	0,2265a	0,1567a	0,2827a	0,1162a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Entre os dias de coleta analisados (Tabela 83), em temperatura ambiente, as brácteas apresentaram os maiores valores nos teores de proteínas durante os seis dias de experimento. Nota-se, na primeira coleta, que as brácteas diferiram estatisticamente em relação aos demais órgãos, com exceção das pétalas. Verifica-se que depois das brácteas, os maiores teores de proteínas totais foram observados nas pétalas seguido das sépalas. As hastes apresentaram os menores teores. De maneira geral, observa-se declínio ao longo experimento.

Tabela 83. Teor de proteínas totais em escapos florais de estrelízia mantidas em temperatura ambiente por um período de seis dias. Botucatu - SP, 2010.

Estrelízia	Sépalas	Pétalas	Hastes	Brácteas
Dias após a colheita				
0	0,2041b	0,2964ab	0,1852b	0,3467a
2	0,2153a	0,2243a	0,1453a	0,2023a
4	0,1664a	0,1322a	0,1390a	0,1845a
6	0,0869a	0,1314a	0,1197a	0,1135a

¹Médias minúsculas seguidas das mesmas letras nas linhas não diferem entre si pelo teste de Tukey 5%.

Através dos resultados deste experimento, comparando as duas temperaturas, na média geral, foram observados maiores teores na temperatura de 10,5 °C. De certa forma, essa diferença pode-se justificada pela influência da temperatura elevada, que de uma maneira geral, pode direta ou indiretamente injuriar proteínas vegetais, pela inativação de enzimas, através de alterações na conformação de peptídeos ou por desestruturação de complexos em membrana (FERGUSON et al., 1990).

Na temperatura de 10,5 °C, considerando a média geral, levando em consideração o escapo floral completo (sépala, pétala, haste e bráctea), o tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) e a testemunha, apresentaram os maiores valores nos teores de proteínas totais.

Na interação, o tratamento com 500 mg L⁻¹ 8-(HQC) apresentou os maiores teores. Os valores observados neste tratamento no decorrer do experimento, provavelmente, esteja relacionada ao maior controle deste bactericida na oclusão vascular (MACNISH et al., 2008), estimulando assim, a síntese protéica. Esse resultado confirma os dados de JAIN et al. (2007), que notaram que o teor de proteínas nas pétalas de rosas cv. Red foi maior nas hastes tratadas com 8-(HQC) por 24 horas, porém com 3% de sacarose, prolongando assim, a longevidade floral. RENA et al. (2005) também observaram aumento no teor de proteína com 8-(HQC), com conseqüente declínio no final do experimento, diferindo apenas do controle (água destilada). No entanto, como vimos neste experimento, o melhor

tratamento que apresentou resultados na longevidade da estrelítzia foi o tratamento contendo cloro.

Os menores teores de proteínas totais observados com exceção da sépala (100 mg cloro, 250 e 500 mg L⁻¹ 8-(HQC)) e pétala (500 mg L⁻¹ 8-(HQC)), de maneira geral, ocorreram entre oitavo e décimo segundo dia. Esses dados confirmam a observação visual de que a partir dessas épocas, a senescência foi mais avançada resultando em menores teores de proteínas. O decréscimo nos teores de proteínas observados em alguns órgãos da estrelítzia, de acordo com o tratamento utilizado, a partir do oitavo dia, indica que, durante o progresso da senescência, provavelmente, houve inibição da síntese protéica e/ou aumento da degradação de macromoléculas de proteínas através da ação de enzimas como as proteases (GUERREIRO et al., 1998; GIETL e SCHMID, 2001; HÖRTENSTEINER et al., 2006).

Assim como ocorrido em condições de armazenamento controlado, a diminuição nos teores de proteínas em temperatura indica que, na senescência, provavelmente ocorreu degradação e/ou mobilização de proteínas através das proteases (GUERREIRO et al., 1998; GIETL e SCHMID, 2001; HÖRTENSTEINER et al., 2006). Esse resultado confirma os dados de VIEIRA et al. (2010), que notaram que o teor de proteínas em crisântemo Faroe foi menor durante a senescência. Em pétalas de *Sandersonia* (EASON et al., 2002) e de *Dendrobium* cv. Khao Sanan (LERSLERWONG et al., 2009) também observaram diminuição no teor de proteína durante a senescência.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados encontrados nesta pesquisa para a estrelízia demonstram que a refrigeração dos escapos florais armazenados a 7,5 °C promove a senescência avaliados com a escala de notas elaborada para este fim. Os sintomas de senescência estão associados as resposta fisiológicas como a perda de cor, brilho e surgimentos de manchas ocorridas neste experimento, além das mudanças bioquímicas nos teores de poliaminas e na atividade da enzima peroxidase e no teor de proteínas totais.

O surgimento e a gravidade dos sintomas de senescência estão relacionados com a temperatura de armazenamento e isso foi observado nos escapos florais quando armazenados a 7,5 °C e a 10,5 °C. O agravamento de sintomas de manchas foram maiores nas inflorescências na temperatura de 7,5 °C. Esta resposta pode estar associado ao período de colheita realizado em setembro de 2009, onde o índice de pluviosidade foi em torno dos 66,2 mm, diferentemente da colheita realizada em junho de 2010, com pluviosidade média de 52 mm. Alto índice de umidade no campo de produção e durante o armazenamento controlado, é favorável a proliferação de patógenos, como o fungo *Botrytis*, que é o principal causador de doenças de flores em cultivo protegido, além de causar sérios prejuízos em flores tropicais e subtropicais plantadas a céu aberto. Para as variáveis cor e brilho, nota-se que ambas tiveram o mesmo comportamento nas temperaturas de câmara fria. A sépala foi o órgão que apresentou a maior perda na coloração. Abertura de floretes foi maior na temperatura de 10, 5°C. Observou-se maior queda de floretes na temperatura de 7,5 °C. A longevidade dos

escapos florais foram maiores na temperatura de 10, 5 °C, pois durante o processo de senescência, foi observado maiores sintomas de amarelecimento e ressecamento nos órgãos da estrelízia na temperatura de 7,5 °C. É interessante ressaltar, que a aplicação de tratamento químicos durante a temperatura de 10,5 °C, apesar de ter mostrado eficiência em alguns parâmetros, acabou apresentando respostas insatisfatórias em outros. Este fato ocorreu nas análises visuais e bioquímicas.

No estudo das análise bioquímicas, grande variações ocorreram durante o experimento. Notou-se menores teores de putrescina na temperatura de 10, 5°C. Ao contrário, verificou-se maiores teores de espermidina nesta temperatura. Os teores de espermina foram praticamente os mesmos em ambas temperaturas. A atividade da peroxidase e os teores de proteínas totais na temperatura de 7,5 °C foram menores em relação a temperatura de 10,5 °C.

Escapos florais colhidos em 2009, notou-se, em temperatura ambiente, maior incidência de manchas em relação a 2010. A variável brilho apresentou o mesmo comportamento em relação aos dois anos. A sépala também foi o órgão que apresentou a maior perda na coloração. Apesar da diferenças de dois dias na aparência para os escapos florais colhidos em 2010, a longevidade destas foi afetada por diversos fatores, o mais comum, o surgimento de doenças ocorridas na pós-colheita, porém de menor intensidade.

Na análises bioquímicas, notou-se menores teores de putrescina e espermidina em escapos florais colhidos em 2010. Os teores de espermina foram praticamente os mesmos. Assim como ocorrido nos teores de putrescina e espermidina, a atividade da peroxidase e os teores de proteínas totais foram maiores nos escapos florais colhidos em 2010 em relação a 2009.

Através destas informações, este estudo foi importante, pois gerou informações importantes para o entendimento de respostas fisiológicas e bioquímicas na pós-colheita de escapos florais de estrelízia.

8. CONCLUSÕES

Escapos florais armazenados em câmara fria a 10,5°C apresentaram menores sintomas de envelhecimento como surgimento de manchas nas sépalas, pétalas e brácteas.

Em temperatura ambiente, inflorescências colhidas em 2009 e 2010 apresentaram sintomas de envelhecimento acelerado, intensificando até a necrose dos tecidos.

Conclui-se que a partir da análise visuais e bioquímicas, os tratamentos químicos não foram eficientes na manutenção da vida útil de inflorescências de estrelízias.

9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIANUAL Flores. São Paulo: FNP, 2001, 2003, 2004, 2005, 2006, 2007, 2008, 2009 (FNP Consultoria & Comércio). 236 p.

AKI, A; PEROSA, 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.

ALBIERI, C. R. **Floricultura orgânica em agrossistemas**. 2005. 142 f. Dissertação (Mestrado em Educação Agrícola)-Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2005.

ALTWORST, A. et al. The role ethylene in the senescence of carnation flowers, a review. **Plant Growth Regulation**, London, v. 16, n. 2, p. 43-53, 1995.

ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP (APG II). An update of the angiosperm phylogeny group classification for the orders and families of flowering plants. **Botanical Journal of the Linnean Society**. v. 141, p-399-436, 2003.

AOAC. **Official methods of analysis of the association of official analytical chemistry**. New, York 1997. chapter ?, p. 1- 6.

ASHRAE. Commodity Storage Requeriments. **Refrigeration systems and applications handbook**. Atlanta, 1994. n. 5, 134 p.

ASSIS, S. M. P. et al. Doenças e pragas de helicônias **Diseases and pests of helicônias**. Recife: UFRPE, n. 1, 2002. 102 p.

AZEEZ, A. et al. Enhanced expression of serine proteases during floral senescence in *Gladiolus*. **Phytochemistry**, London, v. 68, n. 2, p. 1352-1357, 2007.

BAIS, H. et al. Role of polyamines in the ontogeny of plants and their biotechnological applications. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Dordrecht, v. 69, p. 1-34, 2002.

BARRACHINA, A. et al. Polyamines: biosynthesis, metabolism, and their role in ripening and postharvest handling of fruits. **Food Science and Technology International**, New York, v. 6, p. 85-95, 2000.

BARTOLI, G. C.; GUAIAMET, J. J.; MONTALDI, E. R. Ethylene Production and Responses to Exogenous Ethylene in Senescing Petals of *Chrysanthemum morifolium* RAM cv. Unsei. **Plant Science**, v.124, p.15-21, 1997.

BATALHA, M. O.; BUAINAIN, A. M. **Cadeias produtivas de flores e mel**. Brasília: IICA: MAPA/SPA, n. 2, 2007. 56 p.

BAYOGAN, E. et al. Postharvest life of bird-of-paradise inflorescences. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v, 48, n. 2, p. 259-263, 2008.

BAYUELO-JIMENEZ, J. et al. Salinity tolerance in *Phaseolus* species during early vegetative growth. **Crop Science**, London, v. 42, p. 2184-2192, 2002.

BAUTITZ, F.; CARVALHO, R. I. N. Propagação vegetativa de estrelízia com diversos tipos de mudas e substratos. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**, Campinas, v. 5, n. 1, p. 47-55, 2007.

BELLE, R. et al. Abertura floral de *Dendranthema grandiflora* Tzvelev. 'bronze repin' após armazenamento a frio seguido de "pulsing". **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 34, p. 63-70, 2004.

BERRY, F.; KRESS, W. J. **Heliconia**: an identification guide. Washington: Smithsonian Institution Press, 1991. 334 p.

BHATTACHARJEE, S. K. Packaging fresh cut flower. **Indian Horticulture**, New Delhi, v. 41, n. 4, p. 23-27, 1997.

BLEEKSMAN, H. C.; VAN DOORN, W. G. Embolism in rose stems as a result of vascular occlusion by bacteria. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 29, p. 334-340, 2003.

BLOKHINA, O.; VIROLAINEN, E.; FAGERSTEDT, K. V. Antioxidants, oxidative damage and oxygen deprivation stress: A review. **Annals Botany**, London, v. 91, p. 179-194, 2003.

BOERJAN, W.; RALPH, J.; BAUCHER, M. Lignin biosynthesis. **Annual Review Plants Biology**, London, v. 54, p. 519-546, 2003.

BOROCHOV, A.; SPIEGELSTEIN, H.; PHILOSOPH, H. S. Ethylene and flower petal senescence interrelationship with membrane lipid catabolism. **Physiologia Plantarum**, Budapest, v. 100, p. 606-612, 1997.

BOSMA, T. et al. Postharvest handling of cut *Campanula medium* flowers. **HortScience**, Alexandria, v. 37, p. 954-958, 2002.

BOUCHEREAU, A. et al. Polyamines and environmental challenges: recent development. **Plant Science**, London, v. 140, p. 103-125, 1999.

BRACKMANN, A.; BELLE, R. A.; BOTOLUZZI, 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.

BRACKMANN, A.; BELLÉ, A. R.; VIZZOTO, M.; LUNARDI, R. Armazenamento de crisântemos *Dedranthema grandiflora* cv. Red refocus em diferentes temperaturas e soluções conservantes. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 6, n. 1, p. 65-69, 2000

BRAINER, M. S. C. P.; OLIVEIRA, A. A. P. **Floricultura**: perfil da atividade no nordeste brasileiro. Fortaleza. 2007. 17 p.

BRAY, E. A.; BAILEY-SERRES, J.; WERETILNYK, E. Responses to abiotic stress. In: BUCHANAN, B.; GRUISSEM, W.; JONES, R. (Eds). **Biochemistry & molecular biology of plants**. Rockville: American Society of Plant Physiologists, 2001. Cap.22, p. 1167-1168.

BRICKELL, C.; ZUK, J.; ZUK, J. D. **American Horticultural Society**, New York, v. 1, p. 576-577, 1996.

BROSCHAT, T. K.; DONSELMAN, H. M. Heliconias: a promising new cut flower crop. **Hortscience**, Alexandria, v. 18, n. 2, p. 1-2, 1983.

BUDAG, P. R.; SILVA, T. P. da. Cadeias produtivas do estado de Santa Catarina: Flores e plantas ornamentais. **Boletim Técnico da EPAGRI**, Florianópolis, n. 106, p. 1-51, 2000.

BUNYA-ATICHART, K.; KETSA, S.; DOORN, W. G. Postharvest physiology of *Curcuma alismatifolia* flowers. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 34, p. 219-226, 2004.

CAMPANHA, M. M. 1997. **Manejo pós-colheita de inflorescências de ave-do-paráiso (*Strelitzia reginae* Aiton)**. 1997. 60 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1997.

CAMPOS, A. et al. Atividade de peroxidase e polifenoloxidase na resistência do feijão à antracnose. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n.7, p. 637-643, 2004.

CARNEIRO, T. et al. Influência da sacarose e do corte da base da haste na longevidade de inflorescências de *Zínia elegans*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 8, p. 1065-1070, 2002.

CASTÂN, J. et al. **Flora Catarina**: uma história da nossa floricultura. Joinville: Soluções e Informática, 2006. 100 p.

CASTRO, C. E. F. et al. Manutenção da qualidade pós-colheita de cravo 'Scania Red Sim'. Efeitos da sacarose e da 6-benzilaminopurina. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BOTÂNICA DE SÃO PAULO, 6., 1986, Campinas. **Resumos...** Campinas: 1986. p. 42-42.

CASTRO, C. E. F.; HONÓRIO, S. L. Colheita e conservação de flores. In: CASTRO, C. E. F. (coord.). **Manual de Floricultura**. Maringá. Editora da Universidade Estadual de Maringá, p. 37-43, 1992.

CASTRO, C. E. F. Inter-relações das famílias das zingiberales. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v.1, n.1, p.2-11, 1995.

CASTRO, C. E. F. Cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais. Campinas: **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 4, n. 1-2, p. 1-46, 1998.

CAVALCANTE, R. et al. Armazenamento refrigerado de *Heliconia chartaceae* Lane ex Barreiros cv. Sexy Scarlet colhidas em diferentes pontos de abertura. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 563, 2005.

CELIKEL, F. G.; DODGE, L. L.; REID M. S. Solute leakage, lipid peroxidation, and protein degradation during the senescence of *Iris* tepals. **Physiology Plantarum**, New York, v. 94, p. 515-521, 1995.

CEVALLOS, J. C.; REID, M.S. Effects of temperature on the respiration and vase life of *Narcissus* flowers. **Acta Horticulturae**, cidade, v. 517, p. 335-341, 2000.

CHATTOPADHAYAY, M. K. et al. Protective role of exogenous polyamines on salinity stressed rice (*Oryza sativa*) plants. **Physiologia Plantarum**, London, v. 116, p. 192-199, 2002.

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

CIARDI, J.; KLEE, H. Regulation of ethylene-mediated responses at the level of the receptor. **Annals of Botany**, London, v. 88, p. 813-822, 2001.

COHEN, S. S. **A guide to the polyamines**. Oxford: Oxford University Press, 1988. 421 p.

COMTRADE **Commodity Trade Statistic Database - United Nations**. Disponível em: <<http://comtrade.un.org/db/ce/ceSnapshot.aspx?2007>>. Acesso em: 9 jan. 2009.

CORUZZI, G.; LAST, R. Amino acids. In: BUCHANAN, B. B.; GRUISSEM, W.; JONES, R. L. **Biochemistry and molecular biology of plants**. Rockville: American Society of Plant Physiologists, 2000. p. 358-410.

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

COUEY, H. M. Chilling injury of crops of tropical and subtropical origin: an overview. **HortScience**, Alexandria, v. 17, n. 2, p. 158-162, 1982.

CROMBERG, V. U. Flores: a quem o produtor deve ouvir para suas decisões. **Agrianual 2002**: Anu. Estat. Agric. Bras., São Paulo, p. 353-354, 2002.

CRONQUIST, A. N. **An integrated system of classification of flowering plants**. New York: Columbia University Press, 1981.

CROZIER, A. Biosynthesis of hormones and elicitor molecules. In: BUCHANAN, B.; GRUISSEM, W.; JONES, R. (Eds). **Biochemistry & molecular biology of plants**. Rockville: American Society of Plant Physiologists, 2001. p. 911-915.

DAHLGRE, R. M. T.; CLIFFORD, H. T.; YEO, P. F. **The families of the monocotyledons: structure, evolution and taxonomy**. Berlin: Springer-Verlag, v. 2, n. 3, p. 235-237, 1985.

DAI, J. W.; PAULL, R. E. Effect of the water status on Dendrobium flower spray postharvest life. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 2, n. 116, p. 491-496, 1991.

DE DIOS, P. et al. Flower fertilization and fruit development prompt changes in free polyamines and ethylene in damson plum (*Prunus insititia* L.). **Journal of Plant Physiology**, London, v. 163, p. 86-97, 2006.

DELA, G. et al. Changes in anthocyanin concentration and composition in 'Jaguar' rose flowers due to transient high-temperatures conditions. **Plant Science**, London, v. 164, p. 333-340, 2003.

DELAPORTE, K. L. et al. Postharvest vase life two flowering *Eucalyptus* species. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 19, p. 181-186, 2000.

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

DIAS-TAGLIACOZZO, G.; CASTRO, C. E. F. Manutenção da qualidade pós-colheita de *Zingiber spectabilis* Griff. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 563, 2005.

DREVDAHL, R. A.; THIMANN, K. V. Proteases of senescing oat leaves I. purification and general properties. **Plant Physiology**, London, v. 59, p. 1059-1063, 1977.

DYCHDALA, G. R. Chlorine and chlorine compounds. In: Block, S.S. (Ed.), **Disinfection, Sterilization, and Preservation**, 3rd ed. Lea & Febiger Pa, p.157-182, 1983.

DURIGAN, M. F. B. **Fisiologia e conservação pós-colheita de flores cortadas de gérbera**. 2009. 147 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Produção Vegetal) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2009.

EASON, J. R. et al. Programmed cell death during flowers senescence: isolation and characterization of cysteine proteinases from *Sandersonia aurantiaca*. *Funct. Plant Biology*, London, v. 29, n. 6, p. 1055-1064, 2002.

EDAGI, F. K. et al. Inibição da ação do etileno retarda o desenvolvimento de injúrias de frio em tanger 'Murcott'. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 40, n. 7, p. 1530-1536, 2010.

ELANCHEZHIAN, R.; SRIVASTAVA, G. C. Physiology changes during flower senescence. **Biology Plant**, London, v. 44, n. 3, p. 411-415, 2001.

EL-HILARI, F. et al. Chilling injury and peroxidase activity change in "Fortune" mandarin fruit during low temperature storage. **Bulgarian Journal of Plant Physiology**, Budapest, v. 29, n. 1-2, p. 44-54, 2003.

FARAGHER, J. D.; MAYAK, S. Physiological responses of cut rose flowers to exposure to low temperature: change in membrane permeability and ethylene production. **Journal. Experimental. Botany**, New York, v. 35, n. 156. p. 956-974, 1984.

FARAGHER, J. et al. **Postharvest handling of australian flowers: from australian native plants and related species, a practical workbook**. Sidney: Rural Industries Research and Development Corporation, 2002. 216 p. (Publication, n. 2/021 Publication N° 02/021, 216p,

FERRONATO, M. L. **Aprimoramento de atributos comercialmente desejáveis em *Aster sp* variedade White Máster através do uso de reguladores do crescimento vegetal**. 2000. 125 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2000.

FINGER, F. L. et al. Vase life of bird-of-paradise flowers influenced by pulsing and term of cold storage. **Acta Horticulturae**, Rockville, v. 628, n. 863-867, 2003.

FINGER F. L. et al. Senescência pós-colheita de inflorescências de esporinha (*Consolida ajacis*). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n. 6, p. 533-537, 2004.

FINGER, F. L. et al. Influência da temperatura na respiração, produção de etileno e longevidade de inflorescências de esporinha. **Bragantia**, Campinas, v. 65, p. 363-368, 2006.

FLORES, H. E.; GALSTON, A. W. Analysis of polyamines in higher plants by high performance liquid chromatography. **Plant Physiology**, Bethesda, v. 69, p. 701-706, 1982.

FUNDAÇÃO INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). **Caracterização do setor produtivo de flores e plantas ornamentais no Brasil**. Rio de Janeiro: IBGE, 2004. (Estudos e Pesquisas, informação econômica, n.2).

GALSTON, A. W.; KAUR-SAWHNEY, R. Polyamines and senescence in plants. In: THOMPSON, W.; NOTHANGEL, E.; HUFFACKER, R. (Eds.). **Plant senescence: Its biochemistry and physiology**. Rockville: American Society Plant Physiologist, 1987. p. 176-181,

GIETL, C.; SCHMID, M. Ricinosmes: an organelle for development regulated cell death in senescence in plant tissues. **Naturwissenschaften**, Budapest, v. 88, p. 49-58, 2001.

GILMAN, K. F.; STEPONKUS, P. L. Vascular blockage in cut roses. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, New York, v. 97, n. 2, p. 662-667, 1997.

GLADON, R. J.; STABY, G. L. Opening of immature chrysanthemums with sucrose and 8-hydroxyquinoline citrate. **HortScience**, Alexandria, v. 11, p. 206-208, 1976.

GROPPA, M. D.; BENAVIDES, M. P. Polyamines and abiotic stress: recent advance. **Amino Acids**, London, v. 34, p. 35-45, 2008.

GUERREIRO, C. et al. Analysis of the expression of two thioproteinase genes from daylily (*Heimerocallis* spp) during flower senescence. **Plant Molecular Biology**, New York, v. 36, p. 565-571, 1998.

GUIMARÃES, A. A. **Manejo pós-colheita de hastes florais de heliconia bilhai**. 2008. 181 f. Tese (Doutorado em Fitotecnia)- Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2008.

GUIMARÃES, A. A. et al. Fisiologia pós-colheita de heliconia spp. **Revista Verde**, Mossoró, v. 5, n. 5, p. 38-49, 2010.

HALEVY, A. H. Treatments to improve water balance of cut flowers. **Acta Horticulturae**, Palo Alto, v. 64, p. 223-230, 1976.

HALEVY, A. H.; MAYAK, S. Senescence and postharvest physiology of cut flowers, Part 2. **Horticultural Reviews**, London, v. 3, p. 59-143, 1981.

HALEVY, A. H. et al. Evaluation of postharvest handling methods for transcontinental truck shipments of cut carnations, chrysanthemum, and roses. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, New York, n. 103, p.151-155, 1978.

HARDENBURG, R. E.; WATADA, A.E.; WANG, C.Y. **The commercial storage of fruits, vegetables, and florists and nursery stocks**. Washington: Agricultural Research Service, U.S.D.A, 1990. 130 p.

HASSAN, F.; SCHMIDT, G. Postharvest characteristics of cut carnations as the result of chemical treatments. **Acta Agronomica Hungarica**, London, v. 52, n. 2, p. 125-132, 2005.

HASSAN, F. A. S. Influence of 8-Hydroxyquinoline sulphate and sucrose treatments on the post-harvest quality of cut flowers of *Strelitzia reginae* and *Hippeastrum vittatum*. **Acta Agronomica Hungarica**, London, v. 57, n. 2, p. 165-174, 2009.

HE, S. et al. Stem end blockage in cut *Grevillea* 'Crimson Yul-lo' inflorescences. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 41, p. 78-84, 2006.

HOOGERWERF, A.; VAN DOORN, W. G. Numbers of bacteria in aqueous solutions used for postharvest handling of cut flowers. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 1, n. 4, p. 295-304, 1998.

HÖRTNSTEINER, S. Chlorophyll degradation during senescence. **Annual Review of Plant Biology**, New York, v. 57, p. 55-77, 2006.

HOSSAIN, Z.; MANDAL, A. K. A.; DATTA, S. K.; BISWAS, A. K. Decline in ascorbate peroxidase activity—a prerequisite factor for tepal senescence in gladiolus. **Journal of Plant Physiology**, v.163, p.186–194, 2006.

IBRAFLOR. **Relatório do diagnóstico da produção de flores e plantas ornamentais brasileiras**. Campinas, 2002. 1 CD-ROM.

IBRAFLOR. **Informações sobre a exploração econômica da floricultura e ranking dos produtos exportados**. 2007. Disponível em: <www.ibraflor.com.br>. Acesso em: 7 jun. 2007.

IBRAFLOR. **Floricultura no Brasil: apontamentos mais relevantes sobre o papel socioeconômico recente da atividade**. 2009. Disponível em: <www.ibraflor.org.br>. Acesso em: 27 jul. 2009.

IGARASHI, K.; KASHIWAGI, K. Polyamines: mysterious modulators of cellular functions. **Biochemistry Biopsychology Resource Commune**, New York, v. 271, n. 3, p. 559-564, 2000.

JAROENKIT, T.; PAULL, R. E. Reviews postharvest handling of heliconia, red ginger, and bird-of-paradise. **HortTechnology**, Alexandria, v. 13, n. 2, p. 259-266, 2003.

JAROENKIT, T. et al. Nectar secretion, mucilage production and mold growth on bird-of-paradise inflorescences. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 49, n. 3, p. 431-435, 2008.

JIN, J. et al. Regulation of ascorbate peroxidase at the transcript level is involved in tolerance to postharvest water deficit stress in the cut rose (*Rosa hybrida* L.) cv. Samantha, **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v, 40, n. 3, p. 236-243, 2006.

JONES, R. B.; HILL, M. The effect of germicides on the longevity of cut flowers. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 118, n. 3, p. 350-354, 1993.

JONES, M. L.; KIM, E-S.; NEWMAN, S. E. Role of ethylene and 1-MCP in flower development and petal abscission in zonal geraniums. **HortScience**, Alexandria, v. 36, n. 7, p. 1305-1309, 2001.

JOYCE, D. C. et al. Effects of cold storage on cut *Grevillea* 'Sylvia' inflorescences. **Postharvest Biology Technology**, Amsterdam, v. 18, p. 49-56, 2000.

JUDD, W. S. et al. **Plant systematics: a phylogenetic approach**. Massachusetts: Sinauer Associates, 1999. 464 p.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. S. **Perfil da cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais do Distrito Federal**. Brasília: SEBRAE, 2005. 121 p.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. S. **Perfil da cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais da Mesorregião Metropolitana de Belém**. Belém: SEBRAE, 2006. Disponível em: [http://www.biblioteca.sebrae.com.br/bds/BDS.nsf/4F8048F06CA79B1F03257222004FB603/\\$File/NT000B5D02.pdf](http://www.biblioteca.sebrae.com.br/bds/BDS.nsf/4F8048F06CA79B1F03257222004FB603/$File/NT000B5D02.pdf). Acesso em: 1 jul. 2006.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. S. **Mercado interno para os produtos da floricultura brasileira: características, tendências e importância socioeconômica recente**. 2008. Disponível em: www.hortica.com.br/artigos. Acesso em: 20 jul. 2009.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. S. Análise conjuntural do comércio exterior da floricultura brasileira. Disponível em: www.hortica.com.br/artigos. Acesso em: 18 set. 2010.

KADER, A. H.; ROGERS, M. N. Postharvest treatment of *Gerbera Jamesonii*. **Acta Horticulturae**, Palo Alto, v. 181, p. 169-177, 1986.

KADER, A. A. **Postharvest technology of horticultural crops**. 3. ed. California: University of California, 2002. 535 p.

KAO, C. H. Differential effect of sorbitol and polyethylene glycol on antioxidant enzymes in rice leaves. **Plant Growth Regulation**, London, v. 39, n. 2, p. 83-89, 2003.

KARSTEN, J. **Envolvimento da peroxidase e polifenoloxidase no bloqueio xilemático de hastes de ave-do-paráiso (*Strelitzia reginae*)**. 2009. 130 f. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.

KAYS, S. J. **Postharvest physiology of perishable plant products**. New York, 1991. 532p.

KAUR-SAWHNEY R. Polyamines in plant and plant cells. **What's New in Plant Physiology**, cidade, v. 111, p. 5-8, 1980.

KELLY, K. M. et al. Effect of storage temperature on the quality of edible flowers. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 27, p. 341-344, 2003.

KENZA, M. et al. The involvement of ethylene in the senescence of Ranunculus cut flowers. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 19, p. 287-290, 2000.

KIYUNA, I. et al. Parceiros comerciais internacionais da floricultura brasileira, 1989-2002. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 34, n. 5, p.1-28, 2004.

KOFRANEK, A.M.; HALEVY, A.H. Conditions for opening cut chrysanthemum flower buds. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, New York, n. 97, p. 578-584, 1972.

KRAMER, G. F; WANG, Y. Correlation of reduced chilling injury with increased spermine and spermidine levels in zucchini squash. **Journal of Plant Physiology**, London, v. 76, n. 3, p. 479-484, 1989.

KUMAR, A. et al. Recent advances in polyamine research. **Trend in Plant Science**, cidade, v. 2, n. 4, p. 124-130, 1997.

KUMAR, N. P. et al. Effect of chemicals on the vase life of standard carnations. **Journal Ornamental Horticulture**, New Series, v. 2, n. 2, p. 139-140, 1999.

KUZANO et al. **Polyamine**: essential factors for growth and survival, v. 228, p. 367-381, 2008.

KUZNETSOV, V. et al. NaCl-and ethylene-dependent cadaverine accumulation and its possible protective role in the adaptation of the common ice plant to salt stress. **Plant Science**, London, v. 172, p. 363-370, 2006.

LAMAS, A. M. **Floricultura tropical**: técnicas de cultivo. Recife: SEBRAE, 2002. 87 p. (Serie Empreendedor).

LAMAS, A. M. Flores: produção, pós-colheita e mercado. In: SEMANA INTERNACIONAL DA FRUTICULTURA, FLORICULTURA E AGROINDUSTRIA, 11., 2004. Fortaleza. (Anais) Fortaleza: Instituto Frutal, 2004. 109 p.

LARCHJER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: RiMa, 2000. 531 p.

LARHER, F. R. et al. An assessment of the physiological properties of the so-called compatible solutes using in vitro experiments with leaf discs. **Plant Physiology and Biochemistry**, London, v. 41, n. 6-7, p. 657-666, 2003.

LASCHI, D. **Fisiologia de hastes cortadas de rosa (Rosa sp) cv. Grand Gala**. 2000. 110 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) - Instituto de Biociência de Botucatu, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2000.

LEE, M. M. et al. Effects of spermine on ethylene biosynthesis in cut carnation (*Diathus caryophyllus* L.) flowers during senescence. **Journal of Plant Physiology**, London, v. 151, p. 68-73, 1997.

LEITÃO, A. P. S. **Produção de Flores Tropicais**. Fortaleza: FRUTAL, 2001. 1 CD-ROM.

LEONARD, R. T. Et al. Evaluation of long term transport of Colombian grown cut roses. **Acta Horticulturae**, cidade, v. 543, p. 293-297, 2001.

LESLERWONG, L. et al. Protein degradation and peptidase activity petal senescence in *Dendrobium* cv. Khao Sanan. **Postharvest Biology and Tecnology**, Amsterdam, v. 52, p. 84-90, 2009.

LI, C. et al. The important roles of reactive oxygen species in the relationship between ethylene and polyamines in leaves of spring wheat seedlings under root osmotic stress. **Plant Science**, New York, v. 166, p. 303-315, 2004.

LIMA, G. P. P. **Marcadores bioquímicos de injúrias pelo frio e de maturação em bananas**. 2000. 103 f. Tese (Livre Docência) - Instituto de Biociências de Botucatu, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2000.

LIMA, G. P. P. et al. Poliaminas e atividade da peroxidase em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivado sob estresse salino. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 56, p. 21-25, 1999.

LIMA, G. P. P. et al. Polyamines contents in some foods from Brazilian population basic diet. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, p. 1294-1298, 2006.

LINS, S. R. O.; COELHO, R. S. B. Ocorrência de doenças em plantas ornamentais tropicais no Estado de Pernambuco. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 1, p. 332-335, 2004.

LORENZI, H.; SOUZA, H. M. **Plantas ornamentais no Brasil: arbustivas, herbáceas e trepadeiras**. Nova Odessa: Plantarum, 2001.

LOUBAUD, M.; VAN DOORN, G. Wound-induced and bacteria-induced xylem blockage in roses, *Astible*, and *Viburnum*. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 32, p. 281-288, 2004.

LUCANGELI, C.; POLENTA, G.; BUDDE, C. **Daño por frio em tomates cherry almacenados a 14°C y 2°C después de recibir pretatamientos de estrés térmico**. INTA – EEA San Pedro; Buenos Aires – Argentina. 2004. Disponível em: <<http://www.inta.gov.ar/sanpedro/info/doc/pos/gpoo6.htm>>. Acesso em: 17 nov. 2007.

LUZ, P. B. et al. Cultivo de flores tropicais. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 26, n. 227, p. 62-72, 2005.

MACHEIX, J. J.; FLEURIET, A.; QUESSADA, M. P. Involvement of phenols and peroxidases in wound healing and grafting. In: GREPPIN, H.; PENEL, C.; GASPAR, T. (Eds.). **Molecular and physiological aspects of plant peroxidases**. Geneva: University of Geneva, 1986. p.267-286

MACNISH, A. J. et al. Improving the postharvest performance of bird-of-paradise flowers. **Acta Horticulturae**, Rockville, v. 3, n. 877, p. 1763-1769, 2009.

MAGALHÃES, C. S. **Avaliação comparativa de procedimentos de extração de proteínas em plantas medicinais e fitoterápicos e quantificação de metais associados a essas proteínas**. 2008. 151 f. Tese (Doutorado em Ciências)-Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2008.

MAPELI, A. M. **Influência de substâncias preservativas, anti-etilênicas e da refrigeração na conservação pós-colheita de flores de *Epidendrum ibaguence* Kunt (Orchidaceae)**. 2009. 117 f. Tese (Doutorado em Fisiologia Vegetal) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.

MAROUSKY, F. J. Vascular blockage, water absorption, stomatal opening, and respiration of cut 'Better Times' roses treated with 8-hydroxyquinoline citrate and sucrose. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, n. 94, v. 1, p. 223-226, 1969.

MAROUSKY, F. J. Water relations, effects of floral preservatives on bud opening and keeping quality of cut flowers. **HortScience**, St. Joseph, v.7, p. 114-116, 1972.

MARQUES, A. E. **Estudos sobre o bloqueio do xilema na pós-colheita das inflorescências de ave-do-paráíso (*Strelitzia reginae* Aiton)**. 2008. 60 f. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal) - Universidade Federal de Viçosa, 2008.

MARTINEZ PASTUR, G.; ARENA, M.; CASO, O. *In vitro* propagation of *Nothofagus Antarctica* from sphaeroblasts and saplings. **Biocell**, v. 21, n. 3, p. 231-236, 1997.

MARTÍNEZ-ROMERO, D. et al. Physiological changes in pepino (*Solanum muricatum* Ait.) fruit stored at chilling and nonchilling temperatures. **Postharvest Biology Technology**, Amsterdam, v. 30, p. 177-186, 2003.

MARTINEZ-TELLEZ, M. A.; LAFUENTE, M. T. Chilling-induced changes in phenylalanine ammonia-lyase, peroxidase, and polyphenol oxidase activities in citrus flavedo tissue. **Acta Horticulturae**, Palo Alto, v. 3, n. 43, p. 257-263, 1993.

MARTIN-TANGUY, J. Metabolism and function of polyamines in plants: recent development (new approaches). **Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v.34, p.135-148, 2001.

MARTIN-TANGUY, J. Metabolism and function of polyamines in plants: recent development (new approaches). **Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v. 34, p. 135-148, 2001.

MATTIUZ, C. F. M. et al. 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.

MEDEIROS, F. O.; FAVERO, L. A. **Estudo da cadeia produtiva de flores temperadas no Município de Gravatá, Estado de Pernambuco**: produção e distribuição no atacado. 2005. Monografia (Curso de Economia Rural) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2005. (Publicado nos Anais do XLIV Congresso da SOBER, Fortaleza, Julho de 2006).

MELVIN, M. **Electrophoresis**: analytical chemistry by open learning. London: John Wiley, 1987. p. 127.

MENOLLI, L. N. et al. Atuação das enzimas oxidativas no escurecimento causado pela injúria por frio em raízes de batata-baroa. **Acta Scientiarum Agronomy**, cidade, v. 30, n. 1, p. 57-63, 2008.

MINOCHA, R. et al. Polyamine levels during the development of zygotic and somatic embryos *Pinus radiata*. **Physiology Plant**, London, v. 105, p. 155-164, 1999.

MIRDEHGHAN, S. H. et al. Reduction of pomegranate chilling injury during storage after heat treatment: Role of polyamines. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 44, p. 19-25, 2007.

MOALEM-BENO, D. et al. Sugar-dependent gibberellin-induced chalcone synthase gene expression in petunia corollas. **Plant Physiology**, London, v. 113, p. 419-424, 1997.

MORAES, P. J. **Crescimento, caracterização da abertura floral e manejo pós-colheita de flores de *Epidendrum ibaguence* Kuth.** 2003. 110 f. Tese (Doutorado em Fitotecnia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2003.

MORAES, P. J. et al. Efeito da refrigeração e do condicionamento em sacarose sobre a longevidade de inflorescências de *Strelitzia reginae* Aiton. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 5, n. 2, p. 151-156, 1999.

MORRIS, L. L. Chilling injury of horticultural crops: an overview. **HortScience**, Alexandria, v. 17, n. 2, p. 161-162, 1982.

MÜLLER, R.; STUMMANN, B. M. Genetic regulation of ethylene perception and signal transduction related to flower senescence. **Journal of Food, Agriculture & Environment**, Helsinki, v. 1, p. 87-94, 2003.

NAYYAR, H.; CHANDER, S. Protective effects of polyamines against oxidative stress induced by water and cold stress in chickpea. **Journal of Agronomy and Crop Science**, New York, v. 190, p. 355-365, 2004.

NEWTON, R. P. et al. Plant proteome analysis by mass spectrometry: principles. Problems, pitfalls and recent developments, **Phytochemistry**, Amsterdam, v. 65, n. 2, p. 1449-1453, 2004.

NOWAK, J.; RUDNICKI, R. M. **Postharvest handling and storage of cut flowers, florist greens and potted plant**. Portland: Timber Press, 1990. 210 p.

NOWAK, J. et al. Storage of cut flowers and ornamental plants: present status and future prospects. **Postharvest News and Information**, Amsterdam, v. 2, n. 4, p. 255-260, 1991.

OREN-SHAMIR, M. et al. Anthocyanin pigmentation of lisianthus flower petals. **Plant Science**, London, v. 140, p. 99-106, 1999.

OTTMANN, A. A. M. **Indução do florescimento de *Hemerocallis hybrida* cv. Graziela Barroso após aplicação de ácido giberélico (GA3)**. 2006. 69 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Federal, Curitiba, 2006.

PAIVA, R. et al. P. Aspectos fisiológicos da produção de flores e plantas ornamentais. **Informe Agropecuário**, Recife, v. 26, p. 62-72, 2005.

PANDEY, R. K. et al. Deficit irrigation and nitrogen effects on maize in a Sahelian environment. II. Shoot growth, nitrogen uptake and water extraction. **Agricultural Water Management**, London, v. 46, p. 1-13, 2000.

PARKING, K. L. et al. Chilling injury: A review of possible mechanism. **Journal of Food Biochemistry**, Trumbull, v. 13, p. 127-132, 1989.

PASSARDI, F. et al Performing the paradoxical: how plant peroxidases modify the cell wall. **Trends Plant Science**, Amsterdam, v. 65, p. 1879-1893, 2004. PAULIN, A.; KERHARDY, F.; MAESTRI, B. Effect of drought and prolonged refrigeration on senescence in cut carnation (*Dianthus caryophyllus*). **Physiology Plant**, v.64, p.535-540, 1985.

PAULIN, A. et al. Effect of drought and prolonged refrigeration on senescence in cut carnation (*Dianthus caryophyllus*). **Physiology Plantarum**, London, v. 64, p. 535-540, 1985.

PAULL, R. F. Effect of storage duration and temperature on cut *anthurium* flowers. **HortScience**, Alexandria, v. 22, n. 3, p.459-460, 1987.

PEEL, M. C. et al. Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. **Hydrology and Earth System Sciences**, Victoria, n. 11, p. 1633-1644. 2007.

PELLEGRINI, M. B. Q.; BELLÉ, R. A. O que você precisa saber sobre pós-colheita de flores. **Revista Campos & Negócios**, Uberlândia, v. 35, n. 69, p. 125-126, 2008.

PENNYCOOKE, J. C. et al. Relationship of cold acclimation, total phenolic content and antioxidant capacity with chilling tolerance in petunia (Petunia x hybrid). **Environmental and Experimental Botany**, New York, v. 53, p. 225-232, 2005.

PITTA, G. P. B. **Flores e plantas ornamentais para exportação**: aspectos fitossanitários. Brasília: Embrapa, 1990. 50 p.

PIVETTA, K. F. L.; BARBOSA, J. G., ARAÚJO, E. F. Propagação de palmeiras e strelitzia. In: BARBOSA, J. G.; LOPES, L. C. **Propagação de plantas ornamentais**. Viçosa: UFV, 2007. p. 43-70.

PIZANO, M. International market trends-tropical flowers. **Acta Horticulturae**, Palo Alto, n. 683, p. 79-86, 2005.

PLANTASONYA. Os pássaros com raízes. Disponível em: <<http://www.plantasonya.com.br/flores-e-folhagens/estrelicias-o-passaros-com-raizes.html>>. Acesso em: 22 fev. 2006.

POLJAKOFF-MAYBER, A.; LERNER, H. R. Plants in saline environments. In: PESSARAKLI, M. (Ed.). **Handbook of plant and crop stress**. New York: Marcel Dekker, 1994. p. 65-96.

PORTER, J. R.; LAWLOR, D. W. **Plant Growth**: interactions with nutrition and environment Cambridge: University of Cambridge Press, 1991. 284 p.

PURVIS, A.C.; SHEWFELT, R.L. Does the alternative pathway ameliorate chilling injury in the sensitive plant tissues? **Plant Physiology**, London, v. 88, p. 712-718, 1993.

QUIROGA, C. et al. A tomato peroxidase involved in the synthesis of lignin and suberin. **Plant Physiology**, London, v. 122, p. 1119-1127, 2000.

REDMAN, P. B. et al. A. Postharvest handling of nine specialty cut flower species. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 92, n. 3-4, 2002.

REID, M. S. Effects of low temperatures on ornamental plants. **Acta Horticulturae**, Leuven, v. 298, p. 215, 1991.

REID, M. S. **Products facts**: bird of paradise: recommendations for maintaining postharvest quality. Disponível em: <<http://postharvest.ucdavis.edu/files/77194.pdf>>. Acesso em: 06/08/2004.

REID, M. S.; DODGE, L. **Anthurium**: recommendations for maintaining postharvest quality. Davis: Department of Environmental Horticulture, University of California, 2001. P. 321

RETEC. Sistema brasileiro de respostas técnicas. **Rede de tecnologia da Bahia**. 2005. Disponível em: <<http://www.desenbahia.ba.gov.br>>. Acesso em: 05/07/2005.

RICHARDSON, T.; HYSLOP, D. B. Enzimas. In: FENNEMA, O. R. (Dir.) **Química de los alimentos**. Zaragoza: Acríbia, 2000. p. 501-503.

RODRIGUEZ, S. C. et al. Effect of different treatments on the evolution of polyamines during refrigerated storage of eggplants. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, New York, v. 49, p. 4700-4705, 2001.

ROGERS, H. J. Programmed cell death in floral organs: How and why do flowers dye? **Annals of Botany**, London, v. 97, p. 309-315, 2006.

ROUSTAN, J. P. et al. Relationship between ethylene and polyamine synthesis in plant regeneration. In: PECH, J. C. (Ed.) **Cellular and molecular aspects of the plant hormone ethylene**. Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 1993. p. 365-366.

RUDNICK, R. M. et al. Cold storage and transpiration conditions for cut flowers, cutting and potted plants. **Acta Horticulturae**, London, v. 298, p. 225-231, 1991.

SALIVIET, M. E. Discovery of chilling injury. In: KUNG, S. D.; YANG, S. F. (Eds.) **Discoveries in plant biology**. Singapore: World Scientific Publication, 2001. p. 423-448.

SANINO, A. **Conservação de tomate (*Lycopersicum esculentum*) ‘Debora’, submetido a diferentes condições de resfriamento e aquecimento intermitente**. 2004. 63 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2004.

SANTA-CATARINA, C. et al. IAA, ABA, polyamine and free amino acids associated with zygotic embryo development of *Ocotea catharinensis*. **Plant Growth Regulator**, Amsterdam, v. 49, p. 237-247, 2006.

SANTOS, V, R. et al. Influência do etileno e do 1-MCP na senescência e longevidade das inflorescências de esporinha. **Bragantia**, Campinas, v. 64, n. 1, p. 33-38, 2005.

SANTOS, M. H. L. C. **Fisiologia pós-colheita de sorvetão (*Zingiber spectabile* Griff.) cultivado no submédio São Francisco**. 2007. 93 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura)- Universidade Estadual de Paulista, Botucatu, 2007.

SANTOS, H. H. L. C. et al. Soluções conservantes em sorvetão pós-colheita. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n. 8, p. 2354-2357, 2008.

SCANDALIOS, J. G. Oxygen stress and superoxide dismutases. **Plant Physiology**, London, v. 101, p. 7-12, 1993.

SEO, S, G. et al. Analysis of polyamines, 1-aminocyclopropane-1-carboxylic acid and their conjugated forms in floral organs of *Hibiscus syriacus* L. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, Tokyo, v. 76, p. 149-156, 2007.

SEREK, M.; REID, M. S. Ethylene and postharvest performance of potted Kalanchöe. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 18, p. 43-48, 2000.

SERRANO, M. et al. CO₂ treatment of zucchini squash reduces chilling-induced physiological changes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, London, v. 46, p. 2465-2468, 1998.

SEWAKE, K. T.; UCHIDA, J. Y. **Diseases of heliconia in Hawaii**. Honolulu: Institute of Tropical Agriculture and Human Resources, 1995. 18 p.

SHAKED-SACHRAY, L. et al. Increased anthocyanin accumulation in aster flowers at elevated temperatures due to magnesium treatment. **Physiology Plant**, London, v. 114, p. 559-565, 2002.

SHIGEOKA, S. et al. Regulation and function of ascorbate peroxidase isoenzymes. **Journal of Experimental Botany**, London, v. 53, n. 372, p. 1305-1319, 2002.

SHIVA, K. N. et al. Changes in protease activity of cut roses as affected by pulsing and cold storage. **Indian Journal Horticulture**, v. 59, n. 2, p. 196-200, 2002.

SILVA, E. A. A. et al. Alterações dos padrões de isoenzimas em sementes de milho infectadas por fungos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 35, n. 9, p. 1725-1732, 2000.

SILVEIRA, V. et al. Effect of plant growth regulators on the cellular growth and levels of intracellular protein, starch and polyamines in embryogenic suspension cultures of *Pinus taeda*. **Plant Tissues Organelles Culture**, Budapest, v. 69, p. 233-249, 2004.

SILVEIRA, V. et al. Polyamine effects on the endogenous polyamine contents, nitric oxide release, growth and differentiation of embryogenic suspension cultures of *Araucária angustifolia* (Bert) O. Ktze. **Plant Science**, London, v. 171, p. 91-98, 2006.

SKOG, L. J. **Chilling injury of horticultural crops**. Horticultural Research Institute of Ontario. University of Guelph Factsheet. 1998. Disponível em: <<http://www.omafra.gov.on.ca/english/crops/facts/98-021.htm#Figure%203>>. Acesso em: 4 set. 2008.

SKUTNIK, E. et al. Effect of growth regulators on postharvest characteristics of *Zantedeschia aethiopica*. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 21, n. 2, p. 241-246, 2001.

SLOCUM, R. D. et al. The physiology and biochemistry of polyamines in plants. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, Amsterdam, v. 235, n. 2, p. 283-303, 1984.

SMITH, T. A. Polyamines. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, London, v. 36, p. 117-143, 1985.

SOCIEDADE BRASILEIRA de FLORICULTURA e PLANTAS ORNAMENTAIS. **Comércio exterior da floricultura brasileira**. 2008. Disponível em: <<http://www.sbfpo.com.br/noticias/gerais>>. Acesso em: 7 mar. 2008.

SOOD, S. et al. Physiological and biochemical studies during flower development in two rose species. **Scientia Horticulturae**, London, v. 108, p. 390-396, 2006.

SOUZA, S. A. **Longevidade de *Heliconia psittacorum* x *H. spathocircinata* ‘GOLDEN TORCH’ e *H. bilhai* em resposta ao uso de reguladores de crescimento**. 2008. 158 f. Tese (Doutorado em Agronomia)-Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2008.

SPRICIGO, P. C. et al. Soluções de manutenção na pós-colheita de chrysanthemum morifolium cv. Dragon. **Revista Ciência Agrotecnologia**, Lavras, v. 34, n. 5, p. 1238-1244, 2010.

STODDARD, E. M.; MILLER, P. M. Chemical control of water loss in growing plants. **Science**, Washington, n. 137, p. 224-225, 1962.

SUGAWARA, H. et al. Is a cysteine proteinases inhibitor involved in the regulation of petal wilting in senescing carnation (*Dianthus caryophyllus* L.) flowers? **Journal of Experimental Botany**, New York, v. 53, p. 407-413, 2002.

SKUTNIK et al. Effect of growth regulators on postharvest characteristics of *Zantedeschia aethiopica*. **Postharvest Biology and Technology**, v. 21, n. 2, p.241-246, 2001.

TABOR, C. W.; TABOR, H. Polyamines. **Annual Review Biochemistry**, New York, v. 53, p. 749-790, 1984.

THOMASHOW, M. F. So what's new in the field of plant cold acclimation. **Plant Physiology**, London, v. 125, p. 89-93, 2001.

TIBURCIO A. F. et al. Polyamine metabolism and its regulation. **Physiology Plant**, London, v. 100, p. 664-674, 1997.

TJIA, B. et al. Response of cut gerbera flowers to fluoridated water and floral preservative. **HortScience**, Alexandria, v. 22, n. 5, p. 896-897, 1987.

YANG, S. F. et al. Ethylene biosynthesis and its regulation in higher plants. **Annual Review Plant Physiology**, New York, v. 35, p. 155-189, 1984.

YODA, H.; HIROI, Y.; SANO, H. Polyamine oxidase is one of the key elements for oxidative burst to induce programmed cell death in tobacco cultured cells. **Plant Physiology**, London, v. 36, n. 142, p. 193-206, 2006.

YODA, H.; YAMAGUCHI, Y.; SANO, H. Induction of hypersensitive cell death by hydrogen peroxide produced through polyamine degradation in tobacco plants. **Plant Physiology**, London, n. 132, p. 1973-1981, 2003.

VASLIER, N.; VAN DOORN, W. G. Xylem occlusion in bouvardia flowers: evidence for a role of peroxidase and catechol oxidase. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 28, p. 231-237, 2003.

VAN DOORN, W. G. Role of soluble carbohydrates in flowers senescence: a survey. **Acta Horticulturae**. Palo Alto, v. 543, p. 179-183, 2001.

VAN DOORN, W. G. Vascular occlusion in cut flowers. I. General principles and recent advances. **Acta Horticulturae**, Palo Alto, v. 482, p. 59-64, 1999.

VAN DOORN, W. G.; CRUZ, P. Evidence for a wounding-induced xylem occlusion in stems of cut chrysanthemum flowers. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v.19, p. 73-83, 2000.

VAN DOORN, W. G.; JONES, R. B. Ultrasonic acoustic emissions from excised items of two Thryptomene species. **Physiologia Plantarum**, London, v. 92, p. 431-436, 1994.

VAN DOORN, W. G.; PERIK, R. R. J. Hydroxyquinoline citrate and low pH prevent vascular blockage in stems of cut roses flowers by reducing the number of bacteria. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 115, n. 6, p. 979-981, 1990.

VAN DOORN, W. G.; WITTE, Y. D. Sources of the bacteria involved in vascular occlusion of cut rose flowers. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 2, n. 122, p. 263-266, 1997.

VAN DOORN, W.G. et al. Effect of antimicrobial compounds on the number of bacteria in stems of cut rose flowers. **Journal of Applied Bacteriology**, Greenfield, v. 68, p. 117-122, 1990.

VAN IEPEREN, W. et al. Embolism repair in cut flower items: a physical approach. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 25, p. 1-14, 2002.

VAN MEETEREN, U. et al. Processes and xylem anatomical properties involved in rehydration dynamics of cut flowers. **Acta Horticulturae**, Amsterdam, v. 543, p. 207-211, 2001.

VAN MEETEREN, U. et al. Inhibition of water uptake after dry storage of cut flowers: Role of aspired and wound- induced processes in *Crysanthemum*. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 41, p.70-77, 2006.

VIERLING, E. The roles of heat shock proteins in plants. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, London, v. 42, p. 579-620, 1991.

VIEIRA, M. R. S. et al. Changes in polyamine, total protein and total carbohydrate content and peroxidase activity during the lifetime of chrysanthemum 'Faroe'. **Floriculture and Ornamental Biotechnology**, Tokyo, v. 4, n.1, p. 48-52, 2010.

WAITHAKA, K. et al. Cold storage and flowers keeping quality of cut tuberose (*Polianthes tuberosa* L.) **Journal of Horticultural Science & Biotechnology**, New York, v. 76, p. 271-275, 2001.

WANG, C. Y.; JI, Z. L. Effect of low-oxygen storage on chilling injury and polyamines in zucchini squash. **Scientia Horticulturae**, New York, v.39, n. 1, p.17-19, 1989.

WARD, G.; NUSSINOVITCH, A. Peel gloss as a potential indicator of banana ripeness. **Lebensmittel-Wissenschaft und-Technologie**, Budapest, v. 29, p.289-294, 1996.

WOLTERING, E. J.; DOORN, W. G. Role of ethylene in senescence of petals-morphological and taxonomical relationships. **Journal of Experimental Botany**, London, v.35, p.1605-1616, 1988.

WOOD, T. Ornamental zingiberales. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, Campinas, v. 1, p. 12-13, 1995.

WOODSON, W. R.; HANDA, A. K. Changes in protein patterns and in vivo proteins synthesis during presenescence and senescence of hibiscus petals. **Journal Plant Physiology**, New York, v. 128, n. 67-75, 1987.

ZAUBERMAN, G. Y. FUCHS, S.; AKERMAN, M. Peroxidase activity in avocado fruit stored at chilling temperatures. **Scientia Horticulturae**, New York, v. 26, p. 261-265, 1985.

ZHONG, J. J. et al. Enhancement of anthocyanin production by *Perilla frutescens* cells in a stirred bioreactor with internal light irradiation. **Journal Fermentation and Bioengineering**, v. 75, p. 299-303, 1993.