

Perfil enzimático de amoras-pretas armazenadas sob diferentes temperaturas de refrigeração

RESUMO

A utilização de baixas temperaturas constitui o fator mais importante na redução da deterioração e na maximização da vida útil da amora-preta. O armazenamento a frio retarda os processos fisiológicos tais como a respiração e a produção de calor vital, responsáveis pela senescência das frutas. O objetivo deste trabalho foi avaliar o comportamento enzimático de amoras-pretas submetidas a diferentes temperaturas de armazenamento. Amoras-pretas da cultivar "Tupy" foram acondicionadas em embalagens de polietileno (PET); distribuídas aleatoriamente em diferentes temperaturas de refrigeração ($0^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$; $5^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ e $8^{\circ} \pm 1^{\circ}\text{C}$ com $90\% \pm 5\%$ de umidade relativa), durante 12 dias e as avaliações foram realizadas nos períodos de 0, 3, 5, 7, 9 e 12 dias de armazenamento de acordo com a manutenção da vida-útil das amoras. As seguintes variáveis foram determinadas: firmeza, pectina total, pectina solúvel, pectinametilesterase, poligalacturonase, peroxidase, polifenoloxidase e fenilalanina amônia-liase. O trabalho foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC). Os tratamentos foram dispostos em fatorial duplo (3×6), onde o primeiro fator foi referente a três temperaturas de refrigeração e o segundo a seis tempos de armazenamento com três repetições, sendo que cada unidade experimental foi constituída de aproximadamente 120g. Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade e análise de regressão. A temperatura de 0°C prolongou a vida-útil da amora-preta por doze dias, mantendo a textura e menor atividade das enzimas pectinolíticas e do metabolismo fenilpropanóide.

PALAVRAS-CHAVE: *Rubus sp*, enzimas, qualidade, conservação.

Caroline Roberta Freitas Pirescarolinerfp@gmail.com

Departamento de Ciência e Tecnologia de Alimentos, Universidade Federal do Tocantins, Palmas-TO, Brasil.

Juliana Pinto Limajujuufv@hotmail.com

Departamento de Ciência dos Alimentos, Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG, Brasil.

Heloísa Helena Siqueira Eliasheloisa.elias@yahoo.com.br

Departamento de Ciência dos Alimentos, Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG, Brasil.

Marcos Gomes Souzamarcosopg@yahoo.com.br

Departamento de Ciência dos Alimentos, Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG, Brasil.

Luiz Carlos Oliveira Limalcolima@ufla.edu.br

Departamento de Ciência dos Alimentos, Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG, Brasil.

INTRODUÇÃO

A amoreira-preta pertence à família *Rosaceae*, gênero *Rubus* e subgênero *Eubatus*. Sua fenologia é influenciada pelas condições anuais variando de acordo com o suprimento da exigência ao frio ter sido ou não satisfatória. Além dos fatores climáticos, outras condições como a espécie podem desencadear em diferentes comportamentos da amoreira (ANTUNES; GONÇALVES; TREVISAN, 2006a).

A amora-preta apresenta uma vida-útil restrita com progressiva perda de qualidade pós-colheita, o que dificulta seu comércio para o consumo “*in natura*” (PERKINS-VEAZIE e COLLINS, 1997). No entanto, uma alternativa adotada que aumentaria sua conservação consiste no emprego de baixas temperaturas. O armazenamento a frio reduz a taxa respiratória dos frutos, além de diminuir a produção de calor vital, reduzindo o processo de senescência. Com o decréscimo na atividade respiratória há uma redução das perdas de sabor, aroma, textura e cor dos frutos no decorrer do armazenamento (FILGUEIRAS; CHITARRA; CHITARRA, 1996).

Diversos processos bioquímicos e fisiológicos são amenizados pela exposição a temperaturas baixas (WANG, 1990). Dentre estes processos cabe ressaltar a alteração na estrutura das proteínas (LINDERSTROM-LANG e SCHELLMAN, 1959), além das modificações enzimáticas (WATKINS; PICTON; GRIERSON, 1990).

Alguns estudos mostram modificações na atividade enzimática e nas características cinéticas da fenilalanina amônia-liase e da chalcona sintase quando frutos são expostos a baixas temperaturas (SANCHEZ-BALLESTA *et al.*, 2000; WANG e LEWERS, 2007; MALDONADO GONI e ESCRIBANO, 2007). De acordo com Dangyang e Salveit, (1989) substâncias de coloração escura são formadas na rota catalisada pela enzima fenilalanina amônia-liase.

Nos últimos anos, os trabalhos têm mostrado a associação entre os atributos de qualidade dos vegetais, com os compostos fenólicos, visto que estes participam da composição de voláteis e pigmentos cominando nas cores, aromas e sabores característicos de cada fruto (BEDGOOG *et al.*, 2005; TOMAS-BARBERÁN e ESPIN, 2001). No entanto, os compostos fenólicos podem ser degradados pelas enzimas polifenoloxidase e peroxidase, originando compostos de coloração escura ocasionando certa rejeição dos frutos (LEI; FENG; JIANG, 2004).

Além das modificações na atividade das enzimas do metabolismo fenilpropanóide, baixas temperaturas também modificam a atividade das enzimas hidrolíticas da parede celular. Este efeito foi observado por Dopico *et al.* (1993) ao avaliar o armazenamento de abacate (*Persea americana* Mill cv. Hass) sob baixa temperatura. Os autores afirmaram que houve redução na maturação dos frutos e um aumento na atividade das enzimas associadas à degradação da parede celular como celulase e poligalacturonase.

Ben-Arie e Sonogo (1980) armazenaram pêssegos em baixas temperaturas e relataram uma elevação na atividade da pectinametilesterase e uma redução na atividade da poligalacturonase.

Nectarinas armazenadas a 0°C, mostraram que o grau de esterificação da pectina diminuiu continuamente durante o armazenamento (LURIE *et al.*, 1994), e a atividade da poligalacturonase foi baixa nestas condições. Essas modificações na atividade das enzimas de parede celular estão associadas às alterações na firmeza do fruto armazenado a baixa temperatura no decorrer dos dias de armazenamento (ZHOU; BEN-ARIE; LURIE, 2000).

O presente trabalho tem como objetivo avaliar o comportamento das enzimas do metabolismo fenilpropanóide e as enzimas hidrolíticas da parede celular de amoras-pretas submetidas a diferentes temperaturas de armazenamento.

MATERIAL E MÉTODOS

Amoras-pretas da cultivar Tupy foram provenientes de plantio comercial, do município de Itamonte, MG. A colheita realizada de forma manual foi procedida em novembro de 2010.

Os frutos foram colhidos, obedecendo à uniformidade de tamanho, cor e ausência de injúrias e armazenados em bandejas de polietileno com tampa do mesmo polímero. As embalagens contendo os frutos foram distribuídas aleatoriamente em câmaras frias com temperaturas de refrigeração de 0 ± 1 °C, 5 ± 1 °C e 8 ± 1 °C e $90 \pm 5\%$ de umidade relativa.

As avaliações foram realizadas nos períodos de 0, 3, 5, 7, 9 e 12 dias de armazenamento, de acordo com a manutenção da qualidade dos frutos dentro de cada temperatura.

A firmeza de frutos inteiros foi obtida determinando-se dois pontos na região equatorial do fruto, com o auxílio de um texturômetro Stable Micro System, modelo TAXT2i, probe 2/N e os resultados foram expressos em Newton (N).

As pectinas total e solúvel foram extraídas de acordo com a técnica de McCready e McComb (1952) e determinadas espectrofotometricamente a 520 nm, segundo técnica de Blumenkrantz e Asboe-Hansen (1973). Os resultados foram expressos em mg de ácido galacturônico por 100g de polpa. O percentual de solubilização foi obtido pela razão pectina solúvel/pectina total.

A atividade enzimática da pectinametilesterase foi determinada pela técnica descrita por Jen e Robinson (1984). O substrato utilizado foi a pectina cítrica a 1% em NaCl $0,1 \text{ mol.L}^{-1}$, pH 7,0, à temperatura ambiente. A taxa de desmetilação da pectina, adicionada do extrato enzimático, foi medida pela titulação da mistura da reação com NaOH $0,01 \text{ mol.L}^{-1}$, mantendo-se o pH 7,0 por 10 minutos. Uma unidade de atividade foi considerada como sendo a quantidade de enzima capaz de catalisar a desmetilação de pectina correspondente a um ηmol de NaOH por grama de polpa fresca por minuto, nas condições do ensaio. Os resultados foram expressos em unidades por grama de polpa fresca por minuto.

A extração da poligalacturonase foi realizada de acordo com a metodologia de Buecher e Furmanski (1978). Amostras de 5g foram trituradas em politron com 50 mL de água destilada gelada, a 4 °C. O homogenato resultante foi filtrado em papel de filtro. O resíduo foi lavado mais uma vez com água destilada e, em seguida, ressuspenso em NaCl $1,0 \text{ mol.L}^{-1}$ e submetido à homogeneização por um minuto. O pH foi ajustado para 6 com NaOH e o novo homogenato foi incubado a 4 °C, por uma hora. Depois de incubado, o volume foi completado para 30mL com NaCl $1,0 \text{ mol.L}^{-1}$ e filtrado com papel de filtro. O sobrenadante constituiu a fonte enzimática. A determinação da atividade enzimática foi realizada segundo Pressey e Avants (1982). O extrato foi incubado com ácido galacturônico 0,25% em tampão acetato de sódio 37,5mM pH 5,0, a 30 °C, por 3 horas. A reação foi interrompida em banho-maria fervente e os grupos redutores liberados determinados pela técnica Somogyi, modificada por Nelson (1944), utilizando-se ácido galacturônico como padrão. Uma unidade de atividade de PG foi definida como a quantidade de enzima capaz de catalisar a formação de 1 ηmol de açúcar redutor por grama de polpa fresca a cada minuto. A extração e a determinação das atividades da peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) foram realizadas de acordo com o método proposto por Matsumo e Uritane (1972). A atividade foi expressa em unidade por minuto por grama de tecido fresco ($\text{U min}^{-1} \text{ g}^{-1}$), segundo o método de Teisson (1979).

A fenilalanina amônia-liase (FAL) foi determinada com base na técnica preconizada por Rhodes e Woollorton (1977). A atividade enzimática foi expressa em $\text{U min}^{-1} \text{ g}^{-1}$, definida como conteúdo de enzima que produz um aumento na absorvância a 290 nm de 0,01 por minuto (ZUCKER, 1965).

A análise estatística das variáveis avaliadas foi realizada utilizando-se do *software* R. Realizou-se a análise de variância por meio do teste F para verificar a diferença entre os tratamentos. As médias dos tratamentos, quando significativas, foram comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. Quando encontrada diferença significativa na interação entre os fatores, foi feita a análise de regressão.

O trabalho foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC). Os tratamentos foram dispostos em fatorial 3x6, sendo constituído por tratamentos submetidos a 3 diferentes temperaturas (temperaturas de 0 °C, 5 °C e 8 °C), durante seis períodos de armazenamento (0, 3, 5, 7, 9 e 12 dias), contendo três repetições. Cada unidade experimental foi constituída por 120g de frutos.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Cada temperatura proporcionou um período distinto de armazenamento, baseado na aptidão do fruto para o consumo. À temperatura de 0 °C, os frutos puderam ser avaliados até o décimo segundo dia, no armazenamento a 5 °C, até o sétimo dia e à temperatura de 8 °C até o quinto dia.

Houve interação significativa entre os fatores temperatura e tempo de armazenamento, para as variáveis firmeza e porcentagem de solubilização ($p < 0,05$) (Gráficos 1a e 1b).

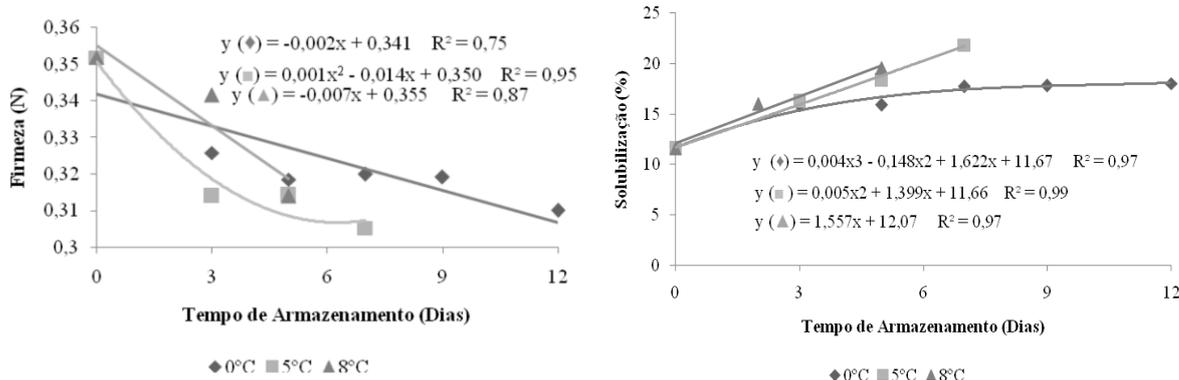


Figura 1- Curva e equação de firmeza (a) e solubilização (b) de amoras-pretas da cultivar Tupy armazenadas sob diferentes temperaturas.

A firmeza da polpa caracterizou-se pelo decréscimo gradual e significativo ao longo dos dias de armazenamento, em todas as temperaturas avaliadas. Frutos armazenados a 5 °C apresentaram redução mais acentuada na firmeza de sua polpa. Houve um aumento na porcentagem de solubilização dos frutos no decorrer do armazenamento.

A textura do fruto, apesar de ser um parâmetro físico, está estreitamente relacionada com a solubilização de substâncias pécicas. Frutos com elevada porcentagem de pectina solúvel são, geralmente, de textura fraca e pouco resistentes ao transporte e ao armazenamento (CARVALHO, 1994).

A tendência geral dos frutos durante a pós-colheita é um declínio na firmeza condicionada por diversos fatores, sendo atribuído, principalmente, à hidrólise de polissacarídeos da parede celular e à degradação enzimática de compostos pécicos da lamela média (SALUNKE e DESAI, 1984).

No entanto, a redução da temperatura diminui a atividade respiratória dos frutos (BEHRING *et al.*, 1996), reduzindo a perda de firmeza (MERINO e URIARTE, 1989), durante o armazenamento.

Ao avaliar o conteúdo pectínico de amoras armazenadas sob temperatura ambiente e temperatura de refrigeração, Antunes; Gonçalves; Trevisan (2006b) observaram que, apesar da elevação no teor de pectina solúvel nos frutos mantidos sob refrigeração, não houve degradação aparente da parede e extravasamento do suco celular enquanto, sob condição de temperatura ambiente, observaram perda drástica da textura e extravasamento do suco, restringindo a vida útil dos frutos à metade daquela observada quando mantidos sob refrigeração.

Gross e Wallner (1979) relataram que, na maioria dos frutos, a fração solúvel das substâncias pécicas aumenta durante o amadurecimento, num processo atribuído à ação de enzimas pectinolíticas.

Duas principais enzimas estão envolvidas no processo de amaciamento dos frutos, a poligalacturonase (PG) e a pectinametilesterase (PME) (ANTHON *et al.*, 2002).

Tanto a PME quanto a PG foram influenciadas significativamente pela interação temperatura e tempo de armazenamento (Gráfico 2a e 2b).

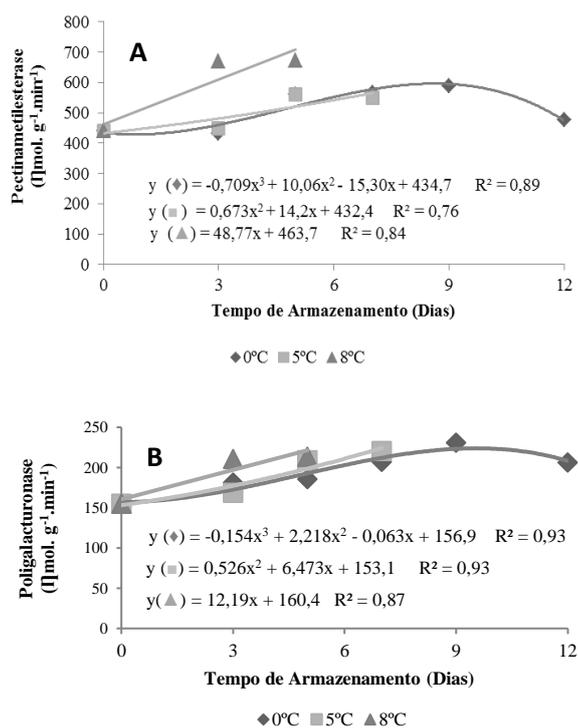


Figura 2. Curva e equação das enzimas pectinametilesterase (2a) e poligalacturonase (2b) de amoras-pretas da cultivar Tupy armazenadas sob diferentes temperaturas.

Frutos armazenados a 8 °C apresentaram maior atividade da enzima PME. Os frutos armazenados a 5 °C e a 0°C apresentaram ligeira oscilação dos valores de PME, no decorrer do armazenamento (Gráfico 2a). Antunes; Gonçalves; Trevisan (2006a), ao avaliar a atividade enzimática de amoras das cultivares Comanche e Brazos, observaram maior atividade da PME no final do período de armazenamento à temperatura ambiente.

Para a PG, os frutos armazenados a 0 °C apresentaram um aumento até o nono dia, seguido por um decréscimo, no final do período de armazenamento. Os frutos armazenados a 5 °C e a 8 °C apresentaram elevação crescente da atividade de PG durante o período de armazenamento (Gráfico 2b).

Avaliando a influência da temperatura de armazenamento na atividade enzimática da PG, Antunes; Gonçalves e Trevisan (2006a) observaram que, nos frutos armazenados a 2 °C, houve um acréscimo da sua atividade até o sexto dia, decrescendo a partir daí até o décimo segundo dia. Já nos frutos armazenados à temperatura ambiente, essa redução ocorreu a partir do terceiro dia de avaliação, sendo este fato atribuído a fermentações ocorridas no fruto, causado pelo crescimento de fungos, repercutindo na redução da atividade da PG pela indisponibilidade de substrato (ácido poligalacturônico).

A menor atividade enzimática da PME promoveu a manutenção do grau de esterificação, dificultando a desmetilação do polímero péctico. Consequentemente, reduziu a ação subsequente da PG, refletindo no controle da degradação das substâncias pécticas, por conseguinte, da solubilização de pectinas e na contenção do amaciamento da polpa das amoras.

As enzimas POD, PPO e FAL foram influenciadas significativamente pelos fatores temperatura e tempo de armazenamento (Gráfico 3a, 3b, 3c).

Frutos armazenados a 8 °C apresentaram maior atividade de POD quando comparados aos frutos armazenados a 0 °C e 5 °C (Gráfico 3a). Esse aumento acentuado da atividade da POD em frutos armazenados a temperaturas não tão próximas de 0 °C pode ser um indicativo de maior dano ao tecido vegetal, visto que a POD é considerada uma enzima de estresse. Em condições em que há um aumento na formação de espécies reativas de oxigênio, essa enzima aumenta sua atividade para reduzir os danos causados por essas espécies reativas de oxigênio, removendo átomos de hidrogênio dos grupos álcoois, combinando-os com peróxido de hidrogênio para formar moléculas de água, protegendo os tecidos (SALISBURY e ROSS, 1991).

A PPO apresentou comportamento bem semelhante ao descrito para a POD, visto que os frutos armazenados a 8 °C apresentaram maior atividade enzimática, seguido pelos frutos armazenados a 5 °C e, por fim, pelos frutos armazenados a 0 °C. Observou-se aumento da atividade da polifenoloxidase ao longo dos dias de armazenamento, nas três temperaturas avaliadas (Gráfico 3b).

De acordo com Arruda (2002), a baixa temperatura de armazenamento reduz a atividade das enzimas responsáveis pelo escurecimento enzimático (peroxidase e polifenoloxidase). Cenci (1994) afirma que o aumento na atividade da PPO e POD durante o armazenamento pode estar associado à senescência dos tecidos.

Huang e Wang (1990) constataram que a atividade da POD de lichia aumentou durante os primeiros 15 dias de armazenamento, enquanto a atividade da PPO foi baixa na colheita e manteve-se baixa para os primeiros 29 dias de armazenamento.

A atividade enzimática da FAL foi maior nos frutos armazenados a 8 °C e a 5 °C, observando-se um aumento nos teores ao longo do período de armazenamento. Já nos frutos armazenados a 0 °C, observou-se que houve um aumento até o sétimo dia, seguido por um decréscimo dos valores até o fim do período de armazenamento (Gráfico 3b) fato que pode estar associado à menor disponibilidade de oxigênio e maior concentração de dióxido de carbono criada pela atmosfera modificada às quais os frutos

foram armazenados, visto que estes fatores reduzem a atividade dessa enzima (CHITARRA e CHITARRA, 2005).

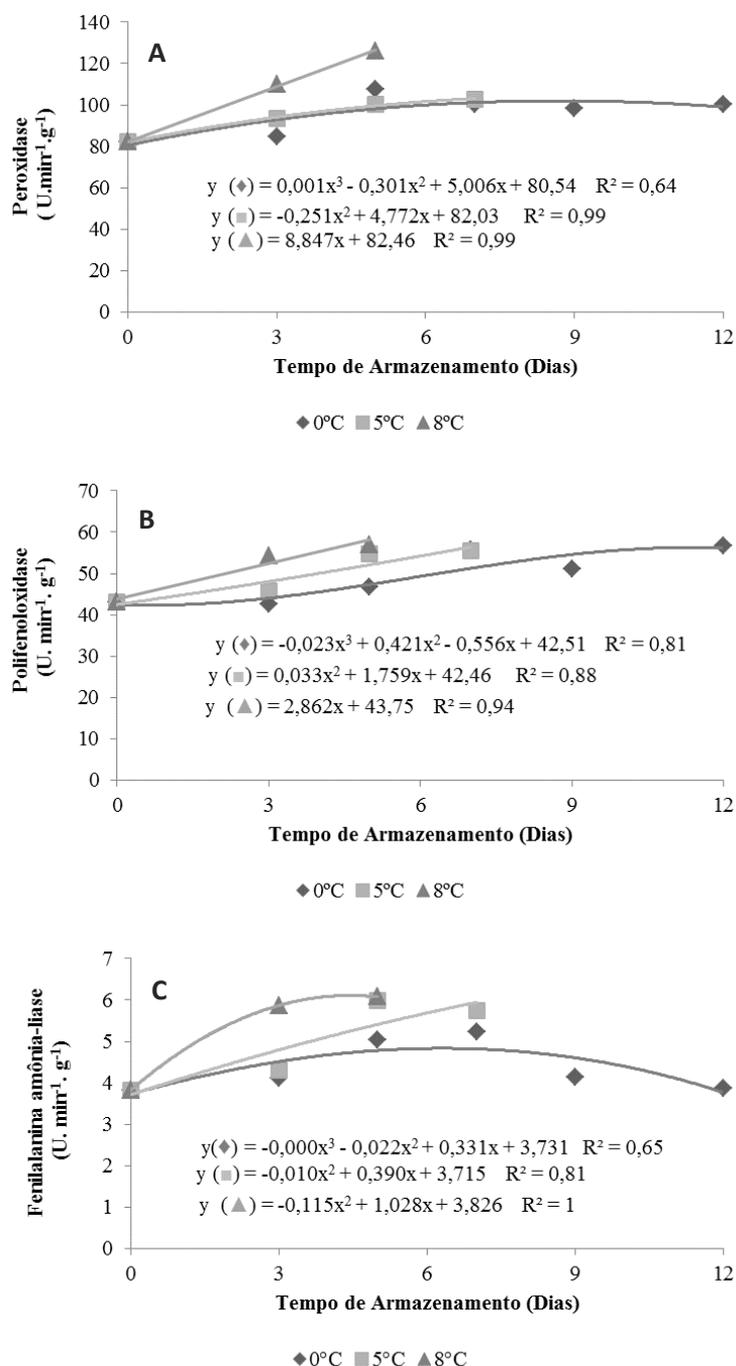


Figura 3 - Curva e equação das enzimas peroxidase (A), polifenoloxidase (B) e fenilalanina amônia-liase (C) de amoras-pretas da cultivar Tupy armazenadas sob diferentes temperaturas.

A FAL exerce papel chave na biossíntese de fenilpropanóides, sendo sua atividade afetada por fatores como luz, temperatura, reguladores de crescimento, inibidores da síntese de RNA, proteína, infecção, fermentos e nutrição mineral (JONES, 1984).

Tem sido observado que, em muitos tecidos vegetais, os teores da FAL e de compostos fenólicos aumentam concomitantemente. No entanto, Peng; Scalbert e Monties (1991) relatam que aumentos na atividade da fenilalanina amônia-liase não se relacionam, necessariamente, com aumentos nos níveis de compostos fenólicos se outros fatores, como a disponibilidade de fenilalanina, forem limitantes para o processo.

CONCLUSÕES

A temperatura de 0 °C é a mais adequada para a conservação da amora-preta cv. Tupy, por preservar a qualidade dos frutos por 12 dias de armazenamento a 90 ± 5% de umidade relativa, mantendo a textura e menor atividade das enzimas pectinolíticas e do metabolismo fenilpropanóide.

Frutos armazenados a 5 °C apresentaram-se viáveis para o consumo até o sétimo dia de armazenamento.

O armazenamento a 8 °C restringiu a vida útil da amora-preta cv. Tupy a cinco dias de armazenamento, por não conseguir retardar as modificações naturais que acontecem no fruto, promovendo redução de firmeza, comprovada pela acentuada atividade de enzimas pecnolíticas e metabolismo fenilpropanóide.

Enzymatic profile of blackberries stored under different temperatures cooling

ABSTRACT

At low temperatures is the most important factor in reducing the deterioration and maximizing the life of the blackberry. The cold storage slows physiological processes such as respiration and the production of vital heat, leading to senescence of fruits. The aim of this study was to evaluate the behavior of enzyme blackberries under different storage temperatures. Blackberries of "Tupy" cultivar were packed in polyethylene (PET); randomly assigned to different refrigeration temperature ($0^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$, $5^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ and $8^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ with $90\% \pm 5\%$ relative humidity) during 12 days and the evaluations were recorded at 0, 3, 5, 7, 9 and 12 days of storage in accordance with the lifecycle maintenance of blackberries. The following variables were determined: firmness, total pectin, soluble pectin, pectin methylesterase, polygalacturonase, peroxidase, polyphenol oxidase and phenylalanine ammonia-lyase. The work was conducted in a completely randomized design (CRD). Treatments were arranged in a 3x6 factorial double, where the first factor refers to three cooling temperatures and the second six storage times with three replications, each experimental unit consisted of approximately 120g. The results were submitted to analysis of variance and means were compared by Tukey test at 5% probability and regression analysis. The temperature of 0°C prolonged the lifetime of blackberry for twelve days, keeping the texture and lower activity of pectinolytic enzymes and of phenylpropanoid metabolism.

KEYWORDS: *Rubus* sp, enzimas, qualidade, conservação.

REFERÊNCIAS

ANTUNES, L. E. C.; GONÇALVES, D. E.; TREVISAN, R. Alterações da atividade da poligalacturonase e pectinametilesterase em amora-preta (*Rubus spp.*) durante o armazenamento. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 12, n. 1, p. 63-66, jan./mar. 2006a.

ANTUNES, L.E. C.; GONÇALVES, E. D.; TREVISAN, R. Alterações de compostos fenólicos e pectina em pós-colheita de frutos de amora-preta. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v.12, n.1, p.57-61, Jan./Mar. 2006b.

ANTHON, G. E.; SEKINE, Y.; WATANABE, N.; BARRETT, D. M. Thermal inactivation of pectin methylesterase, polygalacturonase, and peroxidase in tomato juice. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v. 50, n. 21, p.6153-6159, Oct. 2002.

ARRUDA, M. C.de. **Processamento mínimo de melão rendilhado: tipo de corte, temperatura de armazenamento e atmosfera modificada**. Piracicaba: ESALq. (Dissertação de Mestrado em Agronomia). 2002, 71p.

BEDGOOG, D. R.; BISHOP A. G.; PRENZLER P. D.; ROBARDS K. Analytical approaches to the determination of simple biophenols in forest trees such as Acer (maple), Betula (birch), Coniferus, Eucalyptus, Juniperus (cedar), Picea (spruce) and Quercus (oak). **Analyst**, v. 130, n. 6, p. 809-823, 2005.

BEHSING, J. P.; TOMKINS, R. B.; HUTCHIN, J. M.; FRANZ, P. Effect of temperature and size reduction on respiratory activity and shelf-life of vegetables. In: INTERNATIONAL POSTHARVEST SCINCE CONFERENCE, 1996, Taupo. Abstracts... Taupo: ISHS, 1996. 544p.

BEN-AIRE, R.; SONEGO, L. Pectolytic enzyme activity involved in woolly breakdown of stored peaches. **Phytochemistry**, v. 19, p. 2553-2555, 1980.

BLUMENKRANTZ, N.; ASBOE-HANSEN, G. New method for quantitative determination of uronic acids. **Analytical Biochemistry**, New York, v. 54, n. 2, p. 484-489, Aug. 1973.

BUESCHER, R. W.; FURMANSKI, R. J. Role of pectinesterase and polygalacturonase in the formation of woolliness um peaches. **Journal of Food Science**, Chicago, v. 43, n. 1, p. 264-266, Jan./Feb. 1978.

CARVALHO, V. D. de. Qualidade e conservação pós-colheita de goiabas. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 17, n. 179, p. 48-54, 1994.

CENCI, S. A. **Ácido naftalenoacético (ANA) e cloreto de cálcio na pré-colheita de uva niágara rosada (Vitis labrusca L.X Vitis vinifera L.) avaliação do potencial de conservação no armazenamento.** Lavras, 1994, 109 p. Tese (Doutorado em Ciência dos Alimentos), Escola Superior de Agricultura de Lavras.

CHITARRA, M. I. F. E.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutos e hortaliças: Fisiologia e manuseio.** 2.Ed. UFLA, 2005. 785p.

DANGYANG, K.; SALVEIT, M. E. Wound-induced ethylene production, phenolic metabolism and susceptibility to russet spotting in iceberg lettuce. **Physiologia Plantarum**, v. 76, p.412-418, 1989.

DOPICO, B.; LOWE, A. L.; WILSON, I. D.; MERODIO, C.; GRIERSON, D. Cloning and characterization of avocado fruit messenger-RNAs and their expression during ripening and low-temperature storage. **Plant Molecular Biology**, v. 21, n. 3, p. 437-449, 1993.

FILGUEIRAS, H. A. C.; CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. Armazenamento de ameixas sob refrigeração e atmosfera modificada: 2., colapso interno (internal breakdown) e textura. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 18, n. 1, p. 129-135, jan./fev. 1996.

GROSS, K. C.; WALLNER, S. J. Degradation of cell wall polysaccharides during tomato fruit ripening. **Plant Physiology**, Baltimore, v. 63, n. 1, p. 117-120, Jul. 1979.

HUANG, C. C.; WANG, Y. T. Effects of storage temperature on the colour and quality of litchi fruit. **Acta Horticulture**, v.269, p.307, 1990.

JEN, J. J.; ROBINSON, M. L. P. Pectolytic enzymes in sweet bell peppers (*Capsicum annuum* L.). **Journal of Food Science**, Chicago, v.49, n.4, p.1045-1087, Mar./Apr. 1984.

JONES, D. H. Phenylalanine ammonia lyase: regulation of its induction, and its role in plant development. **Phytochemistry**, Oxford, v.23, n.7, p.1349-1359, Jul. 1984.

LEI D. F.; FENG, Y.; JIANG, D. Z. Characterization of polyphenol oxidase from plants. **Progress in Natural Science**, v. 14, p. 553-561, 2004.

LINDERSTROM-LANG, K. U.; SCHELLMAN, J. A. Protein structure and enzyme activity. In: The enzymes, vol 1. Boyer P.D., Lardy H. and Myrback K. (eds.). Academic Press, New York, pp 443, 1959.

LURIE, S.; RONEN, R.; LIPSKER, Z.; ALONI, B. Effects of paclobutrazol and chilling temperatures on lipids, antioxidants and ATPase activity of plasma membrane isolated from green bell pepper fruits. **Physiologia Plantarum**, v. 91, p.593-598, 1994.

MALDONADO, R.; GONI, O., ESCRIBANO, M. I. Regulation of phenylalanine ammonia-lyase enzyme in Annona fruit: Kinetic characteristics and inhibitory effect of ammonia. **Journal of Food Chemistry**, v. 31, n. 2, p. 161-178, 2007.

MATSUMO, H.; URITANI, I. Physiological behavior of peroxidase enzymes in sweet potato root tissue injured by cutting or back root. **Plant and Cell Physiology**, v. 13, p. 1091-1101, Sept, 1972.

MCCREADY, P. M.; MCCOMB, E. A. Extraction and determination of total pectic material. **Analytical Chemistry**, New York, v. 24, n. 12, p. 1586-1588, 1952.

MERINO, D. M.; URIARTE, C. Conservación del kiwi. **Fruticultura Profesional**, Barcelona, n. 22, p.35-42, 1989.

NELSON, N. A photometric adaptation os Somogyi method for determination of glicose. **Journal of Biological Chemistry**, Baltimore, v.135, n.1, p.136-175, Jan. 1944.

PENG, S.; SCALBERT, A.; MONTIES, B. Insoluble ellagitannins in *Castanea sativa* e *Quercus petraea* woods. **Phytochemistry**, v.30, n. 3, p. 775-778, Mar. 1991.

PERKINS-VEAZIE, P.; COLLINS, J. K. Air shipment of 'Navaho' blackberry fruit to Europe is feasible. **HortScience**, Alexandria, v. 32, n. 1, p. 132-135, Feb. 1997.

PRESSEY, R.; AVANTS, J. K. Solubilization of cell walls by tomato polygalacturonases: effects of pectinesterases. **Journal of Food Biochemistry**, Trumbull, v.1, n.6, p.57-74, Dec. 1982.

RHODES, M.J.C.; WOOLTORTON, L.S.C. The effect of ethylene on the respiration and the activity of phenylalanine ammonia lyase in swede and parship root tissue. **Phytochemistry**, Oxford, v.6, p.655-659, May 1977.

SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. **Plant physiology**. 3. ed. California, Belmont: Wadsworth Publishing Company. 1991, 692p.

SALUNKHE, D. K.; DESAI, B. B. **Postharvest Biotechnology of fruits**. Boca Raton: CRC Press, 1984. v.1, p.77-93.

SANCHEZ-BALLESTA, M. T.; LAFUENTE, M. T.; ZACARIAS, L.; GRANELL, A. Involvement of phenylalanine ammonia-lyase in the response of Fortune mandarin fruits to cold temperature. **Physiologia Plantarum**, v. 108, p.382-389, 2000.

TEISSON C. Lê brunissement interne de l'ananas. I-Historique. II- Material e métodos. **Fruits**, v. 34, n. 4, p. 245-281, Jul./Aug. 1979.

TOMÁS-BARBERÁN, F.; ESPIN, J. C. Phenolic compounds and related enzymes as determinants of quality in fruits and vegetables. **Journal of Science and Food Agriculture**, v. 81, p. 853-876, 2001.

WANG S. Y.; WANG, C. Y.; WEELBURN, A. R. Role of ethylene under stress conditions. In: Stress responses in plants: **Adaptation and acclimation mechanisms**. Wiley-Liss, Inc.pp. 147-173, 1990.

WANG S. Y.; LEWERS, K. S. Antioxidant capacity and flavonoid content in wild strawberries. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v. 132, n. 5, p. 629-637, 2007.

WATKINS, C. B.; PICTON, S.; GRIERSON, D. Stimulation and inhibition of expression of ripening-related mRNAs in tomatoes as influenced by chilling temperatures. **Journal of Plant Physiology**, v. 136, p. 318-323, 1990.

ZHOU, H. W.; BEN-ARIE, R.; LURIE, S. Pectin esterase, polygalacturonase and gel formation in peach pectin fractions. **Phytochemistry**, Oxford, v. 55, n. 3, p. 191-195, 2000.

ZUCKER, M. Induction of phenylalanine decarboxylase by light and its relation to chlorogenic acid synthesis in potato tuber tissue. **Plant Physiology**, v. 40, n. 5, p. 779-784, Sept. 1965.

Recebido: 05 jan. 2015.

Aprovado: 15 jul. 2016.

DOI: 10.14685/rebrapa.v7i2.3521

Como citar:

PIRES, C. R. F.; LIMA, J. P.; ELIAS, H. H. S.; SOUZA, M. G.; LIMA, L. C. O. Perfil enzimático de amoras-pretas armazenadas sob diferentes temperaturas de refrigeração. **Brazilian Journal of Food Research**, Campo Mourão, v. 7, n.2, p. 53-66, jan./abr. 2016. Disponível em: <https://periodicos.utfpr.edu.br/rebrapa>

Correspondência:

Caroline Roberta Freitas Pires

Departamento de Ciência e Tecnologia de Alimentos, Universidade Federal do Tocantins, Palmas-TO, Brasil.

Direito autorial: Este artigo está licenciado sob os termos da Licença Creative Commons-Atribuição 4.0 Internacional.

