



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ

CENTRO DE CIÊNCIAS

DEPARTAMENTO DE BIOQUÍMICA E BIOLOGIA MOLECULAR

AURELICE BARBOSA DE OLIVEIRA

**METABOLISMO ANTIOXIDANTE E QUALIDADE DURANTE A
MATURAÇÃO DE FRUTOS TROPICAIS PRODUZIDOS PELOS SISTEMAS
DE PRODUÇÃO ORGÂNICO E CONVENCIONAL**

FORTALEZA – CE

2012

AURELICE BARBOSA DE OLIVEIRA

METABOLISMO ANTIOXIDANTE E QUALIDADE DURANTE A MATURAÇÃO
DE FRUTOS TROPICAIS PRODUZIDOS PELOS SISTEMAS DE PRODUÇÃO
ORGÂNICO E CONVENCIONAL

Tese submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Bioquímica e Biologia Molecular da Universidade Federal do Ceará como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Bioquímica.

Área de Concentração: Bioquímica Vegetal.

Orientadora: Profa. Dra. Maria Raquel Alcântara de Miranda.

FORTALEZA

2012

AURELICE BARBOSA DE OLIVEIRA

METABOLISMO ANTIOXIDANTE E QUALIDADE DURANTE A MATURAÇÃO
DE FRUTOS TROPICAIS PRODUZIDOS PELOS SISTEMAS DE PRODUÇÃO
ORGÂNICO E CONVENCIONAL

Tese submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Bioquímica e Biologia Molecular da Universidade Federal do Ceará como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Bioquímica.

Aprovada em ____ / ____ / ____

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Maria Raquel Alcântara de Miranda (Orientadora)
Universidade Federal do Ceará

Dr. Carlos Farley Herbster Moura
Pesquisador Embrapa Agroindústria Tropical

Profa. Dra. Cláudia Araújo Marco
Universidade Federal do Ceará - Cariri

Prof. Dr. Enéas Gomes Filho
Universidade Federal do Ceará

Prof. Dr. Fernando Antonio Souza de Aragão
Embrapa Agroindústria Tropical

Aos meus pais Terezinha e Francisco. Ao meu
esposo Halysson. Aos meus irmãos Regina e
Evilásio.

AGRADECIMENTOS

À professora Dra. Maria Raquel Alcântara de Miranda pela orientação e interesse com que acompanhou este trabalho;

Ao pesquisador Dr. Carlos Farley Herbster Moura, pela ajuda na realização de parte deste trabalho;

Ao pesquisador Dr. Fernando Antonio Souza de Aragão, por concordar em participar da banca examinadora dessa tese;

À professora Dra. Cláudia Araújo Marco, pela ajuda na obtenção de parte dos frutos analisados e por concordar em participar da banca examinadora dessa tese;

Ao professor Dr. Enéas Gomes Filho por disponibilizar seu laboratório para realização de análises e por concordar em participar da banca examinadora dessa tese;

Aos professores Dra. Dirce Fernandes e Dr. Joaquim Enéas Filho, por disponibilizar seus laboratórios para realização de análises;

Ao meu esposo por ter sido companheiro e grande incentivador desta empreitada;

Aos professores do Departamento de Bioquímica e Biologia Molecular, pelos ensinamentos;

Aos colegas do curso de Pós-Graduação em Bioquímica, em particular ao Helton, Eduardo, Juan Carlos, Neuza e Andressiane pela ajuda e bons momentos vividos juntos;

Aos colegas do Laboratório de Bioquímica e Fisiologia de Frutos, em particular à Luciana, Marcela, Marília, Sérgio, Ana Livia, Kellina, Winne, Frederico, Thaís, Roberta, Mônica, Jéssica e Rayane, pela ajuda, paciência e agradável convivência;

À empresa Amway Nutrilite do Brasil, por ter cedido parte dos frutos para realização deste trabalho;

Ao Sr. Juvêncio, por ter cedido parte dos frutos para realização deste trabalho;

À Capes e ao BNB-FUNDECI pelo apoio financeiro;

Ao INCT – Frutos Tropicais pelo apoio financeiro.

RESUMO

O crescimento do cultivo orgânico de vegetais vem sendo impulsionado por consumidores que buscam alimentos mais saudáveis, livres de agrotóxicos e de adubos químicos. Desta forma o objetivo desse trabalho foi avaliar as alterações na qualidade e metabolismo antioxidante durante a maturação de frutos de cinco espécies que apresentam importância econômica cultivadas pelos sistemas de cultivo orgânico e convencional. Os frutos do maracujazeiro, bananeira, tomateiro, ateira e aceroleira sob cultivo orgânico e convencional foram colhidos manualmente em diferentes estádios de desenvolvimento e as polpas foram processadas e armazenadas em freezer doméstico à $-18\text{ }^{\circ}\text{C}$ visando a realização das análises de qualidade e do metabolismo antioxidante. Os resultados indicam que o sistema de cultivo orgânico induziu um estresse nos frutos do maracujazeiro evidenciado pelo maior grau de peroxidação associado ao menor conteúdo de fenólicos e menor atividade da catalase (CAT), porém estimulou a concentração de vitamina C. A maior atividade da dismutase do superóxido (SOD) e da fenilalanina amônia liase (PAL) indicam que as bananas orgânicas sofreram um estresse oxidativo, porém suas variáveis de qualidade nutricional não foram afetadas diferentemente pelos sistemas de cultivo. O sistema de cultivo orgânico também induziu um estresse nos frutos do tomateiro evidenciado pelo maior grau de peroxidação lipídica e aumento da atividade da PAL e SOD, porém influenciou positivamente todos os componentes antioxidantes de qualidade nutricional. Apesar dos resultados aqui encontrados para ata não permitirem uma comparação entre os sistemas de cultivos, há fortes indícios de que o sistema de cultivo orgânico não induziu ao estresse em atas. Já com as acerolas BRS 235, há indícios de que o sistema orgânico induziu um estresse oxidativo pelo maior grau de peroxidação lipídica encontrado. Conforme os dados obtidos, o sistema orgânico induziu estresse nos frutos de maracujazeiro, tomateiro, bananeira e aceroleira. O sistema de cultivo orgânico influenciou positivamente os antioxidantes não enzimáticos em maracujá e em tomate, nos demais frutos não houve influência ou ela foi negativa, como no caso das acerolas. Portanto, pode-se concluir que o estresse induzido pelo sistema de cultivo orgânico não irá necessariamente estimular a produção de componentes antioxidantes de qualidade em frutos.

Palavras-chave: maracujá, banana, tomate, ata, acerola, orgânico, convencional, antioxidantes, enzimas.

ABSTRACT

The growth of the organic cultivation of vegetables is driven by consumers seeking healthier foods free of pesticides and chemical fertilizers. Thus the aim of this study was to evaluate changes in quality and antioxidant metabolism during fruit ripening of five species that have economic importance grown by organic farming systems and conventional. The yellow passion fruit, banana, tomato, sugar apple and acerola cultivated under organic and conventional farming were manually harvested at different stages of development, the pulp were processed and stored at 18 °C. The results indicate that the organic cropping system induced stress in passion fruit as shown by the greater degree of peroxidation and lowest phenolic content and CAT activity, however it stimulated vitamin C. The higher SOD and PAL activities indicate that organic bananas suffered an oxidative stress, but their nutritional quality parameters were not affected. The organic farming system also induced stress in tomato evidenced by the greater degree of lipid peroxidation and increased PAL and SOD activities, but also positively influenced all nutritional antioxidants components. Although the present results for sugar apple do not allow a comparison between cropping systems, there are strong indications that the organic cropping system did not induce stress in sugar apple. For acerola BRS 235, there are signs that organic system induced an oxidative stress due to the higher lipid peroxidation degree. As the data obtained, the organic system induced stress in passion fruits, tomato, banana and acerola. The organic cropping system positively influenced the non-enzymatic antioxidants in yellow passion fruit and tomatoes, however for the others fruits, there was no influence or it was negative, as in acerola. Therefore, it can be concluded that stress induced by organic cropping system will not necessarily stimulate the production of antioxidant compounds.

Keywords: passion fruit, banana, tomato, sugar apple, acerola, organic, conventional, antioxidant, enzymes.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Origem das EROs em células vegetais.....	20
Figura 2 – Formação de espécies reativas de oxigênio.....	21
Figura 3 – Sistemas antioxidantes enzimáticos e não-enzimáticos.....	23
Figura 4 – Oxidação do ácido ascórbico ao ácido desidroascórbico.....	29
Figura 5 – Biossíntese dos Flavonóides.....	30
Figura 6 – Estádios de desenvolvimento dos frutos do maracujazeiro e bananeira sob cultivo convencional e orgânico.....	42
Figura 7 - Estádios de desenvolvimento dos frutos do tomateiro e aceroleira sob cultivo convencional e orgânico.....	43
Figura 8 - Metabolismo durante o amadurecimento do maracujá cultivado nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	56
Figura 9 - Metabolismo durante o desenvolvimento da banana cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	62
Figura 10 - Metabolismo durante o desenvolvimento do tomate cultivado nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	71
Figura 11 - Metabolismo durante o amadurecimento da ata cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	77
Figura 12 - Metabolismo durante o desenvolvimento da acerola cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	85

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Qualidade durante o amadurecimento do maracujá cultivado nos sistemas de produção orgânico e convencional	51
Tabela 2 – Compostos antioxidantes durante o amadurecimento do maracujá cultivado nos sistemas de produção orgânico e convencional	53
Tabela 3 - Qualidade durante o desenvolvimento da banana cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional	58
Tabela 4 - Compostos antioxidantes durante o desenvolvimento da banana cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	60
Tabela 5 - Qualidade durante o desenvolvimento do tomate cultivado nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	65
Tabela 6 - Compostos antioxidantes durante o desenvolvimento do tomate cultivado nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	67
Tabela 7 - Qualidade durante o amadurecimento da ata cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	73
Tabela 8 - Compostos antioxidantes durante o amadurecimento da ata cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	75
Tabela 9 - Qualidade durante o desenvolvimento da acerola cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional.....	79
Tabela 10 - Compostos antioxidantes durante o desenvolvimento da acerola cultivada nos sistemas de produção orgânico e convencional	81

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	12
2 OBJETIVOS.....	14
2.1 Objetivo Geral.....	14
2.2 Objetivos Específicos.....	14
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	15
3.1 Agricultura Orgânica.....	15
3.2 Sistema de Produção e Estresse Oxidativo.....	17
3.3 Estresse Oxidativo e Sistema Antioxidante.....	22
3.3.1 Antioxidantes Enzimáticos.....	24
3.3.2 Antioxidantes Não-enzimáticos.....	27
3.3.2.1 Vitamina C.....	27
3.3.2.2 Compostos Fenólicos.....	29
3.4 Sistema de Produção e Antioxidantes.....	32
3.5 Origem e Importância dos Frutos em Estudo.....	34
3.5.1 Maracujá.....	34
3.5.2 Banana	35
3.5.3 Tomate.....	37
3.5.4 Ata	38
3.5.5 Acerola.....	39
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	41
4.1 Obtenção dos Frutos.....	41
4.2 Análises de Qualidade.....	44
4.2.1 pH.....	44
4.2.2 Acidez Titulável.....	44
4.2.3 Sólidos Solúveis.....	44
4.3 Análises de Compostos Antioxidantes.....	44
4.3.1 Antocianinas e Flavonóides-Amarelos.....	44
4.3.2 Vitamina C.....	45
4.4 Determinação da Atividade Antioxidante Total e Polifenóis Totais.....	45
4.4.1 Obtenção do Extrato.....	45
4.4.2 Determinação da Atividade Antioxidante Total.....	46
4.4.3 Determinação de Polifenóis Totais.....	47
4.5 Determinação da Fenilalanina Amônia-Liase e Proteínas Solúveis.....	47

4.5.1 Atividade da Fenilalanina Amônia-Liase.....	47
4.5.2 Determinação de Proteínas Solúveis.....	48
4.6 Determinação da Atividade de Enzimas Antioxidantes.....	48
4.6.1 Obtenção do Extrato.....	48
4.6.2 Atividade da Peroxidase do Ascorbato	48
4.6.3 Atividade da Catalase	49
4.6.4 Atividade da Dismutase do Superóxido	59
4.7 Peroxidação de Lipídios.....	50
4.8 Análise Estatística.....	50
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	51
5.1 Maracujá.....	51
5.1.1 Qualidade.....	51
5.1.2 Antioxidantes Não-enzimáticos.....	52
5.1.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas.....	55
5.2 Banana.....	58
5.2.1 Qualidade.....	58
5.2.2 Antioxidantes Não-enzimáticos.....	59
5.2.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas.....	61
5.3 Tomate.....	65
5.3.1 Qualidade.....	65
5.3.2 Antioxidantes Não-enzimáticos.....	66
5.3.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas.....	70
5.4 Ata.....	73
5.4.1 Qualidade.....	73
5.4.2 Antioxidantes Não-enzimáticos.....	74
5.4.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas.....	76
5.5 Acerola.....	79
5.5.1 Qualidade.....	79
5.5.2 Antioxidantes Não-enzimáticos.....	81
5.5.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas Antioxidantes.....	84
6 CONCLUSÕES.....	88
REFERÊNCIAS.....	90
APÊNDICES.....	113

1 INTRODUÇÃO

A crescente demanda por alimentos saudáveis deve-se a uma maior conscientização dos consumidores acerca dos benefícios de frutos e hortaliças para a saúde e da importância da preservação das condições ambientais. Desta forma, a demanda por produtos com boa qualidade obtidos por meio de práticas agrícolas sustentáveis tem aumentado substancialmente.

A produção de alimentos orgânicos é regulamentada pela Lei nº 10.831 de 24 de dezembro de 2003, a qual preconiza que o sistema orgânico de produção se caracteriza como aquele em que se adotam técnicas específicas mediante à otimização do uso de recursos naturais e socioeconômicos disponíveis, além do respeito à integridade cultural das comunidades rurais, tendo por objetivo a sustentabilidade econômica e ecológica, a maximização dos benefícios sociais e a minimização da dependência de energia não-renovável. Além do emprego de métodos culturais, biológicos e mecânicos em contraposição ao uso de materiais sintéticos, a lei prevê a eliminação do uso de organismos geneticamente modificados e radiações ionizantes em qualquer fase da produção, do processamento, do armazenamento, da distribuição e da comercialização, até a proteção do ambiente. (BRASIL, 2003)

Estudos vêm mostrando que no sistema de produção orgânico, as concentrações de metabólitos secundários são maiores quando comparadas ao sistema de produção convencional. No orgânico, pode ocorrer uma baixa disponibilidade de nitrogênio no solo promovendo alterações no metabolismo vegetal e induzindo à formação de metabólitos secundários envolvidos com a defesa da planta, enquanto que no convencional, o nitrogênio disponível é utilizado para a formação de compostos utilizados para o crescimento e desenvolvimento da planta (BRANDT; MOLGAARD, 2001).

Alguns estudos vêm relacionando o efeito do sistema de produção orgânico com as propriedades nutritivas dos frutos e hortaliças (LOMBARDI-BOCCIA *et al.*, 2004; OLSSON *et al.*, 2006; BARRETT *et al.*, 2007). Um desses comparou morangos cultivados nos sistemas orgânico e convencional e mostrou que aqueles produzidos organicamente apresentaram um maior conteúdo de compostos antioxidantes que inibiram mais fortemente a proliferação de células cancerígenas do cólon (HT29) e da mama (MCF-7) em humanos (OLSSON *et al.*, 2006). Frutos de ameixeiras oriundos do

sistema de produção orgânico quando comparadas àquelas cultivadas convencionalmente apresentaram um maior conteúdo de vitaminas antioxidantes como tocoferol e caroteno, e de compostos fenólicos. Contudo, ameixas cultivadas convencionalmente apresentaram maior conteúdo de macronutrientes (LOMBARDI-BOCCIA *et al.*, 2004). Já quando frutos do tomateiro foram avaliados, observou-se que os cultivados no sistema de produção orgânico apresentaram valores mais altos de sólidos solúveis, de acidez titulável e de firmeza, porém uma menor concentração de compostos antioxidantes quando comparado àqueles produzidos sob cultivo convencional (BARRETT *et al.*, 2007).

Assim, o conhecimento das características nutricionais dos produtos orgânicos comparado ao da agricultura convencional é uma importante informação técnica tanto para os consumidores quanto para os produtores. Além dos critérios sensoriais, hoje é crucial a inclusão de componentes com “valor-saúde” aos critérios de qualidade existentes para os alimentos. Os benefícios nutricionais promovidos pelo consumo de frutas e hortaliças são atualmente demonstrados, ainda que a quantidade consumida seja insuficiente em relação à recomendada por nutricionistas e outros profissionais da área da saúde. Se os produtores fossem capazes de apresentar aos consumidores frutos e hortaliças com um conteúdo reforçado de nutrientes, respeitando o desejo expresso de muitos por produtos não modificados geneticamente, poderiam ajudar significativamente a saúde pública além de contribuir para o aumento da competitividade desses produtos nos mercados internacionais. Com base nas informações apresentadas acima, o objetivo deste estudo foi avaliar as alterações na qualidade e metabolismo antioxidante durante o desenvolvimento dos frutos de cinco espécies frutíferas que apresentam importância econômica cultivadas pelos sistemas de produção orgânico e convencional.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral:

Avaliar as alterações no metabolismo antioxidante e na qualidade durante o desenvolvimento dos frutos de cinco espécies economicamente relevantes cultivadas pelos sistemas de produção orgânico e convencional.

2.2 Objetivos Específicos:

- Avaliar e comparar o efeito dos sistemas de produção durante o desenvolvimento dos frutos do maracujazeiro, bananeira, tomateiro, ateira e aceroleira quanto ao metabolismo antioxidante e à qualidade pós-colheita;
- Estudar o efeito do sistema de produção orgânico na indução do estresse oxidativo nos frutos avaliados;
- Averiguar se o sistema de produção orgânico influencia a concentração de compostos antioxidantes presente nos frutos;
- Estudar a relação entre o estresse induzido pelo sistema de produção orgânico e a composição de antioxidantes importantes para a qualidade dos frutos.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Agricultura Orgânica

O desenvolvimento da agricultura orgânica se deu na década de 1920 com os trabalhos de adubação orgânica e compostagem realizados por Sir Albert Howard na Índia, sendo divulgados na Inglaterra e nos Estados Unidos (EHLERS, 1996). No Brasil, os princípios da agricultura orgânica foram introduzidos no início da década de 1970, quando se começava a repensar o modelo convencional de produção agropecuária. Nos anos de 1972 e 1973, duas experiências de cunho prático surgiram quase que simultaneamente e marcaram o lançamento da semente orgânica no país. Uma delas foi a fundação da Estância Demétria, em Botucatu no interior de São Paulo, que segue os princípios da agricultura biodinâmica, e a outra foi a instalação de uma granja orgânica pelo engenheiro agrônomo, formado no Japão, Dr. Yoshio Tsuzuki, no município de Cotia-SP (DAROLT, 2011).

Santos e Monteiro (2004) afirmam que desde 1990, a agricultura orgânica vem crescendo rapidamente tanto em área cultivada como em número de produtores e tamanho do mercado consumidor. Este aumento se deve principalmente aos impactos causados pela agricultura convencional com a degradação do meio ambiente, redução de mão-de-obra e de subsídios estatais, pelos resíduos químicos dos insumos agrícolas e à maior consciência dos consumidores quanto aos efeitos adversos que estes resíduos podem causar à saúde (ARAÚJO; PAIVA, 2007; SANTOS; MONTEIRO, 2004).

De acordo com Neves *et al.* (2004), a agricultura orgânica é um sistema de manejo sustentável da unidade de produção, com enfoque holístico que privilegia a preservação ambiental, a agrobiodiversidade, os ciclos biológicos e a qualidade de vida do homem, visando a sustentabilidade social, ambiental e econômica no tempo e no espaço. Baseia-se na conservação dos recursos naturais e não utiliza fertilizantes de alta solubilidade, agrotóxicos, antibióticos, aditivos químico-sintéticos, hormônios, organismos transgênicos e radiações ionizantes.

A agricultura orgânica faz parte do conceito abrangente de agricultura alternativa, o qual envolve também outras correntes, tais como: agricultura natural, agricultura biodinâmica, agricultura biológica, agricultura ecológica e permacultura (CAMPANHOLA; VALARINI, 2001). Contudo, ambos os conceitos convergem em um objetivo comum de identificar um sistema de produção sustentável mediante o

manejo e a proteção dos recursos naturais sem a utilização de produtos químicos agressivos à saúde humana e ao meio ambiente, mantendo a diversidade biológica e respeitando a integridade cultural dos agricultores, não obstante as pequenas diferenças existentes (SANTOS; MONTEIRO, 2004).

Segundo a pesquisa realizada pelo Instituto de Pesquisa da Agricultura Orgânica FiBL (Forschungsinstitut für Biologischen Landbau) em 2008, mais de 30 milhões de ha foram cultivados organicamente por mais de 700.000 fazendas em todo o mundo no ano de 2006. O país com mais terras agrícolas orgânicas é a Austrália com 12 milhões de hectares (ha), seguida pela Europa com 7 milhões de ha, América Latina (4 milhões de ha), Ásia (3 milhões de ha), América do Norte (2 milhões de ha) e África (0,4 milhões de ha) (WILLER; YUSSEFI-MENZLER; SORENSEN, 2011). O Brasil ocupa o trigésimo quarto lugar no ranking dos países exportadores de produtos orgânicos. Nos últimos anos, o crescimento anual das vendas aumentou em 50%. Estima-se que já estão sendo cultivados perto de 100 mil ha em cerca de 4.500 unidades de produção orgânica. Aproximadamente, 70% da produção brasileira está concentrada nos estados do Paraná, São Paulo, Rio Grande do Sul, Minas Gerais e Espírito Santo (DAROLT, 2011).

De acordo com Feiden *et al.* (2002), a crescente demanda por produtos orgânicos, bem como a expansão do mercado exigiram novos mecanismos de garantia de qualidade através da certificação dos produtos orgânicos. A certificação de produtos orgânicos visa conquistar maior credibilidade dos consumidores e conferir maior transparência às práticas e aos princípios utilizados na produção orgânica (CAMPANHOLA; VALARINI, 2001).

Para a exportação de produtos orgânicos é necessária a emissão de um certificado para cada tipo de produto, emitido por entidades reconhecidas pelos países e também pela *International Federation of Organic Agriculture Movements* (IFOAM). No Brasil cerca de dezenove entidades certificadoras, dentre as quais as principais são a Associação de Agricultura Orgânica (AAO) e o Instituto Biodinâmico (IBD) situados em São Paulo (PENTEADO, 2000). No Brasil, são utilizados os “Selos de Qualidade” (selo de certificação) juntamente à marca específica de cada produtor para indicar a concordância com as diretrizes, que são atestadas por certificadoras credenciadas junto ao Colegiado Nacional para a Produção Orgânica (CNPOrg) (IBD, 2002).

O Brasil produz mais de 30 produtos orgânicos certificados *in natura* ou processados, dentre os quais os principais produtos exportados são: café, cacau, soja,

açúcar erva-mate, banana, suco de laranja, hortaliças, castanha de caju, guaraná, arroz, soja, mel e café (DAROLT, 2002).

Apesar do crescimento do mercado de produtos orgânicos, o setor apresenta alguns entraves ao seu desenvolvimento como a baixa escala de produção, os custos com a certificação, fiscalização e assistência técnica que, diferentemente do sistema convencional, representam gastos adicionais aos produtores (DAROLT, 2011). Além disso, os consumidores destacam como restrições ao consumo os preços elevados e a disponibilidade limitada de produtos orgânicos (BORGUINI, 2002).

Existe ainda uma parcela de produtores que aderiu ao sistema de produção orgânico porque indis põem de condições financeiras para arcar com o cultivo convencional. Esses produtores se encontram em regiões rurais circunvizinhas aos centros urbanos do interior dos estados mais carentes como o Ceará e comercializam seus produtos principalmente em feiras e, portanto, veem a produção e comercialização de orgânicos como uma forma de agregar valor aos seus produtos.

3.2 Sistema de Produção e Estresse Oxidativo

As plantas estão expostas a uma grande variedade de estresses ambientais, como aqueles associados às mudanças de temperatura, seca, níveis de luz, salinidade, hipóxia, metais pesados e deficiência de nutrientes minerais.

No sistema de produção orgânico, os fertilizantes orgânicos originários dos resíduos vegetais e animais contêm muitos nutrientes sob forma de compostos orgânicos que precisam ser degradados a formas inorgânicas assimiláveis pelas plantas por ação de microrganismos do solo em um processo denominado mineralização. Este processo ocorre de forma gradativa resultando em uma liberação mais lenta dos nutrientes, quando comparada ao cultivo convencional, tornando-os disponíveis às plantas em períodos que variam de dias a meses. A velocidade com que ocorre o processo de mineralização dependente de fatores como temperatura, disponibilidade de água e oxigênio, além do tipo e número de microrganismos presentes no solo (TAIZ; ZEIGER, 2004). Desta forma, a baixa disponibilidade de nutrientes minerais pode promover um estresse na planta cultivada organicamente com mudanças na arquitetura e fisiologia, incluindo inibição do crescimento, crescimento preferencial das raízes, aceleração da senescência e floração precoce (BERNIER *et al.*, 1993; DIAZ *et al.*, 2006; STITT; KRAPP, 1999).

O nitrogênio é o elemento essencial necessário em maior quantidade para o crescimento das plantas (MILLER *et al.*, 2007), portanto a sua deficiência é mais prontamente sentida pelas mesmas. Ele é necessário para síntese de nucleotídeos e aminoácidos, que são monômeros de ácidos nucléicos e proteínas, respectivamente, e de muitos metabólitos secundários que desempenham diversas funções em processos como fotossíntese, sinalização e estruturação celular (TSCHOEP *et al.*, 2009). O nitrogênio é absorvido pelas raízes sob a forma de nitrato (NO_3^-) ou amônio (NH_4^+), sendo incorporado em aminoácidos na própria raiz ou na parte aérea (BREDEMEIE; MUNDSTOCK, 2000). O nitrato absorvido pelas raízes é convertido em amônio pelas enzimas nitrato redutase (NR) e nitrito redutase, sendo então incorporado à glutamato via ação das enzimas glutamina sintetase (GS) e glutamina:oxoglutarato aminotransferase (GOGAT) formando glutamina (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Uma lenta mineralização pode resultar em baixas concentrações de nitrogênio no solo resultando em uma diminuição de glutamina e, portanto, no conteúdo dos demais aminoácidos e proteínas (LEMAITRE *et al.*, 2008). Além disso, afeta diretamente a fotossíntese, pois o nitrogênio é componente de estruturas fotossintéticas como clorofila, de importantes proteínas como a enzima ribulose bifosfato carboxilase/oxigenase (Rubisco) e como as que formam os complexos de captação de luz, levando a uma diminuição da capacidade de assimilação do CO_2 (EVANS; POORTER, 2001). De acordo com Amor (2006), folhas de pimentões orgânicos apresentaram uma redução da taxa fotossintética, de transpiração e de conteúdo de clorofila *a* e *b*, em relação às folhas de pimentões de cultivo convencional e integrado.

O nitrato age também como um sinal da regulação da atividade de muitas enzimas e transportadores, incluindo a NR, fosfoenolpiruvato carboxilase (PEP carboxilase), malato desidrogenase, sacarose fosfato sintase (SPS) e transportadores de nitrato envolvidos na regulação do balanço entre carbono e nitrogênio em plantas (SCHEIBLE *et al.*, 1997). A exposição de plantas às baixas concentrações de nitrato, inativa a PEP carboxilase, enzima que catalisa a síntese de oxaloacetato e ativa a enzima ADP-glicose pirofosforilase redirecionando o fluxo de carbono da produção de aminoácidos e ácidos orgânicos para a biossíntese do amido e metabólitos secundários, os quais possuem ação protetora em relação a estresses abióticos (CRAWFORD *et al.*, 2000).

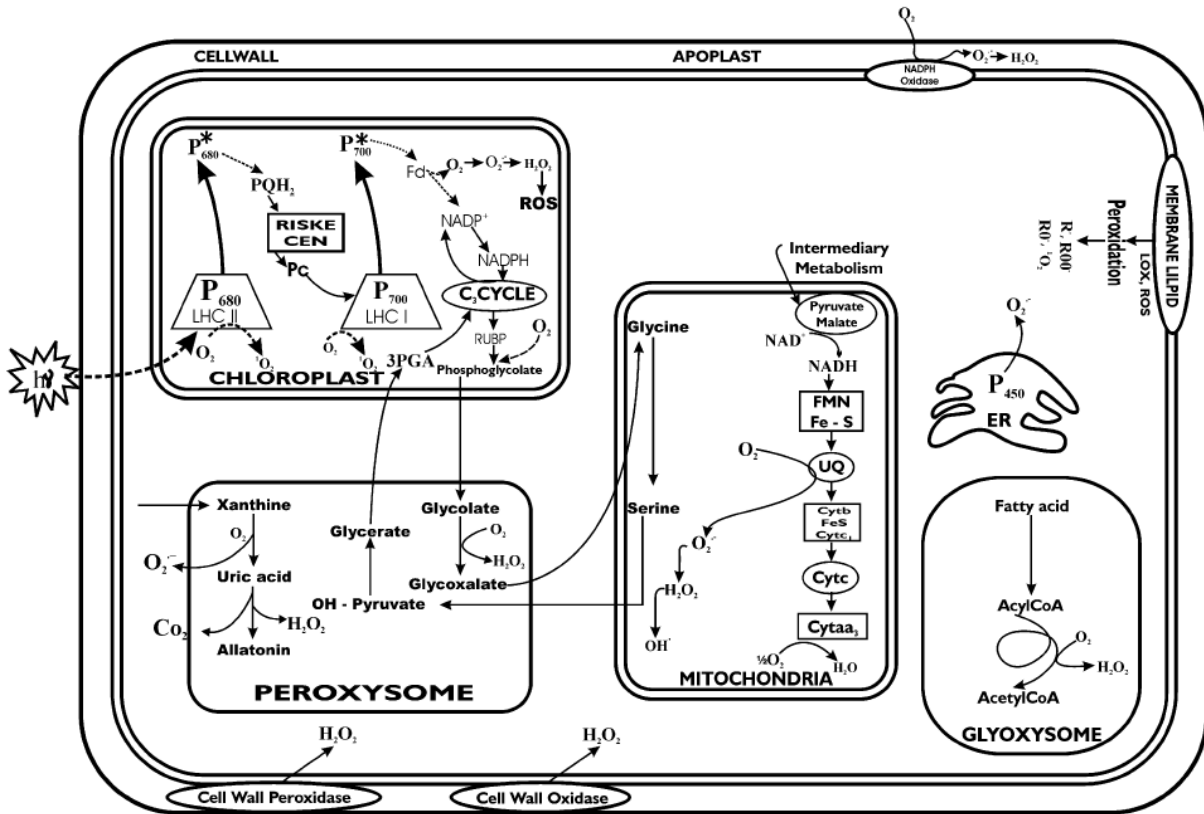
Segundo Winter e Davis (2006), duas hipóteses principais explicam os possíveis aumentos nos metabólitos secundários em alimentos orgânicos versus

convencionais: a primeira hipótese considera os impactos das diferentes práticas de fertilização sobre o metabolismo da planta. Na agricultura convencional, os fertilizantes sintéticos frequentemente tornam o nitrogênio mais disponível para as plantas do que os fertilizantes orgânicos, acelerando o crescimento e desenvolvimento das plantas, sendo os recursos vegetais alocados para fins de crescimento, resultando em uma diminuição na produção de metabólitos secundários, clorofila, e aminoácidos. Esse argumento se baseia na Hipótese do Balanço Crescimento-Diferenciação que explica como a planta alocará carbono para processos relativos à diferenciação ou processos relativos ao crescimento dentro de uma faixa de disponibilidade de recursos ambientais (água, luz, nutrientes). As plantas que crescem em ambientes com boa disponibilidade de recursos não têm limitações nem nas funções de crescimento nem nas funções de diferenciação e, assim, alocam a maior quantidade de carbono proveniente da fotossíntese para crescer tornando-os pouco disponíveis para a produção de aleloquímicos e, conseqüentemente, menores concentrações de metabólitos secundários (AMARAL, 2008).

A segunda hipótese considera as respostas das plantas aos estresses ambientais como ataques de insetos, ervas daninhas e patógenos. Tem sido argumentado que os métodos de produção orgânica, em que são limitados o uso de defensivos agrícolas, pode criar um estresse nas plantas, as quais redirecionariam mais recursos para a síntese de seus próprios mecanismos de defesa química.

A exposição das plantas a condições ambientais desfavoráveis, incluindo a deficiência de nutrientes minerais, induz a um estado de estresse que pode ativar várias vias metabólicas. As espécies reativas de oxigênio (EROs) são produzidas normalmente durante os processos oxidativos biológicos, mas seus efeitos são incrementados sob condições estressantes em diversos sítios intracelulares como mitocôndrias, cloroplastos e peroxissomos (Figura 1) (LIMÓN-PACHECO; GONSEBATT, 2009).

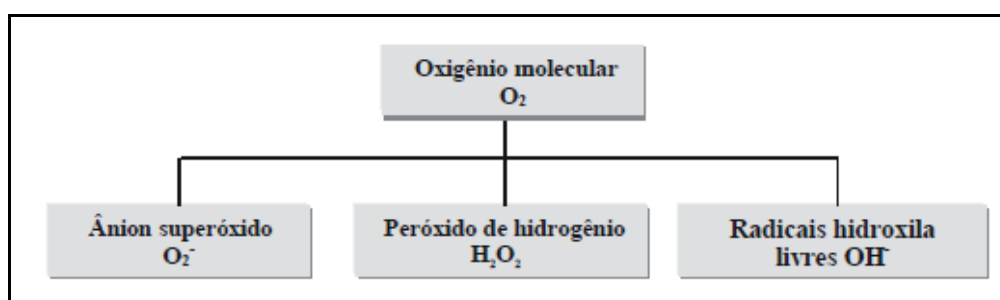
Figura 1 - Origem das EROs em células vegetais.



Fonte: Bhattacharjee (2005)

O desequilíbrio entre a produção e a eliminação de EROs é o que caracteriza a condição de estresse oxidativo que pode ser induzida por fatores bióticos e abióticos, como a deficiência de nutrientes (GILL; TUTEJA, 2010; SIES, 1993). Esse desequilíbrio ocorre quando há um aumento das EROs e/ou decréscimo da capacidade de eliminá-las ou neutralizá-las por parte dos compostos antioxidantes, o que resulta na indução de danos celulares. De acordo com Mittler (2002), as EROs são formas parcialmente reduzidas do oxigênio, resultantes da transferência de energia de compostos fotoexcitados (clorofila) para o oxigênio molecular formando oxigênio singlete (¹O₂), ou da transferência de um, dois ou três elétrons para o O₂, formando o ânion superóxido (O₂^{•-}), o peróxido de hidrogênio (H₂O₂) ou o radical hidroxil (HO[•]) (Figura 2). A formação do ânion superóxido pode ocorrer através da autooxidação de substratos como hidroquinonas e ferredoxinas durante o metabolismo normal envolvendo a cadeia transportadora de elétrons da mitocôndria e dos cloroplastos ou como subproduto do metabolismo normal de enzimas como a lipoxigenase (HODGES, 2003).

Figura 2 - Formação de espécies reativas de oxigênio.



Fonte: Resende *et al.* (2003).

O peróxido de hidrogênio (H_2O_2) é formado pela redução univalente do $O_2^{\bullet-}$, sendo uma molécula moderadamente reativa com uma meia-vida (1 ms) relativamente longa (BHATTACHARJEE, 2005). O H_2O_2 é formado em organelas como cloroplastos, peroxissomos e mitocôndrias, como resultado de múltiplas reações, incluindo dismutação do $O_2^{\bullet-}$, β -oxidação de ácidos graxos e reações peroxissomais envolvendo oxidação do glioxilato (HODGES, 2003). De acordo com Quan *et al.* (2008), o H_2O_2 desempenha um papel duplo em plantas: em baixas concentrações, atua como molécula de sinalização envolvida na aclimação, promovendo tolerância a vários estresses bióticos e abióticos e em altas concentrações, leva à morte celular programada. O H_2O_2 também pode atuar como um regulador chave em vários processos fisiológicos tais como senescência, fotorrespiração e fotossíntese, movimento estomático, ciclo celular, crescimento e desenvolvimento (BRIGHT *et al.*, 2006; FOREMAN *et al.*, 2003; MITTLER *et al.*, 2004; NOCTOR; FOYER, 1998; PENG *et al.*, 2005). Já, o radical hidroxil (OH^{\bullet}) é o produto da redução univalente do H_2O_2 , sendo um dos mais fortes oxidantes bioquímicos, e portanto, altamente reativo com proteínas, ácidos nucleicos e lipídios e tal como o $O_2^{\bullet-}$, OH^{\bullet} e 1O_2 , têm uma meia-vida curta (2-4 μ s) (BHATTACHARJEE, 2005).

Apesar da oxidação de proteínas e de outras moléculas pelas espécies reativas de oxigênio contribuir diretamente para um decréscimo no vigor global das plantas, está cada vez mais evidente que a oxidação de moléculas sinalizadoras é uma parte intrínseca de como as plantas percebem e respondem às mudanças ambientais (FOYER; NOCTOR, 2005). De acordo com Apel e Hirt (2004), a formação de EROs nos compartimentos celulares como mitocôndrias e cloroplastos resulta em mudanças na transcrição nuclear, indicando que a informação pode ser transferida destas organelas para o núcleo através de três modos de ação que afetam a expressão de genes: sensores de EROs, que podem ser ativados a induzir uma cascata de sinalização influenciando na

expressão de genes; componentes da via de sinalização podem ser diretamente oxidados pelas EROs; as espécies reativas de oxigênio podem mudar a expressão de genes por modificar a atividade de fatores de transcrição. A diminuição da concentração do ácido ascórbico por oxidação através da ação de espécies reativas de oxigênio, como peróxido de hidrogênio, é um dos primeiros eventos na cascata de sinalização (PASTORI *et al.*, 2003).

O estresse oxidativo também tem sido associado à maturação, amadurecimento e senescência de frutos, folhas e flores (CHAKRABARTY; CHATTERJEE; DATTA, 2007; JIMÉNEZ *et al.*, 2002; KAN *et al.*, 2011; LESHAM, 1992). Em geral, essas etapas do desenvolvimento dos frutos se caracterizam pela degradação de componentes da parede celular e por alterações que levam à ruptura das membranas biológicas ocasionando uma desorganização estrutural do tecido (PALIYATH; DROILLARD, 1992). Assim, o amadurecimento e a senescência de frutos podem ser vistos como fenômenos oxidativos (BRENNAN; FRENKEL, 1977).

Lacan e Baccou (1998) observaram em melão ‘Jerac’ que a peroxidação de lipídeos da membrana plasmática por radicais livres resultou em aumento do vazamento do material intracelular e foi consequência de um desequilíbrio entre a atividade das enzimas antioxidantes e das lipolíticas. Em tomate ‘Ailsa Craig’, o aumento na peroxidação de lipídeos é um dos sintomas do início do amadurecimento podendo ser observado já no estágio da maturidade fisiológica (JIMÉNEZ *et al.*, 2002). De acordo com Awad, Al-Qurashi e Mohamed (2011), o amadurecimento de tâmaras é um processo oxidativo em que a transição da juvenilidade para a maturação/senescência é acompanhado por uma mudança progressiva para um estado oxidativo. Kan *et al.* (2010) também observaram um acúmulo de EROs durante o amadurecimento e senescência de pêssegos, causando danos à integridade das mitocôndrias.

3.3 Estresse Oxidativo e Sistema Antioxidante

O estresse oxidativo resultante da produção contínua de EROs durante os processos metabólicos normais ou em condições de estresse levou ao desenvolvimento de um complexo sistema antioxidante (ALI *et al.*, 2008). O sistema antioxidante é capaz de retardar ou inibir o aparecimento e a progressão da oxidação, bloqueando a formação de radicais livres ou interagindo com estes, tornando-os inativos, sendo classificado como enzimático e não-enzimático conforme a estrutura do antioxidante (Figura 3).

Figura 3 - Sistemas antioxidantes enzimáticos e não-enzimáticos.



Fonte: Soares; Machado (2007).

O sistema enzimático é formado por diversas enzimas, destacando-se a dismutase do superóxido (SOD), a catalase (CAT) e as peroxidases (POX). No sistema não enzimático os principais antioxidantes são a glutathione, a vitamina C (ácido ascórbico), a vitamina E (α -tocoferol) e os compostos fenólicos (BIANCHI; ANTUNES, 1999).

3.3.1 Antioxidantes Enzimáticos

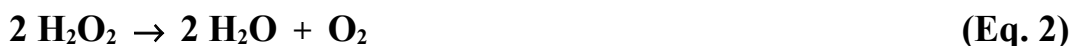
A enzima superóxido dismutase [SOD, EC 1.15.1.1] pertence a um grupo de metaloenzimas que protegem a célula de radicais superóxido por catalisar a dismutação do $O_2^{\bullet-}$ para oxigênio molecular (O_2) e peróxido de hidrogênio (Equação 1) (HODGES, 2003).



No interior da célula, as dismutases do superóxido (SOD's) constituem a primeira linha de defesa contra as espécies reativas de oxigênio (ALSCHER; ERTURK; HEATH, 2002). Três isoformas diferentes de SOD, baseado no íon metálico no seu sítio ativo, têm sido identificadas e todas elas estão presentes em todas as células eucarióticas: a isoforma cobre e zinco (Cu/ZnSOD) é encontrada principalmente no citosol, núcleo, plasma e estroma dos cloroplastos de plantas; a isoforma manganês (MnSOD) é encontrada na matrix mitocondrial, embora tenha sido observada uma MnSOD ligada à membrana do cloroplasto de plantas; e a isoforma ferro (FeSOD), geralmente é encontrada em procariontes (LIMÓN-PACHECO; GONSEBATT, 2009; SCANDALIOS, 1993), sendo identificada também uma isoforma FeSOD em cloroplastos de milho (IANNELLI *et al.*, 1999). De acordo com Asada (1999), o número, o tipo e abundância relativa de cada isoforma da SOD são variáveis entre as espécies vegetais.

A atividade da SOD é aumentada em resposta a diferentes condições de estresse como, por exemplo, o aumento na atividade da MnSOD mediado por Paraquat® em protoplastos de ervilha, coincidindo com o branqueamento e eventual morte celular (ALSCHER; DONAHUE; CRAMER, 1997). Também foi observado um aumento da atividade da Cu/ZnSOD citoplasmática em folhas de feijão, associada ao percentual de injúria causada por ozônio (PITCHER; BRENNAN; ZILINSKAS, 1992). Lacan e Baccou (1998) observaram um atraso do processo de senescência em melões, associado à elevada atividade da SOD.

A catalase [CAT, EC 1.11.1.6] é uma proteína tetramérica ferro-porfirínica que catalisa a conversão do peróxido de hidrogênio em água e oxigênio (Equação 2) (HODGES, 2003):



As plantas possuem várias isoformas de catalase, as quais estão divididas em três classes: classe 1, encontrada nos peroxissomos de células fotossintéticas; classe 2, encontrada em tecidos vasculares e podem exercer uma função de lignificação, mas sua função biológica permanece desconhecida; e classe 3, encontrada nos glioxissomos (RESENDE; SALGADO; CHAVES, 2003). Nos peroxissomos de plantas C3, a catalase remove o H_2O_2 produzido durante a fotorrespiração pela conversão do glicolato em glioxilato (FOYER; FLETCHER 2001; JAYAKUMAR *et al.* 2008); nos glioxissomos, a catalase decompõe o H_2O_2 formado durante a β -oxidação dos ácidos graxos (FAZELI; GHORBANLI; NIKNAM, 2007).

A atividade da catalase é regulada por várias condições abióticas que induzem o estresse (ALI; HAHN; PAEK, 2005; JALEEL *et al.* 2007a, b; SANKAR *et al.* 2007). Ali *et al.* (2008) observaram que o aumento da atividade da catalase em raízes de ginseng expostas ao CO_2 contribuiu para o efeito protetor contra o estresse causado pelo CO_2 . Além disso, o estresse oxidativo caracterizado pela produção de EROs parece ser uma característica intrínseca da senescência e amadurecimento dos frutos, uma vez que promove o processo oxidativo, contribuindo para uma deterioração geral do metabolismo celular (RÍO DEL *et al.*, 1998; THOMPSON; LEDGE; BARBER, 1987;). Huang *et al.* (2007) observaram alterações nos sistemas antioxidantes de laranjas e evidenciaram uma diminuição da atividade de enzimas antioxidantes, inclusive a atividade da catalase, durante o amadurecimento.

As peroxidases, como a peroxidase do ascorbato [APX, EC 1.11.1.1], são proteínas que contêm o grupo prostético heme no qual o ferro desempenha um papel importante no sítio catalítico (DĄBROWSKA *et al.*, 2007). Em relação à função fisiológica, as peroxidases são divididas em dois grupos: aquelas cujos produtos da oxidação têm função fisiológica e aquelas cuja função é eliminar peróxido de hidrogênio ou hidroperóxidos orgânicos (ASADA, 1992). A peroxidase do ascorbato utiliza H_2O_2 para oxidar o ascorbato (AA) à monodeidroascorbato (MDHA), o qual é espontaneamente oxidado a desidroascorbato (DHA). A redutase do monodeidroascorbato (MDHAR) regenera o ascorbato utilizando nicotinamida adenina dinucleotídeo fosfato (NADPH) e a redutase do desidroascorbato regenera o ascorbato, utilizando glutatona reduzida (GSH) para formar glutatona oxidada (GSSG). A glutatona reduzida é regenerada pela ação da redutase da glutatona (GR) utilizando

NADPH (Figura 3) (GOPI *et al.* 2007; HOEKSTRA; GOLOVINA; BUITINK, 2001;). Todas as isoformas de APX têm uma alta especificidade pelo ascorbato como doador de elétrons (LEONARDIS; DIPIERRO; DIPIERRO, 2000) e podem ser encontradas em quatro compartimentos celulares: no estroma e ligadas à membrana dos tilacóides dos cloroplastos; ligadas à membrana (mAPX) dos peroxissomos e glioxissomos; no citosol (cAPX) e ligadas à membrana mitocondriais (mitAPX) (LEONARDIS; DIPIERRO; DIPIERRO, 2000; SHIGEOKA *et al.*, 2002;). As isoformas da APX desempenham um papel protetor contra EROs produzidas em excesso sob diversas condições de estresse pós-colheita e durante o amadurecimento de frutos climatéricos, considerado como um processo oxidativo (BRENNAN; FRENKEL, 1977; NISHIKAWA *et al.*, 2003;). Portanto, seu nível de expressão pode ser aumentado, diminuído ou mesmo inalterado, refletindo a ocorrência de diferentes condições de estresse. Em brócolis, a expressão de duas isoformas citosólicas da APX foi marcadamente induzida em diferentes partes da planta após a colheita, porém a transcrição de isoformas cloroplásticas permaneceu inalterada até 6 h após a colheita e depois diminuiu rapidamente (NISHIKAWA *et al.*, 2003). Huang *et al.* (2007) observaram uma diminuição da atividade da APX durante a maturação e amadurecimento de laranjas.

Experimentos com maçãs, ‘Fuji’ e ‘Golden Delicious’, mostraram que a atividade das enzimas SOD e CAT aumentava concomitante ao pico de etileno no climatério e depois decrescia no pós-climatério (MASIA, 1998). O autor explicou que o aumento na atividade enzimática era um reflexo do aumento nos níveis de radicais livres ocorrido com o climatério no sentido de proteger as células de danos oxidativos. Quando maçãs ‘Fuji’ foram armazenados sob refrigeração, eles apresentaram uma maior produção de H₂O₂ indicando um estresse oxidativo que provavelmente ativava os sistemas de defesa da planta, fato evidenciado pelo aumento na produção de etileno. Além disso, maçãs ‘Fuji’ apresentaram níveis mais baixos de SOD e CAT o que refletiu em uma menor vida útil pós-colheita do que as maçãs ‘Golden Delicious’ (MASIA, 1998).

Estudos com duas variedades de melão, ‘Clipper’ com longa e ‘Jerac’ com curta vida útil pós-colheita, mostraram que os melões ‘Clipper’ apresentavam níveis até dez vezes mais altos de SOD e CAT do que melões ‘Jerac’, no pós-climatério (LACAN; BACCOU, 1998). Nesses melões, as atividades da SOD e da CAT estão diretamente relacionadas e contribuem para o retardo da senescência na variedade longa-vida. Em tomates ‘Ailsa Craig’, as atividades da SOD e CAT decresceram com o

amadurecimento, assim como os níveis de seus mRNAs (JIMÉNEZ *et al.*, 2002). Wang e Jiao (2001) observaram um decréscimo nas atividades da SOD, CAT e peroxidases assim como um aumento na peroxidação dos lipídeos concomitante ao amadurecimento de amora preta (*Rubus sp.*).

3.3.2 Antioxidantes Não-Enzimáticos

Os antioxidantes não enzimáticos são capazes de interceptar e neutralizar os radicais livres gerados pelo metabolismo celular ou por fontes exógenas, impedindo o ataque sobre os lipídeos, os aminoácidos das proteínas, a dupla ligação dos ácidos graxos polinsaturados e as bases do DNA, evitando a formação de lesões e perda da integridade celular. Esses compostos são de vital importância para o metabolismo vegetal assim como para a saúde humana, a qual depende do consumo de antioxidantes obtidos da dieta como as vitaminas E, C e A, flavonóides e carotenóides para a eliminação de radicais livres e no reparo das lesões causadas por esses radicais (BIANCHI; ANTUNES, 1999).

Recentemente, tem-se demonstrado que um aumento no consumo de frutas e hortaliças está associado à diminuição na incidência de doenças cardiovasculares (KRIS-ETHERTON *et al.*, 2002). A proteção promovida por esses alimentos contra várias doenças tem sido atribuída aos vários compostos antioxidantes que os constituem, como por exemplo, a vitamina C e compostos fenólicos.

3.3.2.1 Vitamina C

A vitamina C encontra-se nos vegetais na forma reduzida como ácido ascórbico (AA) ou na forma oxidada como ácido desidroascórbico (DHA), ambos com atividade vitamínica (CHITARRA; CHITARRA, 2005). Nas plantas, o ácido ascórbico é sintetizado na mitocôndria e é transportado para outros compartimentos celulares através de um gradiente eletroquímico de prótons ou através de difusão facilitada (SHAO *et al.*, 2008). Os seres humanos perderam a capacidade de sintetizar ácido ascórbico devido a um defeito na L-gulonolactone oxidase, enzima que catalisa a conversão de L-gulonolactone em ácido ascórbico, por isso dependem do seu consumo na dieta para prevenir doenças como o escorbuto (TRABER; STEVENS, 2011).

O ácido ascórbico é um dos antioxidantes mais estudados e tem sido detectado intracelularmente e no apoplasto, sendo um importante componente do sistema antioxidante das plantas (GIOVANNONI, 2007; SMIRNOFF, 2000). Por ser solúvel em água, a vitamina C pode estar na linha de frente de defesa contra moléculas muito reativas e radicais livres gerados pelo metabolismo, tais como peróxido de hidrogênio, radical hidroxil, radical peroxil e oxigênio singleto, atuando no plasma sanguíneo como um sequestrador destas espécies químicas e dissipando-as antes que possam reagir com membranas biológicas e lipoproteínas (BASU, 1999). Shao, Liang e Shao (2005) evidenciaram uma redução no AA em milho e trigo sob estresse hídrico, sugerindo seu envolvimento na resposta antioxidativa.

O AA tem a capacidade de proteger as membranas contra peroxidação de lipídios por reduzir radicais hidroperoxilas através do ciclo redox da vitamina E (TRABER; STEVENS, 2011). O AA participa de muitos processos fisiológicos como a regulação do crescimento, a diferenciação e metabolismo das plantas. Porém, seu papel fundamental é no sistema de defesa antioxidante de plantas protegendo contra o H_2O_2 , minimizando os danos causados pelos processos oxidativos através da função sinérgica com outros antioxidantes (SHAO *et al.*, 2008).

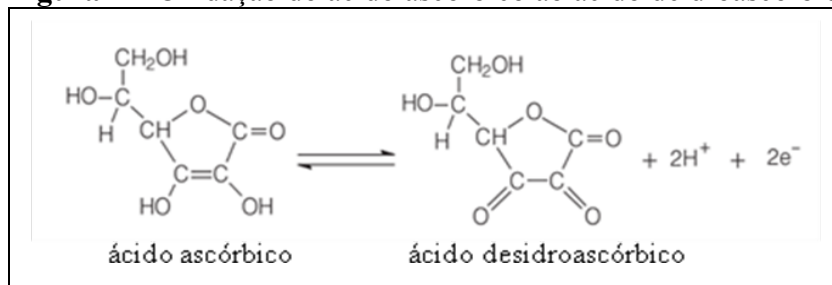
O ácido ascórbico, por ser um poderoso agente redutor, é muito suscetível à oxidação, em especial quando catalisada por íons metálicos de transição como Cu^{2+} e Fe^{3+} , sendo o processo acelerado pelo calor e luz, enquanto fatores como pH, concentração de oxigênio e atividade da água influenciam muito na velocidade da reação. A primeira etapa de sua oxidação produz ácido desidroascórbico (Figura 4), o qual é altamente instável e suscetível à hidrólise da ponte de lactona sendo convertido a ácido 2,3-dicetogulônico (GREGORY III, 2010).

Além disso, o conteúdo de ácido ascórbico tende a diminuir com a maturação e com o armazenamento de muitos produtos hortícolas, devido à atuação direta das enzimas ácido ascórbico oxidase ou peroxidases, sendo utilizado como um índice de avaliação do efeito do processamento sobre a retenção de nutrientes (CHITARRA; CHITARRA, 2005).

No organismo de animais, o ácido ascórbico exerce importante papel na biossíntese de corticóides e catecolaminas, na síntese e manutenção dos tecidos, ossos, dentes e sangue. Jain, Naseem e Ahmad (2009) verificaram uma significativa redução nos danos ao DNA e na síndrome metabólica de coelhos diabéticos suplementados com vitamina C. Outros autores têm recentemente discutido os efeitos da vitamina C na

quimioprevenção do câncer e no tratamento de sepsia e de doenças neurodegenerativas (BUTTERFIELD; LANGE; SULTANA, 2010; GANN, 2009; GAZIANO *et al.*, 2009; PADAYATTY *et al.*, 2010; WILSON, 2009).

Figura 4 – Oxidação do ácido ascórbico ao ácido desidroascórbico.



Fonte: Gregory III (2010).

3.3.2.2 Compostos Fenólicos

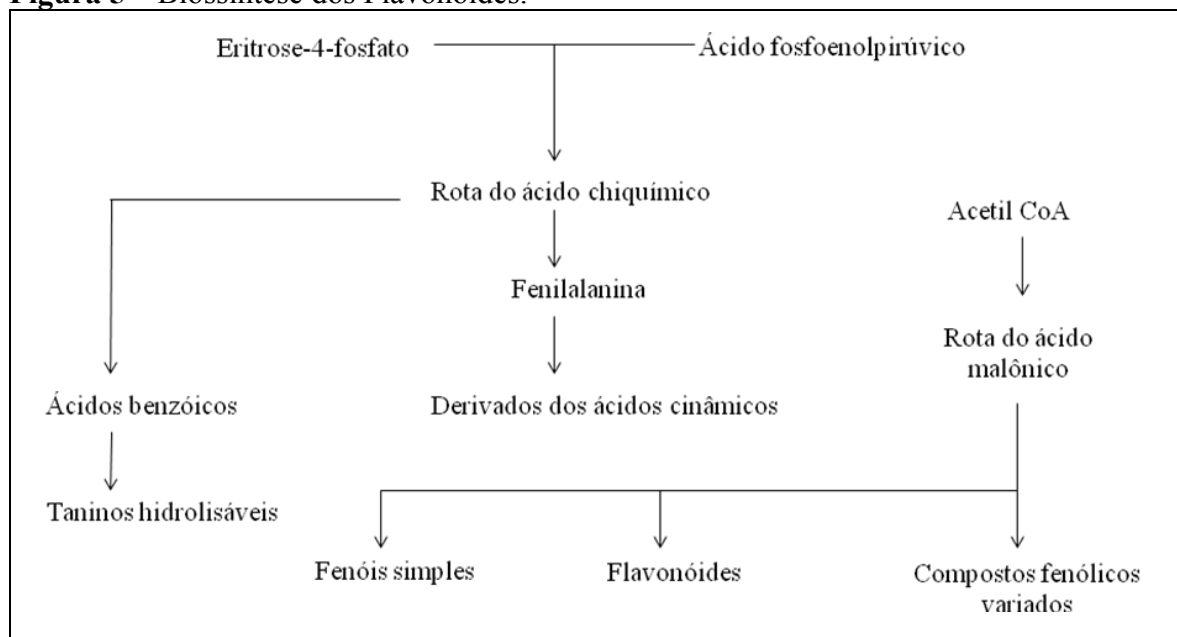
Os compostos fenólicos ou polifenóis são substâncias que possuem um anel aromático com um ou mais substituintes hidroxílicos, compreendendo uma grande variedade de compostos que são divididos em mais de dez classes de acordo com sua estrutura química (MALACRIDA; MOTTA, 2005; MANACH *et al.*, 2004). Os polifenóis estão amplamente distribuídos no reino vegetal e especialmente nos frutos, sendo importante na determinação da cor e sabor, além de agirem como sinalizadores químicos (FIGUEIREDO, 2000). Os compostos fenólicos são biossintetizados a partir de duas vias metabólicas principais: a via do ácido chiquímico e a via do ácido mevalônico (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Os compostos fenólicos desempenham importantes funções fisiológicas e morfológicas, em plantas, participando na proteção das plantas contra os raios UV, insetos, fungos, vírus e bactérias; inibindo o crescimento de outras plantas competidoras (ação alelopática); suporte mecânico (lignina); agindo como atrativos para animais polinizadores e dispersores de sementes, além de contribuírem para a qualidade sensorial de frutos e hortaliças e seu equilíbrio oxidativo (BALASUNDRAN; SUNDRAM; SAMMAN, 2006; TAIZ; ZEIGER, 2004;). Como antioxidantes, os polifenóis podem proteger os constituintes celulares contra danos oxidativos limitando o risco de várias doenças degenerativas em humanos associadas ao estresse oxidativo. Diversos estudos têm demonstrado que os polifenóis do vinho, do chá verde e do chocolate podem reduzir o risco de doenças cardiovasculares por aumentar a capacidade antioxidante plasmática e inibir a peroxidação da lipoproteína de baixa densidade

(REIN *et al.*, 2000; SEERAM *et al.*, 2006; SERAFINI *et al.*, 1996, 2003; WHITEHEAD *et al.*, 1995; ZHU *et al.*, 1999).

Flavonóides são compostos polifenólicos biossintetizados a partir da via dos fenilpropanóides e do acetato, precursores de vários grupos de substâncias como aminoácidos alifáticos, terpenóides e ácidos graxos, dentre outros (Figura 5) (MANN, 1987).

Figura 5 – Biossíntese dos Flavonóides.



Fonte: Taiz; Zeiger (2004).

Os flavonóides são compostos de baixo peso molecular, consistindo de 15 átomos de carbono, organizados na configuração $C_6-C_3-C_6$ (BALASUNDRAN; SUNDAM; SAMMAN, 2006; HARBORNE; BAXTER; MOSS, 1999;). Estes compostos são representados por diferentes classes de substâncias: flavonóis (ex. quercetina), flavonóides (ex. catequina), flavonas (ex. luteolina), flavononas (ex. miricetina) e antocianinas (ex. malvidina), resultantes de diferentes substituições no anel C (CHU *et al.*, 2002). Os flavonóides são compostos largamente distribuídos no reino vegetal, estando presentes em frutos, folhas, sementes e em outras partes da planta na forma de glicosídeos ou agliconas (ANGELO; JORGE, 2007). Atualmente, são conhecidos mais de 6.000 tipos de flavonóides (MARCHAND, 2002; YANG *et al.*, 2001), sendo o interesse econômico por estes compostos decorrentes de suas diferentes propriedades (MACHADO *et al.*, 2008). Diversos estudos têm demonstrado efeitos dos flavonóides na prevenção de doenças cardiovasculares e circulatórias, cancerígenas,

diabetes e mal de Alzheimer (ABDILLE *et al.*, 2005; ISHIGE; SCHUBERT; SAGARA, 2001; KATSUBE, 2003; STOCLET *et al.*, 2004; WANG; MAZZA, 2002). Além disso, ensaios biológicos usando combinações isoladas revelam que os flavonóides demonstram efeitos antimicrobiano, antiviral, antiulcerogênico, citotóxico, antineoplásico, antioxidante, antihepatotóxico, antihipertensivo, hipolipidêmico, antiinflamatório, antiplaquetário (MACHADO *et al.*, 2008).

Dentre os flavonóides, as antocianinas são compostos responsáveis pelas cores vermelha, azul e roxa de frutas, hortaliças e plantas ornamentais (BRITO *et al.*, 2007). As antocianinas encontradas em alimentos são todas derivadas das agliconas pertencentes a três pigmentos básicos: pelargonidina (vermelho), cianidina (vermelho) e delfinidina (violeta) (VOLP *et al.*, 2008; CARDOSO *et al.*, 2011).

As antocianinas são glicosídeos que apresentam em sua estrutura química um resíduo de açúcar na posição 3, facilmente hidrolizado por aquecimento com HCl. Como produtos desta hidrólise, têm-se o componente glicídico e a aglicona, denominada antocianidina (ARSEGO *et al.*, 2002). O pH é o fator que mais influencia na coloração das antocianinas, visto que, em função de sua acidez ou alcalinidade, estas podem apresentar diferentes estruturas (BORDIGNON Jr. *et al.*, 2009).

Vários estudos demonstram que a ingestão de antocianinas promove redução do risco de doença cardíaca coronariana, proteção contra a obesidade e hipoglicemia, reforço da memória e proteção do tecido cerebral fetal (ANDRES-LACUEVA *et al.*, 2005; JAYAPRAKASAM *et al.*, 2006; LOREN *et al.*, 2005; SUMNER *et al.*, 2005). Além disso, estudo realizado por Miyazaki *et al.* (2008) demonstrou que as antocianinas são capazes de aumentar a resistência da LDL (lipoproteína de baixa densidade) à oxidação, promovendo uma redução nas lesões ateroscleróticas (45%) e nos níveis de TBARS (substâncias que reagem com o ácido tiobarbitúrico) no fígado.

3.4 Sistema de Produção e Antioxidantes

A atividade antioxidante de um alimento reflete sua capacidade de fornecer ao organismo substâncias bioativas que atuarão na neutralização dos radicais livres gerados pelo estresse oxidativo e é dada em função da composição de substâncias bioativas antioxidantes, da concentração das mesmas e da eficácia de sua ação antioxidante (MACORIS *et al.*, 2008). As frutas e hortaliças contêm diferentes

fitoquímicos (vitamina C, vitamina E, β -caroteno, polifenóis) que contribuem significativamente para sua capacidade antioxidante total (LIMA *et al.*, 2005). Wang, CAO e PRIOR (1996) realizaram um estudo com doze frutos e cinco sucos de frutas e verificaram que a capacidade antioxidante total varia consideravelmente com o tipo de fruto e que grande parte desta capacidade deve-se aos compostos fenólicos e vitaminas. Resultados semelhantes foram encontrados por Melo *et al.* (2008) em polpas congeladas de acerola, caju, ciriguela, goiaba, manga, pitanga e uva que se apresentaram como fortes antioxidantes. Portanto, o consumo de frutas e hortaliças tem sido associado com o menor risco de doenças crônicas, como doenças cardiovasculares, câncer, hipertensão e diabetes tipo 2 devido à presença de fitoquímicos que apresentam propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias e anticancerígenas (ARTES; HOLLMAN, 2005; CHUN; KIM, 2004; KUSKOSKI; ASUERO; TRONCOSO, 2005; MANACH *et al.* 2004).

O conteúdo de fitoquímicos antioxidantes é amplamente influenciado por diversos fatores como fatores genéticos, estágio de maturação, condições climáticas e de cultivo (MELO *et al.*, 2008; TSAI; WU; CHENG, 2008). A indução do metabolismo secundário, resultando em uma maior síntese de fitoquímicos, está ainda fortemente relacionada à atividade da enzima fenilalanina amônia liase (PAL- do idioma inglês *phenylalanine ammonia lyase*). De modo que sua atividade é estimulada quando as plantas são expostas a diferentes estresses como seca, frio, danos físicos, luz, baixos níveis de nutrientes no solo, bem como pelo etileno e por moléculas sinalizadoras, como o ácido jasmônico e ácido salicílico (CAMPOS-VARGAS; SALTVEIT, 2002; LAFUENTE *et al.*, 2003; TAIZ; ZEIGER, 2004; CAMPOS-VARGAS *et al.*, 2005; REYES; VILLAREAL; CISNEROS-ZEVALLOS, 2007). A PAL desempenha uma função crucial na biossíntese dos fenilpropanóides, pois é um ponto de ramificação entre o metabolismo primário e secundário (DIXON; PAIVA, 1995). A PAL catalisa a formação de ácido trans-cinâmico a partir do aminoácido fenilalanina resultando na síntese de uma variedade de compostos fenólicos como lignina, hidroxicinamato, flavonóides e antocianinas (GUO; WANG, 2010).

Assim, as práticas de cultivo, ou seja, a agricultura convencional ou orgânica podem influenciar a composição de fitoquímicos em frutas e hortaliças (LUTHRIA *et al.*, 2010). A concentração e composição de fitoquímicos nos vegetais também são influenciadas pelo uso de pesticidas e herbicidas que reduzem a fixação de carbono pela planta diminuindo sua disponibilidade para a síntese de metabólitos

secundários ou bloqueiam a rota do ácido chiquímico como, por exemplo, o glifosato (Roundup®) que inibe competitivamente a enzima 5-enolpiruvilchiquimato-3-fosfato sintase (EPSPS) que catalisa o penúltimo passo na rota do ácido chiquímico, reduzindo a biossíntese de aminoácidos aromáticos e compostos secundários como os fenólicos (LYDON; DUKE, 1989; BENTLEY, 1990; FRANZ *et al.*, 2009).

Os produtos orgânicos são popularmente conhecidos como mais nutritivos, além da sua produção promover um menor impacto ambiental. Em relação à qualidade dos produtos orgânicos, Barret *et al.* (2007) encontraram um maior conteúdo de sólidos solúveis, acidez titulável e firmeza em tomates orgânicos quando comparado aos frutos convencionais. Por outro lado, estudos realizados por Roussos e Gasparatos (2009) não apresentaram diferenças entre os sistemas de cultivo orgânico e convencional nos parâmetros de qualidade de maçãs. Resultados semelhantes foram obtidos por Juroszek *et al.* (2009) em relação aos parâmetros de qualidade no tomate. De acordo com Lombardi-Boccia *et al.* (2004), as concentrações de algumas vitaminas antioxidantes (α e γ -tocoferol e β -caroteno) e compostos fenólicos (polifenóis totais, ácidos fenólicos, flavonóis) foram maiores em ameixas cultivadas organicamente. Estudos demonstraram que as concentrações de carotenóides, minerais, fenólicos e a atividade da enzima peroxidase, que contribuem para uma maior resistência a patógenos, foram maiores em pimentões orgânicos do que naqueles produzidos de maneira convencional (AMOR *et al.* 2007; PÉREZ-LÓPEZ *et al.*, 2007).

Todavia, os resultados das pesquisas ainda são controversos quanto à influência dos sistemas de produção no valor nutricional dos produtos vegetais. Winter e Davis (2006), por exemplo, afirmam que ainda é muito cedo para concluir que o alimento orgânico é melhor do que o convencional, pelo menos em relação à segurança e qualidade nutricional.

3.5 Origem e Importância dos Frutos em Estudo

3.5.1 Maracujá

O maracujazeiro é uma planta dicotiledônea da família *Passifloraceae* em que se destaca o gênero *Passiflora* com três espécies economicamente importantes: *Passiflora edulis* Sims *f. flavicarpa* Deg - o maracujá-amarelo ou azedo ou peroba -, *P. edulis* Sims - o maracujá-roxo e o *P. alata* Ait - o maracujá-doce. São plantas de clima

quente e úmido bem adaptadas às regiões de clima tropical e sub-tropical. O maracujazeiro-amarelo é a espécie mais vigorosa, melhor adaptada as altas temperaturas e de maior interesse comercial (SEAGRI, 2005).

O maracujazeiro-amarelo é originário da América tropical e rico em vitamina C, cálcio e fósforo. A maior importância econômica do fruto do maracujazeiro está no produto industrializado sob a forma de suco concentrado (FERRARI; COLUSSI; AYUB, 2004). Muito embora a exportação do maracujá também ocorra sob as formas de fruto fresco e congelado, sendo os principais destinos os países europeus e, mais recentemente, a Argentina e o Uruguai, no caso de frutas *in natura*. A participação da fruta fresca no total das exportações do Brasil se restringe a 1,5%, sendo maior a parcela relativa à exportação de fruta conservada congelada, comercializada principalmente para os mercados italiano, norte-americano, alemão e argentino, e de suco concentrado, comercializado mais intensamente para os mercados da Holanda, Estados Unidos, Porto Rico, Japão e Alemanha, os quais importam 76% desse produto (TODA FRUTA, 2006). Segundo dados referentes a 2010, no Brasil a área cultivada de maracujá era de 62.243 ha e a produção brasileira era de 920.158 toneladas de frutos, com destaque para a Bahia (461.105 toneladas) e o Ceará (159.886 toneladas) (IBGE, 2011).

As espécies do gênero *Passiflora* têm sido também utilizadas extensivamente com fins terapêuticos. Na América do Sul, a espécie *Passiflora edulis* tem sido utilizada como sedativo, diurético, anti-helmíntico, anti-diarréico, estimulante, tônico e também no tratamento de hipertensão, sintomas da menopausa e cólicas infantis. No Brasil, a espécie *P. incarnata* é utilizada como analgésico, anti-espasmódico, anti-asmático e sedativo e o suco da espécie *P. maliformis* Linn. é utilizado para febres intermitentes (DHAWAN; DHAWAN; SHARMA, 2004). Segundo Dembitsky *et al.* (2011), o extrato de maracujá tem o efeito de reduzir a pressão arterial e níveis séricos de óxido nítrico, além de promover efeitos hepatoprotetor, antioxidante e anti-inflamatório em mamíferos.

Durante a maturação dos frutos do maracujazeiro ocorrem alterações físico-químicas que se refletem em mudanças na coloração da casca, sendo este critério o mais importante utilizado pelo consumidor para determinar o grau de maturação dos frutos (GAMARRA ROJAS; MEDINA, 1996; SALOMÃO, 2002). De acordo com Agustí (2004) as alterações ocorridas durante a maturação dos frutos incluem mudanças na coloração do pericarpo, diminuição no conteúdo de amido, aumento da concentração de

açúcares, redução no conteúdo de ácidos e perda de firmeza. A polpa é formada por sementes pretas, cobertas de uma substância amarela e translúcida, ligeiramente ácida e de aroma acentuado (DE MARCHI *et al.*, 2000), caracterizado por substâncias pertencentes à classe dos terpenos e ésteres (MACORIS *et al.*, 2011). Segundo Vianna-Silva *et al.* (2008), a composição dos frutos pode ser influenciada por diferentes fatores como por exemplo: estágio de maturação, época de colheita, condições de armazenamento, variabilidade genética, práticas culturais e adubação.

3.5.2 Banana

A bananeira teve sua origem no sudeste do Continente Asiático na região ocupada, atualmente, pela Malásia, Indonésia e Filipinas, onde existem ainda muitas variedades de bananas selvagens (BORGES *et al.*, 2006). A bananeira pertence à família botânica Musaceae, na qual se destaca o gênero *Musa* e o gênero *Ensete* (que produz as chamadas “falsas bananas”). Dentre as inúmeras cultivares de banana difundidas mundialmente, destacam-se no Brasil as cultivares: Nanica, Nanicão e Grande Naine, utilizadas principalmente na exportação, e Prata, Pacovan, Prata Anã, Maçã, Mysore, Terra e D'Angola (SILVA *et al.*, 1997).

A bananeira é uma planta herbácea com porte de 2-8 m de altura, cujo caule verdadeiro é subterrâneo, as folhas têm bainhas justapostas que formam o pseudocaule aéreo e os frutos são partenocárpicos (SEAGRI, 2011). Os frutos formam-se em cachos na parte superior dos pseudocaulares que nascem do caule subterrâneo e chega a ter uma longevidade de 15 anos ou mais. Depois da maturação e colheita do cacho de bananas, o pseudocaule morre ou é cortado, dando origem, posteriormente, a novas plantas por afillamento. As pseudobagas formam-se em conjuntos (*clusters*) que se agrupam até cerca de vinte bananas em "*pencas*". Os cachos de bananas, pendentes na extremidade do falso caule da bananeira, podem ter cinco a vinte pencas e podem pesar de 30 a 50 kg (GOMES, 1999).

Segundo os dados da Food and Agriculture Organization (FAO), em 2010, o Brasil foi o quinto maior produtor mundial de banana, com 6,9 milhões de toneladas, atrás do Índia, China, Filipinas e Equador. No Brasil a bananeira é cultivada de norte a sul, numa área aproximada de 500.000 hectares, envolvendo desde a faixa litorânea até os planaltos interioranos (BORGES *et al.*, 2009). Segundo dados do IBGE (2010), a produção brasileira de bananas concentra-se principalmente nas regiões Sudeste e

Nordeste. A Região Nordeste contribuiu com 37,6 % da produção nacional, com aproximadamente 2,6 milhões de toneladas de frutos. No Ceará, os principais agropólos produtores de banana são o Baixo Jaguaribe, Cariri e Centro-Sul. Embora a maior parte da produção brasileira de bananas seja consumida in natura, na industrialização da banana podem ser obtidos vários produtos, dentre os quais: purê, néctar, fruta em calda, produtos desidratados, “chips”, doces e produtos fermentados (NOGUEIRA; TORREZAN, 1997).

O comércio mundial de banana orgânica registrou em 2000 um aumento de 50% nas exportações totais, sendo o principal mercado importador a Comunidade Européia, impulsionado principalmente pelo Reino Unido (BORGES *et al.*, 2006). De acordo com Júnior *et al.* (2009), a produção de bananas no sistema orgânico aparece como alternativa para que o produto final possa atingir uma parcela de consumidores específica, com maior poder aquisitivo, bem como é uma alternativa de redução de custos, além de ser um método mais sustentável de cultivo, gerando menores impactos ao meio ambiente.

Diversos estudos mostram que o consumo de frutas e vegetais tem sido associado com menor risco de problemas crônicos de saúde humana, como doenças cardiovasculares, câncer, hipertensão e diabetes tipo dois, devido ao seu conteúdo elevado de fitoquímicos com propriedades antioxidantes, anti-inflamatório e anticancerígeno atividade (ARTES; HOLLMAN, 2005; CHUN; KIM, 2004; KUSKOSKI; ASUERO; TRONCOSO, 2005; MANACH *et al.*, 2004). Segundo Saura-Calixto e Goni (2006) este efeito protetor das frutas está relacionado com seu conteúdo de polifenóis, vitamina C e E, carotenóides e flavonóides.

A banana constitui uma importante fonte de vitaminas (A, B e C), minerais (Ca, K e Fe) e baixo teor calórico (90 a 120 Kcal 100 g⁻¹) e de gordura, contendo aproximadamente 70% de água, sendo o material sólido formada, principalmente de carboidratos, proteínas e gorduras (BORGES *et al.*, 2009). Embora a banana não seja considerada uma fruta rica em polifenóis quando comparada à sua casca e a outros frutos, estudo realizado por Balasundrum, Sundram e Samman (2006) demonstrou que o conteúdo de polifenóis da banana varia de 11.8 a 90.4 mg EAG 100 g⁻¹ de polpa. Contudo, a composição de fitoquímicos dos frutos pode ser influenciada por fatores abióticos, inclusive o sistema de cultivo.

3.5.3 Tomate

O tomateiro pertencente à ordem Tubiflorae, família Solanaceae e ao gênero *Solanum*, é nativo da região andina que abrange parte do Chile, Colômbia, Equador, Bolívia e Peru. (SANTOS, 2009). O tomateiro é uma planta herbácea, caule flexível ramificado, flores amareladas em cachos, frutos alongados ou achatados vermelhos e amarelos, rosados, apresentando espécies rasteiras e espécies trepadeiras (SEAGRI, 2011).

A produção mundial de tomate, em 2010, totalizou 145,7 milhões de toneladas de frutos. O maior produtor de tomate é a China, seguida pelos Estados Unidos, Índia e Egito (FAO, 2010). O Brasil ocupou a nona posição no ranking mundial, com uma produção de 4,1 milhões de toneladas de frutos, em uma área cultivada de aproximadamente 68.000 hectares e rendimento médio de aproximadamente 60,5 Kg/ha. No Brasil, a região Sudeste é a maior produtora de tomate (33,7%), seguida pela região Centro-Oeste (28%) e região Nordeste (21,5%). No Nordeste, os maiores produtores são os estados da Bahia (325.932 t), Pernambuco (115.123 t) e Ceará (115.853 t) (IBGE, 2010).

De acordo com Espinoza (1991), o tomate é consumido *in natura* como ingrediente de saladas ou na forma de produtos processados em extrato, sob a forma de suco, desidratado, com vinagre (pickles), sendo os frutos verdes, em alguns países, utilizados para o preparo de doces. Os componentes do tomate como licopeno, fenólicos, flavonóides e vitaminas C e E são os principais responsáveis pela capacidade antioxidante do tomate e produtos processados de tomate, relacionados com a probabilidade de reduzir várias doenças crônicas, inclusive doenças cardiovasculares e certos tipos de câncer (GIOVANNUCCI, 1999; GÓMEZ-ROMERO *et al.*, 2007; STEWART *et al.*, 2000). Além disso, Toor e Savage (2005) demonstraram que a casca e sementes do tomate são fontes ricas em compostos antioxidantes e que a incorporação dessas frações no consumo *in natura* ou no processamento pode elevar o conteúdo de antioxidantes em 40-53%.

Atualmente, mudanças nos hábitos alimentares dos brasileiros mostram claramente um crescimento na demanda por produtos oriundos do sistema de produção orgânica, a qual se baseia na ausência de agrotóxicos. De acordo com Borguini (2003), os consumidores ainda relacionam a ausência de pesticidas e a preocupação com a saúde como as principais motivações para a compra de produtos orgânicos. Embora o

tomate seja o principal produto cultivado organicamente (PINHO, *et al.*, 2011), as informações sobre os atributos físico-químicos, microbiológicos e nutricionais são escassas (BORGUINI; SILVA, 2007).

3.5.4 Ata

A ata é originária das Antilhas e foi introduzida na Bahia por volta de 1626, pelo Conde de Miranda, origem de um dos seus nomes populares. A ateira pertence à família *Annonaceae*, gênero *Annona*, que inclui aproximadamente 120 gêneros e 2000 espécies. As espécies mais importantes do gênero são *Annona cherimóia* Mill, *Annona muricata* L, *Annona squamosa* L, *Annona reticulata* L, e o híbrido atemóia (*A. cherimola* x *A. squamosa*) (DONADIO; MARTINS; VALENTE, 1992).

No Brasil a produção de ata ocorre principalmente nos estados de São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Distrito Federal e em vários estados do Norte e Nordeste (CORDEIRO *et al.*, 2000). Segundo os mesmos autores os produtores da região do submédio São Francisco estão cada vez mais incentivados a investir no plantio desta fruteira, uma vez que nos mercados do Rio de Janeiro e São Paulo, os frutos alcançam altos preços, principalmente no início da safra. As principais fruteiras da família *Annonaceae* cultivadas no Brasil são: a pinha, a graviola e a atemóia. No Ceará, a área cultivada com ata foi de 184 ha com uma produção de 612 toneladas em 2011.

O fruto da ateira é uma baga constituída por muitos carpelos achatados que se afastam durante a maturação (GOMES, 1999). O principal índice de maturidade da ata consiste nas alterações na coloração da casca de verde-escuro para verde-amarelado e o apareciemnto da cor creme entre os carpelos separados (KADER; ARPAIA, 2006; PINTO *et al.*, 2005). A polpa corresponde a 28-37% do peso total dos frutos e as sementes correspondem a 23-40%, além de carboidratos como a frutose, sacarose, glicose e oligossacarídeos (LEAL, 1990; PAREEK *et al.*, 2011). De acordo com Cordeiro *et al.* (2000),o ponto de colheita é um dos parâmetros mais importante de sua comercialização, pois quanto mais tempo o fruto permanece na planta, melhor será sua qualidade.

As folhas, raízes e as sementes da ateira apresentam propriedades inseticidas, atribuídas as acetogeninas como as anonacina, asimicina, bulatacina, e escuamocina (HERNÁNDEZ; ANGEL, 1997). Os extratos das folhas de *Annona*

squamosa possuem efeitos hipoglicêmico, antidiabético e atividade antioxidante (GUPTA *et al.*, 2005; KALEEM *et al.*, 2006; SHIRWAIKAR *et al.*, 2004). Além disso, flavonóides, glicosídeos, alcalóides foram isolados das folhas desta planta. Contudo, as informações referentes à caracterização físico-química e conteúdo de compostos antioxidantes na polpa ainda são escassas.

3.5.5 Acerola

A acerola, também conhecida como cereja-das-Antilhas (*Malpighia emarginata* D.C.), é um fruto avermelhado originário da região das Antilhas, norte da América do Sul e América Central (NETO, 1986). A sua dispersão iniciou-se antes da chegada dos europeus, através dos nativos das ilhas Antilhanas, os quais a utilizavam muito em sua alimentação e a disseminaram de ilha em ilha em suas viagens e migrações (ALVES, 1996). A aceroleira é uma dicotiledônea da família Malpighiaceae que compreende aproximadamente 60 gêneros e mais de 1100 espécies.

No Brasil, a introdução da aceroleira ocorreu por volta de 1956 no estado de Pernambuco, porém somente após a divulgação de seu elevado conteúdo de vitamina C, na década de 80, é que o plantio se difundiu (NONINO, 1997). Segundo o Instituto Agropólos do Ceará, a área cultivada com acerola no Ceará em 2011 é estimada em 1.848 ha, com uma produção de mais de 13.000 toneladas de frutos, destacando-se a região da Serra da Ibiapaba. O mercado externo absorve aproximadamente 40% da produção nacional, sendo os principais destinos o Japão, a Europa e os Estados Unidos (COELHO; RITZINGER; OLIVEIRA, 2003).

A acerola destaca-se por seu reconhecido valor nutricional, principalmente como fonte de vitamina C, vitamina A, ferro, cálcio e vitaminas do complexo B (tiamina, riboflavina e niacina), sendo consumida tanto in natura como industrializada, sob a forma de sucos, sorvetes, geléias, xaropes, licores, doces em caldas entre outras (FERREIRA *et al.*, 2009). Estudos recentes têm demonstrado que o extrato de acerola apresenta atividade anticarcinogênica contra câncer de pulmão, efeito inibitório da produção de NO, além dos polifenóis da acerola demonstrarem efeito preventivo na hiperglicemia (HANAMURA *et al.*, 2006; NAGAMINE *et al.*, 2002; WAKABAYASHI *et al.*, 2003). Além disso, pesquisas têm comprovado os efeitos benéficos da acerola na normalização dos níveis séricos de vitamina C em idosos, aumento significativo nos níveis séricos médios de vitamina C e de hemoglobina em

crianças com anemia, regulação do crescimento de células anormais na fase de promoção da tumorigenesis pulmonar em ratos, como resultado da supressão da fase de iniciação, no processo da auto-oxidação (ARANHA; MOURA; SIMÕES, 2004; COSTA; TERTO; SANTOS, 2001; NAGAMINE *et al.*, 2002).

A composição química da acerola em termos de compostos antioxidantes, inclusive a vitamina C e atributos de qualidade como pH e sólidos solúveis são influenciados por fatores genéticos, bióticos e abióticos (NOGUEIRA *et al.*, 2002). Devido à relevância dos antioxidantes para a fisiologia dos frutos e para a nutrição humana, é importante entender a evolução de sua produção e perda durante o desenvolvimento desses órgãos. As alterações dos componentes antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos de defesa de plantas vêm sendo estudadas em várias espécies, no entanto há ainda uma deficiência de informações sobre esses sistemas antioxidantes em frutos tropicais.

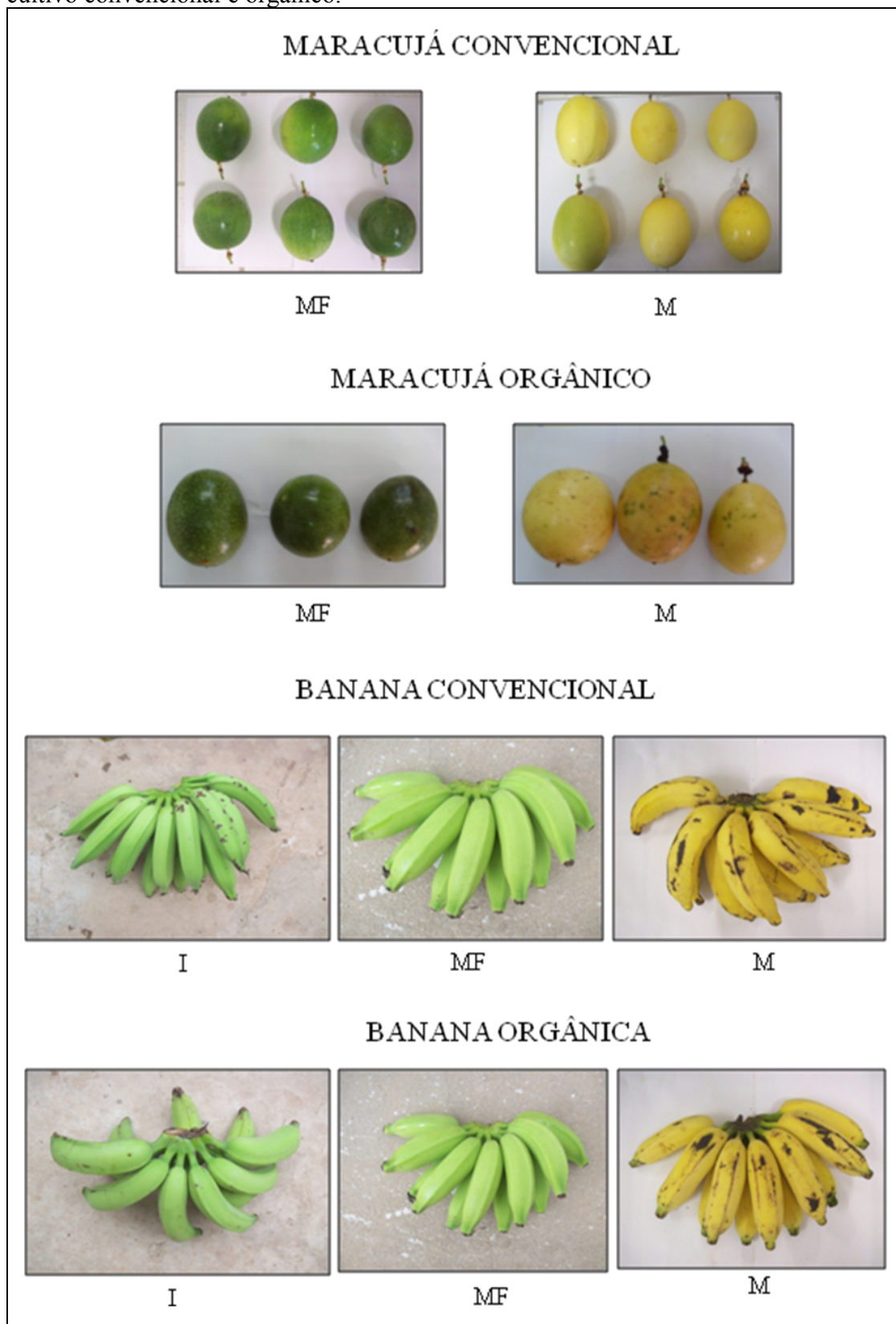
4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Obtenção dos Frutos

Os frutos do maracujazeiro (*Passiflora edulis* Sims Flavicarpa Deg., Figura 6) produzidos nos sistemas orgânicos e convencionais utilizados neste trabalho foram provenientes da Fazenda Nutrilite Amway e Fazenda Marovino, respectivamente, localizadas no município de Tianguá-CE. Os frutos da bananeira (*Musa* cv. Prata-anã, Figura 6) e do tomateiro (*Solanum lycopersicum* grupo Santa Cruz, Figura 7) oriundos de cultivos orgânico e convencional foram obtidos de pequenos produtores no município de Crato-CE. Os frutos da aceroleira (*Malpighia emarginata* D.C.) do clone BRS 235 (Figura 7) cultivados orgânica e convencionalmente foram provenientes da Fazenda Nutrilite Amway localizada no município de Tianguá-CE e da Estação Experimental da Embrapa Agroindústria Tropical localizada no município de Pacajus-CE, respectivamente. Os frutos da ateira (*Annona squamosa* L.) cultivados orgânica e convencionalmente foram adquiridos da Central de Abastecimento do Ceará S/A (CEASA/CE) localizada no município de Maracanaú-CE e provenientes da Fazenda Kabocla localizada em Limoeiro do Norte-CE, respectivamente. O sistema de produção orgânico usou como biofertilizante: coquetel de leguminosas, esterco bovino e bagaço de cana, sendo o extrato aquoso das folhas de Neem (*Azadirachta indica*) foi usado como pesticida. No sistema convencional, defensivos e fertilizantes inorgânicos foram usados segundo as recomendações para cada cultura.

Os frutos foram avaliados em três estádios de desenvolvimento: imaturo (cor verde, exceto o maracujá e a ata que não foram analisados nesse estádio), na maturidade fisiológica (com tamanho máximo e mudando de cor) e maduro (coloração vermelha para o tomate e acerola amarela para maracujá e banana e aparecimento da cor creme entre os carpelos para a ata). Em cada estádio, os frutos foram colhidos manualmente, em seguida foram lavados em água corrente e selecionados para garantir uma boa uniformidade de maturação e tamanho. Após a seleção, os frutos foram divididos em amostras compostas de três repetições com cinco frutos e despulpados. A polpa foi separada das sementes, então homogeneizada utilizando uma centrífuga doméstica e, em seguida, armazenada a -18 °C até as análises subseqüentes.

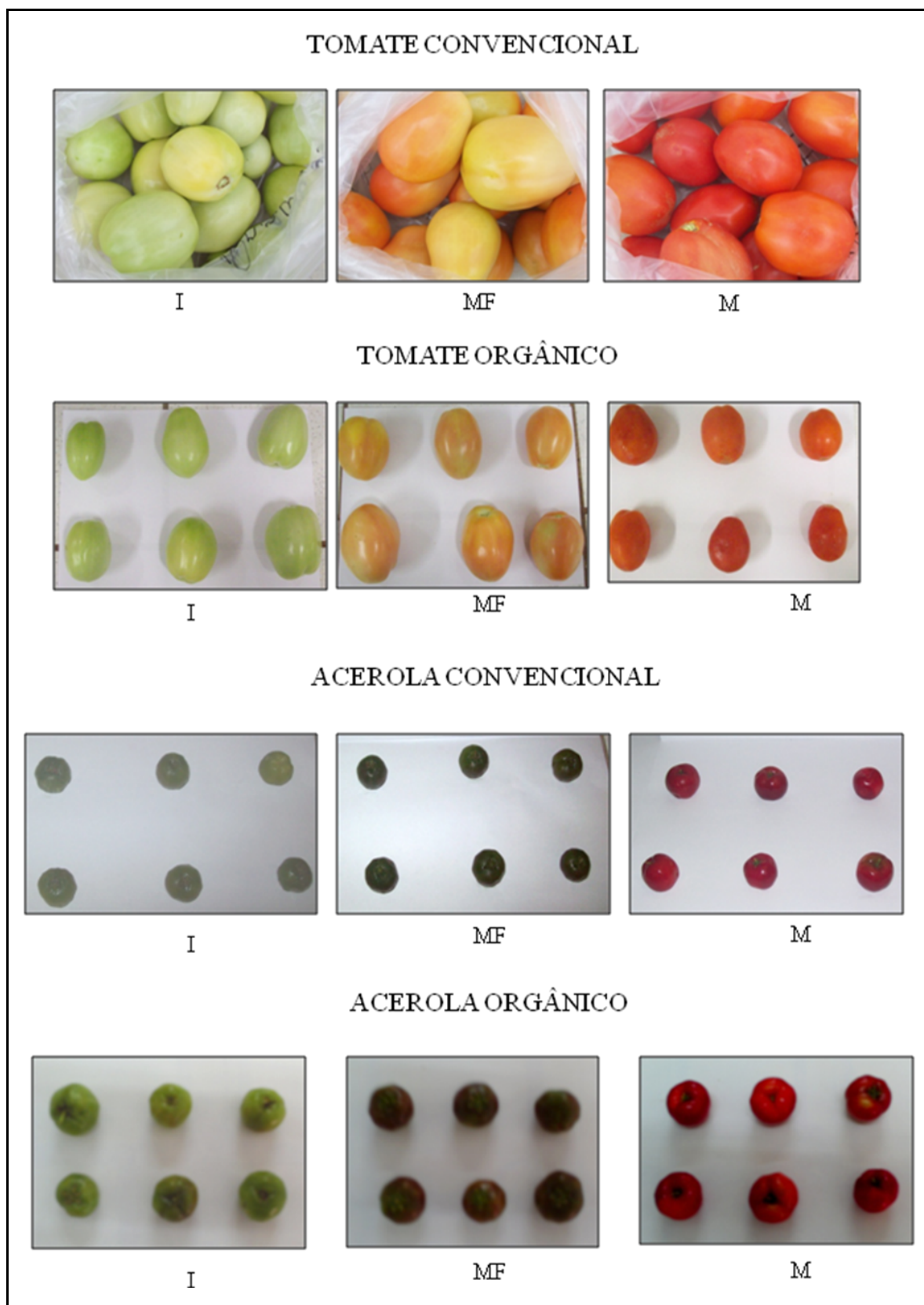
Figura 6 - Estádios de desenvolvimento dos frutos do maracujazeiro e bananeira sob cultivo convencional e orgânico.



Fonte: Aurelice Barbosa de Oliveira

Legenda: I= imaturo, MF= maturidade fisiológica e M= maduro.

Figura 7 - Estádios de desenvolvimento dos frutos do tomateiro e aceroleira sob cultivo convencional e orgânico.



Fonte: Aurelice Barbosa de Oliveira

Legenda: I= imaturo, MF= maturidade fisiológica e M= maduro.

4.2 Análises de Qualidade

4.2.1 pH

O pH foi medido diretamente na polpa utilizando um potenciômetro digital, conforme metodologia recomendada pela AOAC (1995).

4.2.2 Acidez Titulável (AT)

A acidez titulável foi determinada por titulação volumétrica com solução de NaOH 0,1 N conforme IAL (1985). Aproximadamente 1 g da polpa foi pesado e diluído em 50 mL de água destilada. Fenolftaleína 1% foi utilizada como indicador. Uma solução de NaOH 0,1 N foi adicionada lentamente até a mudança de cor para levemente róseo. Os resultados foram expressos em percentagem de ácido málico (acerola e banana) e ácido cítrico (maracujá, tomate, ata).

4.2.3 Sólidos Solúveis (SS)

A polpa foi filtrada em papel de filtro e, em seguida, o conteúdo de sólidos solúveis foi medido utilizando um refratômetro digital portátil com compensação automática de temperatura, de acordo com metodologia recomendada por AOAC (1995). Os resultados foram expressos em °Brix.

4.3 Análises de Compostos Antioxidantes

4.3.1 Antocianinas e Flavonóides Amarelos

As determinações de antocianinas e flavonóides amarelos nas polpas foram realizadas segundo metodologia descrita por Francis (1982). Adicionou-se 1 g de polpa em um copo de alumínio contendo 30 mL da solução extratora, composta de etanol a 95 % e HCl 1,5 N (85:15), sendo a mistura homogeneizada em desintegrador de tecidos do tipo “Turrax” por 2 min na velocidade “5”. Em seguida, o homogenato foi transferido para um balão volumétrico de 50 mL, envolto em papel de alumínio e o volume aferido para 50 mL com solução extratora. O homogenato foi transferido para um recipiente de

vidro e colocado por 12 h na geladeira. Após esse período, o material foi filtrado em papel de filtro qualitativo. O extrato, mantido em recipiente envolto com folha de papel de alumínio, teve sua absorvância medida a 535 e 374 nm para antocianinas e flavonóides amarelos, respectivamente, utilizando-se espectrofotômetro. Os resultados de ambas as análises foram expressos em $\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de polpa e calculados através da fórmula: absorvância x fator de diluição/98,2 e absorvância x fator de diluição/76,6 para antocianinas e flavonóides amarelos, respectivamente.

4.3.2 Vitamina C

O conteúdo de vitamina C foi determinado por titulação direta com solução de Tillman (2,6-dicloro-fenol-indofenol) segundo metodologia descrita por Strohecker e Henning (1967). Amostras de 0,5 g (acerola) e 1 g (maracujá, banana, tomate e ata) de polpa homogeneizada foram diluídas em 50 ml de ácido oxálico 0,5 %. Em seguida, foi retirada uma alíquota de 5 mL da amostra, diluída em 50 mL de água destilada e titulada em duplicata, com solução de Tillman até o ponto de viragem. Os resultados foram expressos em $\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de polpa.

4.4 Determinação da Atividade Antioxidante Total e Polifenóis Totais

4.4.1 Obtenção do Extrato

O extrato para a determinação da atividade antioxidante total e polifenóis totais foi obtido segundo metodologia descrita por Larrauri *et al.* (1997). Amostras de 0,5 g (acerola) ou 1 g (maracujá, banana, tomate e ata) de polpa foram pesados e adicionados a 20 mL de metanol a 50%. A mistura foi homogeneizada e deixada em repouso por 1 h à temperatura ambiente. Em seguida, o material foi centrifugado a 3.300 g por 30 minutos a 4 °C e o sobrenadante recolhido. O precipitado foi ressuspenso em 20 mL de acetona 70%, homogeneizado, deixado em repouso por 1 h à temperatura ambiente e centrifugado a 3.300 g por 30 minutos a 4 °C. O sobrenadante foi recolhido junto ao primeiro, sendo o volume aferido para 50 mL com água destilada.

4.4.2 Determinação da atividade antioxidante total

A atividade antioxidante total (AAT) foi determinada segundo metodologia descrita por Re *et al.* (1999) e adaptada por Rufino *et al.* (2007). A análise envolve a produção direta do cromóforo ABTS^{•+} de cor azul esverdeado, obtido pela reação de 5 mL da solução de ABTS a 7 mM com 88 µL de solução de persulfato de potássio a 140 mM. O sistema foi mantido em repouso a temperatura ambiente (25°C), durante 16 h na ausência de luz. Uma vez formado o radical ABTS^{•+}, o mesmo foi diluído com etanol P.A. até obter-se um valor de absorvância de 0,700 em comprimento de onda de 734 nm.

A atividade antioxidante total foi calculada com base em uma curva padrão linear utilizando como antioxidante de referência o composto 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilchroman-2-ácido carboxílico (Trolox) preparado com etanol absoluto utilizando concentrações entre 100 e 2.000 µM. Em ambiente escuro, com as análises realizadas em triplicata para cada concentração foram utilizadas alíquotas de: 600 e 800 µL do extrato de maracujá na maturidade fisiológica e maduro, respectivamente; 100 µL dos extratos de ata e 30 µL dos extratos de acerola foram adicionadas a 3 mL da solução preparada do radical ABTS^{•+}. Para a banana e tomate, alíquotas de 1.000 µL dos extratos foram adicionadas a 2 mL da solução preparada do radical ABTS. As absorvâncias foram medidas em espectrofotômetro a 734 nm, 6 minutos após a adição da solução do radical. A partir dessa curva foi obtida uma equação a partir da qual calculou-se a absorvância referente a 1.000 µM de Trolox.

A partir do extrato foram preparadas soluções com três concentrações: 5.000, 10.000 e 20.000 mg/L. Seguindo os mesmos procedimentos utilizados na determinação da curva padrão de Trolox, uma segunda equação linear foi obtida. Os valores de AAT foram obtidos a partir da equação da reta: $y = ax + b$, substituindo o valor de y pela absorvância equivalente a 1.000 µM de Trolox, sendo os resultados expressos em capacidade antioxidante equivalente ao Trolox (TEAC), µM Trolox.g⁻¹ matéria fresca (MF).

4.4.3 Determinação de polifenóis solúveis totais

Os polifenóis solúveis totais foram determinados utilizando o reagente Folin-Ciocalteu e o ácido gálico como padrão, conforme metodologia descrita por Obanda e Owuor (1997). Em tubos de ensaio, foram adicionados 150 µL (acerola) ou 1.000 µL (maracujá, banana, tomate e ata) do extrato, 1 mL da solução de Folin Ciocalteu (1:2), 2 mL da solução de carbonato de sódio anidro a 20% e 2 mL de água destilada, na ausência de luz. As amostras permaneceram em repouso e em ausência de luz, por 30 minutos. Após este período foi realizada a leitura da absorbância a 700 nm. As concentrações de polifenóis solúveis totais foram calculadas com base em uma curva padrão de doses crescentes de ácido gálico 98% (0-50 µg). As análises foram realizadas em triplicata e os resultados expressos em mg de equivalente de ácido gálico por 100 g de polpa (mg EAG .100 g⁻¹).

4.5 Determinação da Fenilalanina Amônia-Liase (PAL) e Proteínas Solúveis

4.5.1 Atividade da Fenilalanina Amônia-Liase (PAL)

O extrato enzimático da fenilalanina amônia-liase foi preparado segundo metodologia descrita por Mori *et al.* (2001). Pesou-se 1 g (maracujá, banana, tomate, ata) de polpa e homogeneizou-se com 2 mL (maracujá, tomate, ata) e 3 mL (banana) de Tampão Tris-HCl 100 mM pH 8,4 e 0,5 g de polivinilpirrolidona (PVP) por 3 min a 4 °C. Em seguida, centrifugou-se a 3.300 g por 20 min a 4 °C. O extrato enzimático obtido foi congelado e armazenado. A análise envolve a desaminação não oxidativa da fenilalanina através da reação espontânea catalisada pela fenilalanina amônia-liase. A atividade da PAL não foi determinada na acerola devido à indisponibilidade de amostras para realização da análise.

A atividade da fenilalanina amônia-liase (PAL, E.C.4.3.1.5) foi determinada segundo metodologia descrita por El-Shora (2002). A mistura de reação contendo 100 µL do extrato enzimático, 580 µL de tampão Tris-HCl 100 mM e 200 µL da solução de L-fenilalanina 40 mM foi incubada a 30 °C por 60 min. Em seguida, a reação foi interrompida pela adição de 100 µL de HCl 6 M. Para cada amostra foi feito uma solução controle na qual a solução de L-fenilalanina foi adicionada somente após a

interrupção da reação. Então, as amostras foram centrifugadas a 10.000 g por 10 min à temperatura ambiente. A absorbância a 290 nm foi monitorada e a atividade da PAL foi medida em triplicata e calculada com base em uma curva padrão utilizando como referência o ácido trans-cinâmico. Os resultados foram expressos em $\mu\text{mol de ácido trans-cinâmico.h}^{-1}.\text{mg}^{-1}$ de proteína (P).

4.5.2 Determinação de Proteínas Solúveis

A determinação do conteúdo protéico solúvel foi realizada de acordo com a metodologia descrita por Bradford (1976) utilizando albumina sérica bovina (BSA) como padrão. 100 μL de amostra foram adicionados a 1.000 μL do reagente de Bradford e homogeneizados, permanecendo em repouso por 15 minutos. Após este período, foram realizadas as leituras de absorbância em espectrofotômetro Spectrum SP-2000UV a 595 nm. As análises foram realizadas em triplicata e os resultados utilizados para o cálculo das atividades enzimáticas específicas.

4.6 Determinação da Atividade de Enzimas Antioxidantes

4.6.1 Preparo do Extrato para Determinação da Atividade das Enzimas Antioxidantes

O extrato enzimático foi preparado a partir da homogeneização de 2 g de polpa suspensos em 10 mL de tampão fosfato monobásico de potássio 100 mM com EDTA 0,1 mM pH 7,0 e homogeneizados. A suspensão foi centrifugada por 40 min a 4 °C e 3.300 g para obtenção do sobrenadante (extrato enzimático) que foi retirado e congelado para as análises do conteúdo de proteínas solúveis totais e atividade enzimática. Os extratos obtidos no sobrenadante foram congelados e armazenados até serem utilizados nas análises.

4.6.2 Atividade da Peroxidase do Ascorbato (APX)

A atividade da enzima peroxidase do ascorbato (APX, EC 1.11.1.1) foi determinada de acordo com o método descrito por Nakano e Asada (1981). 50 μL do

extrato foram adicionados a 1,5 mL da mistura de reação constituída por tampão fosfato 50 mM (pH 6,0), EDTA a 0,1 μ M, ascorbato a 0,5 mM, e H₂O₂ a 1,0 mM. A taxa de oxidação do ascorbato pelo H₂O₂ foi monitorada por absorbância a 290 nm no intervalo de 10 min, após o início da reação pela adição do H₂O₂. A atividade enzimática foi quantificada utilizando-se o coeficiente de extinção molar do ascorbato (2,8 mM⁻¹ cm⁻¹). A atividade foi medida em triplicata e os resultados expressos em μ mol H₂O₂ .mg⁻¹ P .min⁻¹, considerando-se que são necessários 2 moles de ascorbato para reduzir 1 mol de H₂O₂.

4.6.3 Atividade da Catalase (CAT)

A atividade da enzima catalase (CAT, EC 1.11.1.6) foi determinada utilizando-se o método descrito por Beers e Sizer (1952). Em banho-maria a 30 °C, a mistura de reação (1,5 mL) composta por tampão fosfato 100 mM (pH 7,0), contendo EDTA a 0,1 μ M, foi aquecida por 5 minutos e em seguida, foram adicionados 60 μ L de H₂O₂ 20 mM e 50 μ L de extrato enzimático. A reação foi iniciada pela adição do extrato, sendo a taxa de desaparecimento do H₂O₂ monitorada por absorbância a 240 nm e quantificada usando seu coeficiente de extinção molar (36 M⁻¹cm⁻¹). A atividade foi medida em triplicata e os resultados expressos em μ mol H₂O₂ .mg⁻¹ P .min⁻¹.

4.6.4 Atividade da Dismutase do Superóxido (SOD)

A atividade da enzima dismutase do superóxido (SOD, EC 1.15.1.1) foi determinada mensurando-se sua habilidade para inibir a redução fotoquímica do azul de nitro tetrazólio (*nitro blue tetrazolium chloride* - NBT), usando o método descrito por Giannopolitis e Ries (1977). A mistura de reação (1,5 mL) continha tampão fosfato 50 mM, pH 7,8, EDTA 0,1 μ M, metionina 13 mM, NBT 75 μ M, riboflavina 2 μ M e 50 μ L de extrato enzimático. A absorbância foi monitorada a 560 nm e uma unidade de atividade da SOD (UAE) é definida como a quantidade de enzima requerida para causar 50% de inibição da taxa de fotorredução do NBT. A atividade foi medida em triplicata e os resultados expressos em UAE mg⁻¹ .P.

4.7 Peroxidação de Lipídios

O extrato para determinação do grau de peroxidação lipídica foi preparado segundo metodologia descrita por Zhu *et al.* (2008) modificado. Amostras de polpa (0,5 g) foram homogeneizadas com 5 mL de solução de ácido tricloroacético (TCA) 0,1% e centrifugadas a 3.300 g por 20 min a 4 ° C. O sobrenadante (750 µ L) foi adicionado de 3 mL de solução de ácido tiobarbitúrico (TBA) 0,5% com ácido tricloroacético (TCA) 20% e incubado por 30 min, a 95 °C. Após a incubação, as amostras foram resfriadas imediatamente em banho de gelo e centrifugada a 3.000 g por 10 min. A absorbância do sobrenadante foi monitorada a 532 nm e foram corrigidas quanto à turbidez inespecífica subtraindo-se a absorbância a 600 nm. O conteúdo de malondialdeído (MDA) foi medido em triplicata e calculado usando um coeficiente de extinção de 155 mmol⁻¹ cm⁻¹. Os resultados foram expressos em nmol MDA .g⁻¹ MF.

4.8 Análise Estatística

As análises estatísticas foram realizadas segundo delineamento experimental inteiramente casualizado em esquema fatorial 3 x 2 (estádio x cultivo, no caso do maracujá e ata foram apenas 2 estádios) com três repetições constituídas de cinco frutos cada. Todos os dados foram submetidos à análise de variância e teste de Tukey para determinar as diferenças significativas entre os tratamentos utilizando software SISVAR versão 5.1.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 MARACUJÁ

5.1.1 Qualidade

Durante o amadurecimento do maracujá, observou-se um significativo aumento no pH e redução significativa na acidez dos frutos em ambos os sistemas de produção (Tabela 1). Nos frutos orgânicos, o pH aumentou de 2,35 para 2,43, enquanto que nos frutos convencionais, aumentou de 2,28 para 2,34. A AT diminuiu de 4,87 para 3,99 e de 6,40 para 4,82 nos frutos orgânicos e convencionais, respectivamente.

Tabela 1 - Qualidade durante o amadurecimento do maracujá cultivado nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Análises	Estádios	Maracujá	
		OG	CV
pH	MF	2,35 ± 0,16 Ab	2,28 ± 0,26 Bb
	M	2,43 ± 0,05 Aa	2,34 ± 0,03 Ba
AT	MF	4,87 ± 0,16 Ba	6,40 ± 0,26 Aa
	M	3,99 ± 0,05 Bb	4,82 ± 0,03 Ab
SS	MF	15,83 ± 0,80 Ab	13,13 ± 0,40 Bb
	M	18,23 ± 0,97 Aa	16,57 ± 0,57 Ba
SS/AT	MF	3,26 ± 0,15 Ab	2,05 ± 0,08 Bb
	M	4,57 ± 0,14 Aa	3,44 ± 0,11 Ba

Legenda: AT= acidez titulável, SS= sólidos solúveis, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas não diferem significativamente entre os sistemas de produção e estádios de desenvolvimento, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

De acordo com Chitarra e Chitarra (2005), a AT é atribuída principalmente aos ácidos orgânicos que se encontram dissolvidos nos vacúolos das células tanto na forma livre como combinada com sais, ésteres, glicosídeos, sendo comum uma diminuição desses ácidos orgânicos durante a maturação da maioria dos frutos. No entanto, os frutos orgânicos obtiveram pH maior e AT menor em relação aos convencionais. O aumento do pH é, possivelmente, devido à oxidação de esqueletos de carbono dos ácidos orgânicos pelo processo respiratório, durante o amadurecimento, como sugerido por Silva *et al.* (2005) que também observaram um pequeno aumento no pH do maracujá maduro. Fischer *et al.* (2007), contudo, não encontraram diferenças significativas na AT de maracujá orgânico e convencional.

De acordo com Chitarra e Chitarra (2005), o conteúdo de sólidos solúveis é comumente usado para avaliar o grau de doçura de uma fruta. O conteúdo de SS aumentou significativamente durante o amadurecimento e, da mesma forma que o pH, foi maior no maracujá do cultivo orgânico. Os frutos maduros dos cultivos orgânico e convencional apresentaram 18,23 e 16,57 °Brix, respectivamente. Fischer *et al.* (2007) também relataram valores mais elevados para SS em maracujá orgânico. Em contraposição, Amaro e Monteiro (2001) relataram resultados diferentes com maior conteúdo de SS em maracujás do cultivo convencional. Roussos e Gasparatos (2009) não observaram diferenças significativas entre os cultivos orgânico e convencional para as variáveis de qualidade (pH, sólidos solúveis e acidez) em maçãs.

A relação entre sólidos solúveis e acidez titulável (SS/AT) do maracujá aumentou durante o amadurecimento dos frutos oriundos dos cultivos orgânico e convencional. O aumento observado durante o amadurecimento deve-se ao aumento no conteúdo de sólidos solúveis, assim como, a diminuição da acidez dos frutos. No entanto, os frutos do cultivo orgânico apresentaram uma relação SS/AT maior que os frutos do cultivo convencional. Assim, estes resultados mostram que o maracujá maduro do cultivo orgânico é mais doce e menos ácido do que o convencional. Fischer *et al.* (2007) não observaram diferenças significativas na relação SS/AT em maracujá-amarelo sob os cultivos orgânico e convencional.

5.1.2 Antioxidantes Não-Enzimáticos

Durante o amadurecimento do maracujá, não foram observadas variações significativas no conteúdo de polifenóis totais em ambos os sistemas de produção (Tabela 2). Entretanto, os resultados obtidos mostraram uma influência significativa do sistema de produção no conteúdo de polifenóis totais, com superioridade do cultivo convencional.

Os frutos maduros do cultivo orgânico (27,94 mg EAG .100 g⁻¹) apresentaram menor conteúdo de polifenóis totais quando comparados aos frutos do convencional (36,47 mg EAG .100 g⁻¹). Entre os compostos fenólicos, o conteúdo de flavonóides amarelos não aumentou durante o amadurecimento dos frutos para ambos os sistemas de produção. Estes resultados indicam que outros pigmentos como carotenóides, além dos flavonóides amarelos, podem ser sintetizados quando a clorofila é degradada, durante o amadurecimento. Em relação às antocianinas, conforme já era

esperado, também não houve diferenças significativas entre os sistemas de produção ou durante o amadurecimento, pois são as responsáveis por colorações que variam do vermelho ao azul.

Tabela 2 - Compostos antioxidantes durante o amadurecimento do maracujá cultivado nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Maracujá			
Antioxidantes	Estádios	OG	CV
Polifenóis totais (mg EAG .100 g ⁻¹)	MF	27,10 ± 6,09 Ba	36,14 ± 0,64 Aa
	M	27,94 ± 2,87 Ba	36,47 ± 3,80 Aa
Antocianinas (mg .100 g ⁻¹)	MF	0,79 ± 0,16 Aa	0,54 ± 0,08 Aa
	M	0,65 ± 0,03 Aa	0,68 ± 0,35 Aa
Flavonóides amarelos (mg .100 g ⁻¹)	MF	5,25 ± 0,53 Aa	4,70 ± 0,26 Aa
	M	6,05 ± 0,48 Aa	5,83 ± 1,80 Aa
Vitamina C total (mg .100 g ⁻¹)	MF	28,72 ± 0,13 Aa	21,81 ± 0,12 Ba
	M	19,15 ± 0,05 Ab	17,12 ± 0,25 Bb
AAT (µM Trolox .g ⁻¹ MF)	MF	4,03 ± 0,32 Aa	3,95 ± 0,38 Ab
	M	4,73 ± 0,10 Aa	7,20 ± 2,63 Aa

Legenda: AAT= atividade antioxidante total, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas não diferem significativamente entre os sistemas de produção e estádios de desenvolvimento, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Outros estudos com espécies de frutos oriundos do cultivo orgânico e convencional, apresentaram dados controversos dos apresentados aqui. Valavanidis *et al.* (2009) observaram que não houve diferença significativa no conteúdo de fenólicos de maçãs convencionais e orgânicas. No entanto, Luthria *et al.* (2010) observaram valores mais elevados de fenólicos totais em berinjelas ‘Millionaire’ (13,64 mg EAG. 100 g⁻¹) produzidas sob cultivo orgânico em relação ao cultivo convencional (11,61 mg EAG. 100 g⁻¹). Um estudo mostrou que tomates oriundos do sistema de produção orgânico apresentam maior conteúdo de flavonóides do que no cultivo convencional (MITCHELL *et al.*, 2007). Wang *et al.* (2008) relataram que em mirtilos provenientes do sistema de produção orgânico também tinham conteúdo de antocianinas significativamente maior do que os frutos do cultivo convencional.

Em estudo realizado com maracujá roxo (*Passiflora edulis* Sims.), Jiménez *et al.* (2011) observaram um aumento no conteúdo de antocianinas durante a maturação. Isto sugere que a quantidade desses pigmentos no maracujá possivelmente pode ser mais influenciada pela cultivar do que pelo sistema de produção. No entanto, estudos

mostraram que alguns tomates e mirtilos orgânicos apresentaram maiores conteúdos de flavonóides e antocianinas, quando comparadas aos convencionais (MITCHELL *et al.* 2007; WANG *et al.* 2008).

O conteúdo de vitamina C diminuiu durante o amadurecimento do maracujá em ambos os sistemas de produção. A maior queda foi observada nos frutos oriundos do cultivo orgânico com uma redução de 33%, ao final do amadurecimento. O maior valor do conteúdo de vitamina C (28,72 mg .100 g⁻¹) foi encontrado em maracujá orgânico no estágio de maturidade fisiológica e o menor valor (17,12 mg .100 g⁻¹) foi encontrado em maracujá convencional no estágio maduro. Estes resultados indicam que o sistema de cultivo orgânico influenciou o metabolismo da vitamina C. Isto pode ser resultado de uma baixa disponibilidade de nitrogênio devido a uma mineralização lenta dos adubos no solo, que direcionam os esqueletos de carbono usados principalmente na produção de aminoácidos para a síntese de ácidos orgânicos e metabólitos secundários.

Segundo Chitarra e Chitarra (2005), o conteúdo de vitamina C tende a diminuir com a maturação de muitos produtos hortícolas, devido à atuação direta da enzima oxidase do ácido ascórbico, ou pela ação de enzimas oxidantes como a peroxidase. Chassy *et al.* (2006) também observaram um conteúdo significativamente maior de AA em frutos de tomate do sistema de produção orgânico quando comparado aos frutos oriundos do cultivo convencional.

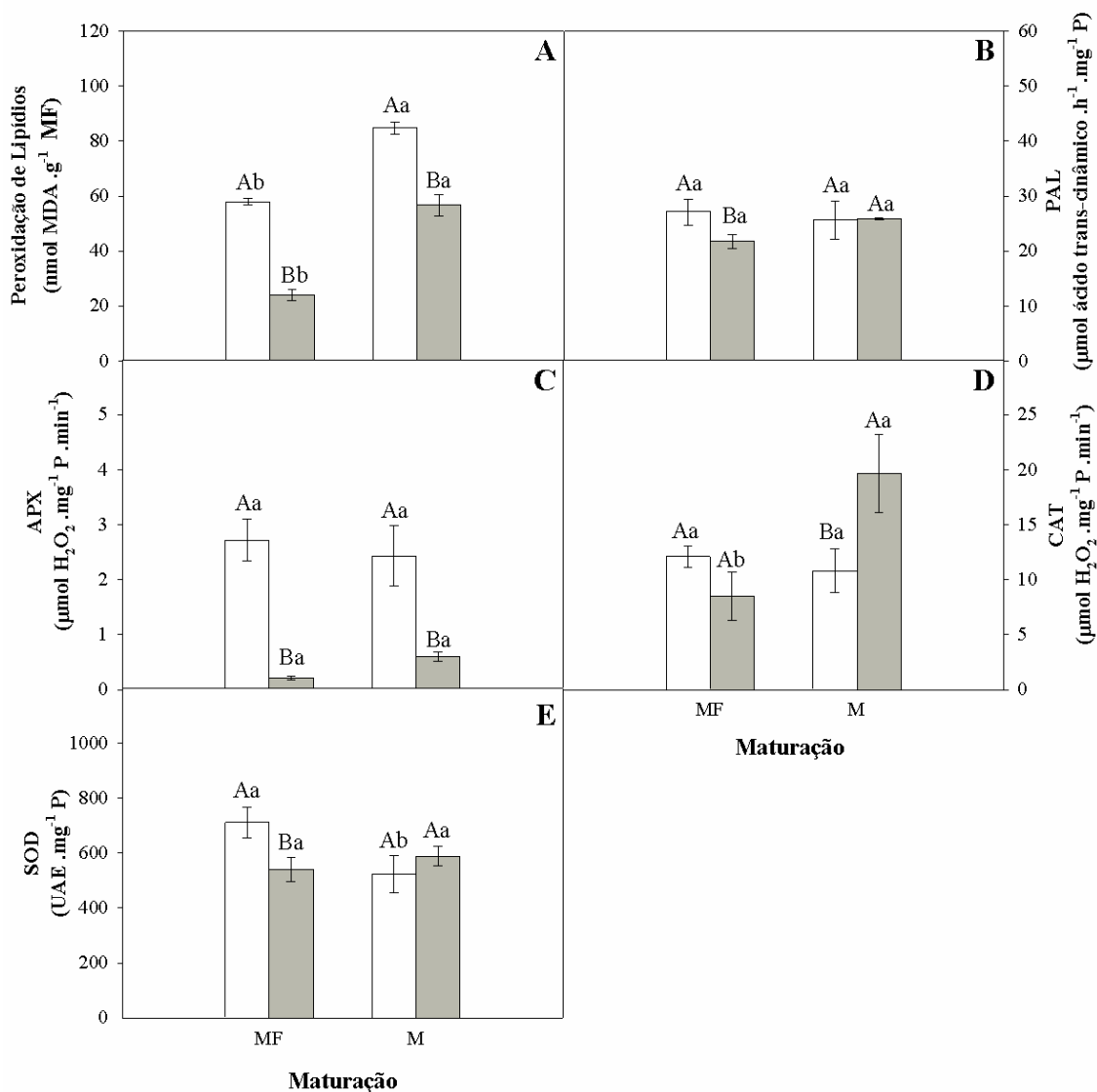
A atividade antioxidante total (AAT) reflete a capacidade de um tecido ou órgão de responder ao desequilíbrio oxidativo imposto por estresses ou durante a senescência. A atividade antioxidante total (Tabela 2) do maracujá não variou significativamente durante o amadurecimento ou entre os sistemas de produção, embora a AAT para os frutos oriundos do cultivo orgânico tenha sido 4,73 µM Trolox .g⁻¹ MF e para os frutos do convencional, 7,20 µM Trolox .g⁻¹ MF. Compostos fenólicos são conhecidos por contribuir mais fortemente para a atividade antioxidante do que a vitamina C, porém os resultados relatados aqui para estes compostos bioativos (Tabela 2) não permitem qualquer inferência entre estes parâmetros. Faller e Fialho (2010) encontraram valores mais elevados para a capacidade antioxidante em mamão e tangerina oriundos do cultivo convencional e apenas em mangas produzidas no sistema de produção orgânico mostraram maior capacidade antioxidante do que as colhidas sob cultivo convencional.

5.1.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas

As espécies reativas de oxigênio, como o radical hidroxil (HO^{\bullet}) podem gerar hidroperóxidos lipídicos e iniciar uma reação em cadeia mediada pelos radicais livres, resultando em mudanças na fluidez e permeabilidade da membrana celular, ocasionando danos ao DNA e oxidação de proteínas. A peroxidação dos lipídios foi maior nos frutos oriundos cultivo orgânico quando comparado com os frutos oriundos do cultivo convencional (Figura 8A) . Em maracujá, no estágio de maturidade fisiológica, a peroxidação lipídica foi 41,27% maior que no cultivo convencional, enquanto que no estágio maduro esse aumento foi de 66,90%. O aumento da peroxidação lipídica observado durante o amadurecimento pode ser explicado como resultante de um desequilíbrio oxidativo da via respiratória, que ocorre normalmente durante o processo ontológico de maturação e senescência. Além disso, o grau mais elevado da peroxidação lipídica encontrado nos frutos oriundos do cultivo orgânico sugere que este sistema de produção induziu danos oxidativos. De acordo com Rogiers, Kumar e Knowles (1998), a peroxidação lipídica aumenta durante o desenvolvimento de saskatoon (*Amelanchier alnifolia* Nutt., Rosaceae), enquanto Zushi, Matsuzoe e Kitano (2009) não encontraram nenhuma diferença na peroxidação lipídica de tomates cultivados sob estresse salino e sob as condições controle.

Durante o amadurecimento dos frutos do maracujazeiro (Figura 8B), não houve diferença significativa na atividade da fenilalanina amônia-liase (PAL) entre frutos oriundos de cultivos orgânico e convencionais. No entanto, a atividade da PAL foi maior em frutos produzidos no sistema de produção orgânico ($27,13 \mu\text{mol trans-cinâmico} \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{mg}^{-1} \text{ P}$) quando comparados aos convencionais ($21,76 \mu\text{mol trans-cinâmico} \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{mg}^{-1} \text{ P}$), na maturidade fisiológica. No entanto, este resultado não pode ser associado aos resultados observados para polifenóis totais, que foram maiores nos frutos produzidos no cultivo convencional (Tabela 2).

Figura 8 - Metabolismo durante o amadurecimento do maracujá cultivado nos sistemas de produção orgânico (barras brancas) e convencional (barras cinza): peroxidação de lipídios (A), atividade da PAL (B) e atividade de enzimas antioxidantes (C, D, E).



Legenda: MF= Maturidade Fisiológica, M= Maduro, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula ou mesma letra maiúscula não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey ($p \geq 0,05$).

A PAL catalisa a conversão de L-fenilalanina em trans-cinamato, o passo inicial da via multi-ramificada dos fenilpropanóides em plantas superiores e, assim, faz uma ligação entre os metabolismos primário e secundário. A disponibilidade e mineralização mais lenta de nitrogênio devido ao uso de adubos orgânicos pode levar a um aumento em produtos do metabolismo secundário como fenóis. Como catalisa o primeiro passo no metabolismo fenólico, a PAL é uma enzima-chave tanto no desenvolvimento quanto na defesa das plantas (CHANG *et al.*, 2008).

A atividade de enzimas neutralizadoras de radicais livres foi detectada durante o amadurecimento do maracujá. A atividade da peroxidase do ascorbato (APX) não variou significativamente durante o amadurecimento, mas foi muito maior nos frutos produzidos sob cultivo orgânico (Figura 8C). A catalase (CAT, Figura 8D) elimina o mesmo substrato que a APX, o H_2O_2 , embora a sua atividade tenha sido dez vezes maior, no maracujá. Na maturidade fisiológica, a atividade da CAT não diferiu entre os frutos produzidos nos sistemas de produção orgânico e convencional, no entanto, os frutos maduros do cultivo convencional apresentaram uma maior atividade, $19,66 \mu\text{mol } H_2O_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{ P} \cdot \text{min}^{-1}$. A atividade da dismutase do superóxido (SOD, Figura 8E) apresentou o mesmo comportamento da PAL. Na maturidade fisiológica, os frutos do cultivo orgânico apresentaram maior atividade, enquanto para os frutos maduros, as atividades não diferiram significativamente entre os sistemas de produção.

Em morangos, resultados semelhantes foram relatados com a atividade da APX sendo significativamente maior em frutos produzidos no sistema orgânico (JIN *et al.*, 2011), e a atividade da CAT apresentou um aumento enquanto a SOD diminuiu, durante o amadurecimento (LÓPEZ; GOCHICOA, 2010). Wang e Jiao (2001) observaram uma diminuição nas atividades da SOD e da APX durante o amadurecimento de amoras pretas produzidas no sistema convencional e a atividade da CAT foi detectada apenas nos estádios verde e rosa. Outros dados contrastantes foram publicados em maçãs maduras quando Huang *et al.* (2007) relataram uma diminuição na atividade da SOD, enquanto Du e Bramlage (1994) observaram que a mesma aumentou.

Os resultados indicam que o sistema de produção orgânico induziu um estresse nos frutos do maracujazeiro evidenciado pelo maior grau de peroxidação associado ao menor conteúdo de fenólicos e menor atividade da CAT no estágio maduro, porém estimulou a concentração de vitamina C.

5.2 BANANA

5.2.1 Qualidade

Durante o desenvolvimento de bananas observou-se um significativo decréscimo no pH e aumento significativo na acidez em frutos de ambos os sistemas de produção (Tabela 3). Nos frutos oriundos do cultivo orgânico, o pH diminuiu de 5,48 para 4,18, enquanto que nos frutos produzidos no sistema de produção convencional, diminuiu de 5,59 para 4,15. A acidez aumentou de 0,11 para 0,65 e de 0,08 para 0,51 nos frutos colhidos nos cultivos orgânico e convencional, respectivamente. O aumento da acidez com o desenvolvimento do fruto foi explicado por Ferreira *et al.* (2010) como resultado de uma queda na atividade da enzima oxidase do malato levando a um acúmulo de ácido málico. Resultados semelhantes também foram obtidos para diferentes cultivares de banana (PIMENTEL *et al.*, 2010).

Tabela 3 - Qualidade durante o desenvolvimento da banana cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Banana			
Análises	Estádios	OG	CV
pH	I	5,48 ± 0,04 Ba	5,59 ± 0,01 Aa
	MF	4,31 ± 0,01 Bb	4,61 ± 0,02 Ab
	M	4,18 ± 0,08 Ac	4,15 ± 0,05 Ac
AT (% ácido málico)	I	0,11 ± 0,00 Ac	0,08 ± 0,00 Ac
	MF	0,56 ± 0,01 Ab	0,40 ± 0,01 Bb
	M	0,65 ± 0,03 Aa	0,51 ± 0,03 Ba
SS (°Brix)	I	1,23 ± 0,12 Ac	1,43 ± 0,15 Ac
	MF	17,23 ± 0,40 Ab	10,00 ± 0,36 Bb
	M	24,70 ± 0,66 Aa	24,20 ± 0,44 Aa
SS/AT	I	11,25 ± 0,57 Bc	16,84 ± 1,79 Ac
	MF	30,86 ± 0,18 Ab	25,42 ± 1,22 Bb
	M	38,15 ± 1,52 Ba	47,56 ± 2,47 Aa

Legenda: AT= acidez titulável, SS= sólidos solúveis, I= imaturo, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas não diferem significativamente entre os sistemas de produção e estádios de desenvolvimento, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

O conteúdo de SS aumentou de 1,23 para 24,70 °Brix nos frutos produzidos no cultivo orgânico e de 1,43 para 24,20 °Brix no convencional, devido provavelmente à hidrólise do amido em açúcar. Amaro e Monteiro (2001) encontraram maior conteúdo de sólidos solúveis em maracujá proveniente do sistema convencional. No entanto,

Fischer *et al.* (2007) encontraram valores mais elevados de sólidos solúveis em frutos de maracujá oriundos do cultivo orgânico.

A relação entre sólidos solúveis e acidez titulável (SS/AT) da banana aumentou durante o desenvolvimento dos frutos oriundos dos cultivos orgânico e convencional. O aumento observado durante o amadurecimento deve-se principalmente ao aumento no conteúdo de sólidos solúveis dos frutos. No entanto, os frutos do cultivo orgânico apresentaram uma relação SS/AT maior que os frutos do cultivo convencional. Assim, estes resultados mostram que os frutos produzidos no cultivo convencional são mais doces do que os frutos do cultivo orgânico.

5.2.2 Antioxidantes Não-Enzimáticos

O conteúdo de polifenóis totais aumentou durante o desenvolvimento de 23,36 para 53,12 mg EAG $\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ e de 39,21 para 54,74 mg EAG $\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ nos frutos produzidos nos cultivos orgânico e convencional, respectivamente (Tabela 4). O sistema de produção só afetou o conteúdo de polifenóis em bananas imaturas.

As bananas são ricas em compostos fenólicos que polimerizam durante o amadurecimento reduzindo sua adstringência e seu conteúdo pode variar de acordo com diversos fatores como cultivar, condições de cultivo e estágio de maturidade (JAFFERY *et al.*, 2003). Entretanto, Luthria *et al.* (2010) mostraram que o conteúdo de polifenóis em berinjelas ‘Blackbell’ produzidas no sistema orgânico é maior do que no convencional.

O conteúdo de antocianinas foi baixo e não foram observadas diferenças significativas entre os sistemas de produção ou estágios de desenvolvimento. Entretanto, o conteúdo de flavonóides amarelos variou de 0,85 a 1,43 mg $\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ e de 2,00 a 1,19 mg $\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ em bananas provenientes do cultivo convencional e orgânico, respectivamente. Os resultados mostraram que durante o desenvolvimento, houve um aumento no conteúdo de flavonóides nos frutos do cultivo convencional, enquanto que nos frutos produzidos no cultivo orgânico houve uma redução desses compostos. O conteúdo médio dos flavonóides foi significativamente maior em frutos do sistema orgânico em comparação aos frutos do sistema convencional nos estágios imaturo e maturidade fisiológica, mas nenhuma diferença foi observada nos frutos maduros.

Tabela 4 - Compostos antioxidantes durante o desenvolvimento da banana cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Banana			
Antioxidantes	Estádios	OG	CV
Polifenóis Totais (mg EAG .100 g ⁻¹)	I	23,36 ± 1,42 Bc	39,21 ± 5,13 Ab
	MF	38,56 ± 0,64 Ab	39,97 ± 2,25 Ab
	M	53,12 ± 6,71 Aa	54,74 ± 6,89 Aa
Antocianinas (mg .100 g ⁻¹)	I	0,15 ± 0,09 Aa	0,08 ± 0,03 Aa
	MF	0,22 ± 0,06 Aa	0,13 ± 0,06 Aa
	M	0,10 ± 0,05 Aa	0,12 ± 0,03 Aa
Flavonóides amarelos (mg .100 g ⁻¹)	I	2,00 ± 0,08 Aa	0,85 ± 0,13 Bb
	MF	2,39 ± 0,50 Aa	1,15 ± 0,50 Bab
	M	1,19 ± 0,04 Ab	1,43 ± 0,04 Aa
Vitamina C total (mg .100 g ⁻¹)	I	8,77 ± 0,18 Ba	13,03 ± 0,39 Aa
	MF	8,68 ± 0,19 Aa	8,69 ± 0,34 Ab
	M	8,53 ± 0,38 Aa	8,52 ± 0,20 Ab
AAT (µM Trolox .g ⁻¹ MF)	I	90,20 ± 5,70 Aa	98,18 ± 30,42 Ab
	MF	93,04 ± 4,67 Aa	130,08 ± 8,85 Aab
	M	134,97 ± 44,52 Aa	179,62 ± 36,86 Aa

Legenda: AAT= atividade antioxidante total, I= imaturo, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas não diferem significativamente entre os sistemas de produção e estádios de desenvolvimento, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

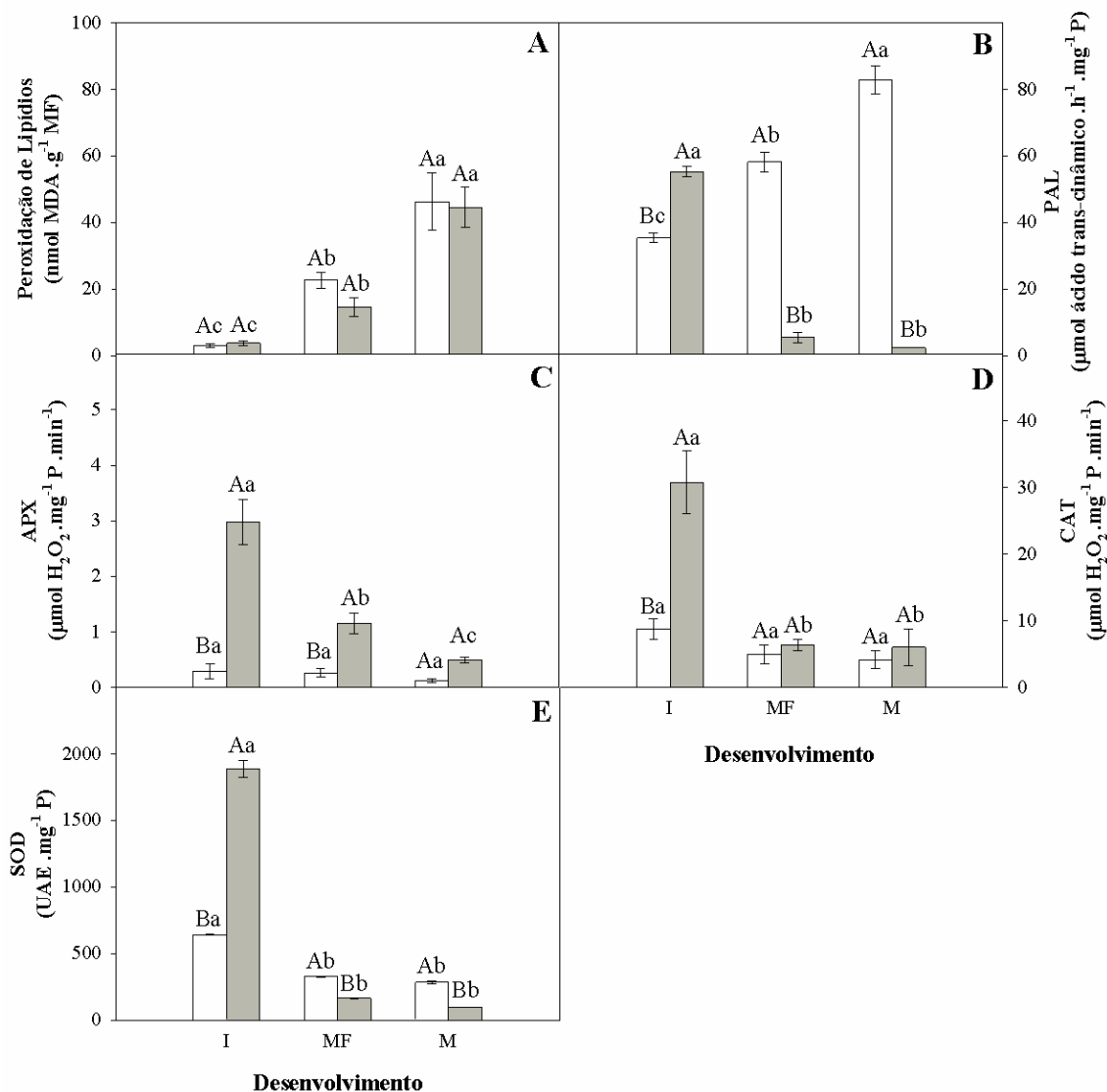
Em relação à vitamina C, os frutos provenientes do cultivo convencional mostraram uma redução no conteúdo deste composto antioxidante durante o desenvolvimento, enquanto os frutos do sistema orgânico não apresentaram variação significativa. O conteúdo de vitamina C nos frutos produzidos no cultivo convencional diminuiu de 13,03 para 8,52 mg .100 g⁻¹, enquanto os frutos maduros do cultivo orgânico apresentaram um conteúdo médio de vitamina C de 8,53 mg .100 g⁻¹. A redução no conteúdo de ácido ascórbico durante o amadurecimento também foi observado por Hernández, Lobo e González (2006) em bananas convencionais. Os resultados obtidos mostraram uma influência significativa do sistema de produção no conteúdo de vitamina C apenas no estágio imaturo, no qual os frutos convencionais (13,03 mg .100 g⁻¹) apresentaram valores mais elevados de vitamina C quando comparados com os frutos orgânicos (8,77 mg .100 g⁻¹). Cardoso *et al.* (2011) não encontraram diferenças estatísticas no conteúdo de AA em caqui produzido nos sistemas de produção orgânico e convencional. De acordo com Lima e Vianello (2011) ainda existem controvérsias sobre o conteúdo de vitamina C em relação a hortaliças produzidas em cultivos orgânico e convencional.

Em bananas, a atividade antioxidante total (Tabela 4) aumentou de 98,18 para 179,62 $\mu\text{M Trolox} \cdot \text{g}^{-1} \text{MF}$ durante o desenvolvimento dos frutos do sistema de produção convencional. Entretanto, não foram observadas diferenças estatísticas durante o desenvolvimento dos frutos produzidos no sistema orgânico e entre os sistemas de produção. Este resultado corrobora com os encontrados para polifenóis e vitamina C (Tabela 4) e indicam que o potencial antioxidante não enzimático da banana não foi significativamente afetado pelo sistema de produção. Thaiphanit e Anprung (2010) também observaram um aumento na atividade antioxidante de bananas oriundas do sistema convencional durante o amadurecimento, mas não para frutos do sistema orgânico, contudo quando maduros, eles não diferiram estatisticamente. Valores mais baixos de atividade antioxidante foram encontrados por Faller e Fialho (2010) para a banana, mas também não houve diferenças significativas entre os sistemas de produção. Quando comparado com o maracujá (Tabela 2), as bananas apresentaram uma maior atividade antioxidante justificada principalmente pelo maior conteúdo de polifenóis, apesar do baixo conteúdo de vitamina C.

5.2.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas

O grau de peroxidação lipídica avaliado pela produção de MDA foi usado como parâmetro para avaliar as mudanças no estresse oxidativo durante o desenvolvimento dos frutos. Durante o desenvolvimento houve um aumento da peroxidação de 3,01 para 46,18 $\text{nmol MDA} \cdot \text{g}^{-1} \text{MF}$ e de 3,71 para 44,52 $\text{nmol MDA} \cdot \text{g}^{-1} \text{MF}$ em frutos produzidos no sistema orgânico e convencional, respectivamente, não sendo observada diferença significativa ($p > 0,05$) entre os sistemas de produção (Figura 9A).

Figura 9 - Metabolismo durante o desenvolvimento da banana cultivada nos sistemas de produção orgânico (barras brancas) e convencional (barras cinza): peroxidação de lipídios (A), atividade da PAL (B) e atividade de enzimas antioxidantes (C, D, E).



Legenda: I= Imaturo, MF= Maturidade Fisiológica, M= Maduro, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula ou mesma letra maiúscula não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey (p≥0,05).

Estes resultados sugerem que o estresse induzido pelo sistema de produção não foi o único responsável pelo aumento na peroxidação de lipídeos em bananas, mas o desequilíbrio oxidativo oriundo do amadurecimento também influenciou. Em amora, a relação de ácidos graxos insaturados e saturados dos fosfolipídios foi menor nos frutos maduro e sobremaduro do que nos frutos verdes, resultante da diminuição dos ácidos graxos insaturados pelo aumento da peroxidação lipídica (WANG; JIAO, 2001).

Resultados semelhantes foram encontrados por Jiménez *et al.* (2002) durante o amadurecimento do tomate.

As bananas produzidas sob cultivo orgânico e convencional apresentaram comportamento significativamente diferente em relação à atividade da PAL (Figura 9B). Os frutos provenientes do sistema convencional apresentaram maiores atividades quando imaturos que declinaram com o amadurecimento de 55,29 para 2,39 μmol ácido trans-cinâmico $\cdot\text{h}^{-1} \cdot\text{mg}^{-1}$ P. Enquanto isso, bananas produzidas no sistema orgânico mostraram um aumento na atividade da PAL de 35,33 para 82,75 μmol ácido trans-cinâmico $\cdot\text{h}^{-1} \cdot\text{mg}^{-1}$ P. O aumento na atividade da PAL provavelmente explica o aumento significativo de polifenóis totais observado com o amadurecimento das bananas orgânicas (Tabela 4). Portanto, o sistema de produção orgânico afetou o metabolismo secundário das bananas. A PAL pode agir como uma primeira linha de defesa das plantas, com a acumulação de mRNA e aumento da atividade como resposta a vários estímulos estressantes de natureza abiótica e biótica como temperaturas extremas, radiação, danos mecânicos e ataques de patógenos (DIXON; PAIVA, 1995). Chen *et al.* (2008) demonstraram que um pré-tratamento térmico aumenta tanto a atividade, como a quantidade e os transcritos de mRNA *MaPAL1* e *MaPAL2* na casca de sinalização da banana durante o armazenamento refrigerado, aumentando a tolerância do fruto ao frio.

A atividade da APX diminuiu significativamente durante o desenvolvimento das bananas do cultivo convencional (Figura 9C). Enquanto isso, a atividade da APX foi menor no sistema de produção orgânico e manteve-se constantemente baixa durante o desenvolvimento. Resultado semelhante foi observada para a CAT (Figura 9D), quando a atividade diminuiu durante o desenvolvimento de frutos oriundos do cultivo convencional e foi menor e constante para os frutos do sistema orgânico. Estes resultados mostram que o sistema de produção orgânico exerce influência sobre as vias de neutralização das EROs por meio de uma menor atividade da CAT e APX, principalmente nos estádios iniciais de desenvolvimento das bananas. Wang e Jiao (2001) também observaram uma diminuição da atividade de APX e CAT durante a maturação dos frutos de quatro cultivares de amora.

A atividade de SOD (Figura 9E) diminuiu durante o desenvolvimento das bananas, embora seu declínio tenha sido mais acentuado nos frutos oriundos do sistema de produção convencional. Diferentemente da APX e CAT, a atividade SOD foi significativamente maior em bananas do cultivo orgânico na maturidade fisiológica e maduras, indicando uma maior produção e acúmulo de H_2O_2 devido a menor atividade

das enzimas APX e CAT. Estes dados indicam que as bananas produzidas no cultivo orgânico sofreram um estresse oxidativo e, assim, justifica a maior atividade de PAL (Figura 9B), já que as EROs ou o óxido nítrico (NO) podem estimular a atividade de PAL (KOVÁČIK *et al.*, 2010). Apesar desses sinais de estresse em bananas produzidas no sistema orgânico, seus parâmetros de qualidade nutricional não foram afetados pelo sistema de produção (Tabela 3).

5.3 TOMATE

5.3.1 Qualidade

Não houve mudanças significativas no pH durante o desenvolvimento, nem entre os sistemas de produção, exceto para o caso dos frutos imaturos cujo pH foi maior no cultivo convencional (Tabela 5). Borguini (2006) observou uma variação no pH durante o desenvolvimento de 3,90 para 4,09 em tomates maduros do sistema orgânico ‘Carmen’ e de 3,76 para 4,16 nos convencionais, mas não houve diferença significativa entre os sistemas de produção.

Tabela 5 - Qualidade durante o desenvolvimento do tomate cultivado nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Tomate			
Análises	Estádios	OG	CV
pH	I	4,36 ± 0,06 Ba	4,53 ± 0,07 Aa
	MF	4,46 ± 0,06 Aa	4,43 ± 0,04 Aa
	M	4,39 ± 0,10 Aa	4,50 ± 0,07 Aa
AT (% ácido cítrico)	I	0,33 ± 0,01 Ab	0,28 ± 0,02 Ba
	MF	0,25 ± 0,00 Bc	0,28 ± 0,03 Aa
	M	0,36 ± 0,00 Aa	0,28 ± 0,00 Ba
SS (°Brix)	I	4,80 ± 0,17 Ab	4,17 ± 0,15 Aa
	MF	5,03 ± 1,06 Aab	4,20 ± 0,10 Aa
	M	6,00 ± 0,00 Aa	3,83 ± 0,51 Ba
SS/AT	I	14,57 ± 0,40 Ab	14,85 ± 0,73 Aa
	MF	20,24 ± 3,63 Aa	15,17 ± 1,50 Ba
	M	16,57 ± 0,10 Aab	17,89 ± 1,44 Aa

Legenda: AT= acidez titulável, SS= sólidos solúveis, I= imaturo, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas não diferem significativamente entre os sistemas de produção e estádios de desenvolvimento, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Os resultados de pH corroboram com a constância na AT encontrada em tomates produzidos no cultivo convencional (0,28%). No entanto, AT de tomates imaturos e maduros do cultivo orgânico foi significativamente maior do que nos frutos do cultivo convencional, o que pode ser devido ao maior conteúdo de ácidos orgânicos como cítrico e ascórbico.

O conteúdo de SS não diferiu estatisticamente durante o desenvolvimento dos tomates produzidos nos sistemas orgânico e convencional, porém os tomates maduros do cultivo orgânico apresentaram SS mais elevados (em média 6,0 °Brix) do que os convencionais (em média 3,8 °Brix). Normalmente, os açúcares são os principais

contribuintes para o incremento no conteúdo de sólidos solúveis durante o amadurecimento, mas outros compostos também podem afetar fortemente este parâmetro como fenóis e ácidos orgânicos. Assim, estes resultados mostram que tomates maduros do cultivo orgânico foram mais doce e ácido do que os do sistema convencional. Juroszek *et al.* (2009) observaram que não houve diferença significativa entre os tomates oriundos do cultivo orgânico e convencional, em relação aos parâmetros de qualidade como pH, sólidos solúveis e acidez e, de acordo com esses autores, outros fatores podem estar envolvidos na produção de tomates de alta qualidade que são mais importante do que o sistema de produção em si.

Durante o desenvolvimento do tomate, não foram observadas variações significativas na relação SS/AT dos frutos oriundos do cultivo convencional. No entanto, nos frutos provenientes do cultivo orgânico, observou-se um aumento da relação SS/AT do estágio imaturo para o estágio de maturidade fisiológica, decorrente principalmente da diminuição da acidez quando os frutos atingiram a maturidade fisiológica. No entanto, não foram observadas diferenças significativas entre os sistemas de produção quando os frutos amadureceram. Ferreira *et al.* (2010) encontraram uma relação SS/AT em tomate variando de 24,77 a 21,96 no sistema convencional e de 25,46 a 18,05 no sistema orgânico.

5.3.2 Antioxidantes Não-Enzimáticos

Os polifenóis totais diferiram significativamente entre os sistemas de produção (Tabela 6). Os tomates oriundos do cultivo convencional apresentaram um conteúdo menor e constante de polifenóis durante o desenvolvimento (24 a 23 mg EAG .100 g⁻¹), entretanto, os frutos do cultivo orgânico mostraram um aumento de 30,8 para 55,6 mg EAG .100 g⁻¹. Este resultado indica que a síntese de compostos fenólicos e, portanto, o metabolismo secundário foi ativado pelo cultivo orgânico e mostra a contribuição dos polifenóis para o aumento dos SS observado durante o amadurecimento de tomates do sistema de produção orgânico. Outros trabalhos publicados também relataram que tomates oriundos do cultivo orgânico apresentavam um maior conteúdo de fenólicos (BORGUINI, 2006; EL-MERGAWI; AL-REDHAIMAN, 2010), enquanto Juroszek *et al.* (2009) não observaram diferenças significativas entre os sistemas de produção orgânico e convencional em tomates.

Tabela 6 - Compostos antioxidantes durante o desenvolvimento do tomate cultivado nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Tomate			
Antioxidantes	Estádios	OG	CV
Polifenóis totais (mg EAG .100 g ⁻¹)	I	30,85 ± 3,04 Ab	24,91 ± 5,65 Aa
	MF	50,83 ± 1,51 Aa	29,98 ± 2,39 Ba
	M	55,65 ± 5,40 Aa	23,25 ± 0,62 Ba
Antocianinas (mg .100 g ⁻¹)	I	0,51 ± 0,10 Ba	0,80 ± 0,19 Aa
	MF	0,25 ± 0,05 Ba	0,90 ± 0,16 Aa
	M	0,36 ± 0,09 Ba	0,99 ± 0,11 Aa
Flavonóides amarelos (mg .100 g ⁻¹)	I	2,78 ± 0,15 Bb	3,74 ± 0,33 Aa
	MF	2,61 ± 0,33 Bb	3,33 ± 0,43 Aab
	M	4,37 ± 0,49 Aa	2,57 ± 0,33 Bb
Vitamina C total (mg .100 g ⁻¹)	I	13,41 ± 0,20 Ac	8,94 ± 0,05 Bb
	MF	22,05 ± 0,12 Ab	17,53 ± 0,20 Ba
	M	26,47 ± 0,40 Aa	17,09 ± 0,16 Ba
AAT (μM Trolox .g ⁻¹ MF)	I	98,72 ± 38,65 Aa	98,18 ± 30,42 Aa
	MF	143,54 ± 44,52 Aa	161,23 ± 6,15 Aa
	M	128,34 ± 22,89 Aa	136,28 ± 57,54 Aa

Legenda: AAT= atividade antioxidante total, I= imaturo, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras maiúsculas nas linhas e minúsculas nas colunas não diferem significativamente entre os sistemas de produção e estádios de desenvolvimento, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

As mudanças no conteúdo de antocianinas e flavonóides não refletem as mudanças nos polifenóis totais para os frutos de tomate dos cultivos orgânico e convencional. Não ocorreram alterações significativas no conteúdo de antocianinas durante o amadurecimento, contudo os frutos maduros do cultivo convencional (0,99 mg .100 g⁻¹) mostraram níveis mais elevados do que os frutos maduros do cultivo orgânico (0,36 mg .100 g⁻¹). O licopeno é o pigmento mais importante para a coloração vermelha do tomate (MÜLLER, FRÖHLICH; BÖHM, 2011), o que pode explicar a constância do conteúdo de antocianinas durante a maturação. O conteúdo de flavonóides não se alterou significativamente durante a maturação, embora tomates do cultivo convencional tivessem níveis significativamente maiores. No entanto, no amadurecimento, tomates provenientes do cultivo orgânico apresentaram um aumento para 4,3 mg .100 g⁻¹, enquanto nos frutos do sistema convencional observou-se uma diminuição para 2,5 mg .100 g⁻¹. Um estudo também mostrou que tomates maduros do cultivo orgânico apresentam conteúdos mais elevados de flavonóides do que os frutos do convencional (MITCHELL *et al.*, 2007).

O conteúdo de vitamina C total aumentou durante todo o desenvolvimento de tomates provenientes do cultivo orgânico e somente até a maturidade fisiológica para

os frutos do cultivo convencional. O maior conteúdo de vitamina C (26,47 mg .100 g⁻¹) foi encontrado em tomates maduros orgânico, enquanto o menor valor (8,94 mg .100 g⁻¹) foi registrado em tomates imaturos oriundos do sistema convencional.

Independentemente do tipo de cultivo, os resultados mostraram que os tomates colhidos no estágio imaturo apresentaram baixos conteúdos de vitamina C quando comparado aos estádios mais avançados de desenvolvimento. Resultados similares foram encontrados por Getinet, Seyoum e Woldetsadik (2008) em tomates oriundos do cultivo convencional. Estes resultados diferem daqueles encontrados para maracujá (Tabela 2) e bananas (Tabela 4), onde o conteúdo de vitamina C diminuiu durante o desenvolvimento. O cultivo orgânico induziu um maior conteúdo de vitamina C em tomates, quando comparado ao cultivo convencional, assim como ocorreu para o maracujá (Tabela 2), provavelmente devido a um desvio de esqueletos de carbono do metabolismo primário para o secundário, como resultado da menor taxa de mineralização dos elementos essenciais. Chassy *et al.* (2006) e Borguini (2006) também mostraram um conteúdo estatisticamente maior de vitamina C em tomates do cultivo orgânico do que em tomates do cultivo convencional. No entanto, Durazzo *et al.* (2010) mostraram que no primeiro ano de cultivo, o conteúdo de vitamina C foi significativamente maior em tomates do sistema de produção convencional, enquanto uma tendência inversa foi observada para o segundo ano de cultivo.

A atividade antioxidante total aumentou durante o desenvolvimento de frutos do tomateiro cultivados nos sistemas de produção orgânico e convencional (Figura 10C). Os resultados obtidos mostram que não houve diferença significativa ($p > 0,05$) entre os sistemas de produção para a atividade antioxidante de tomates, sendo o valor médio encontrado de 128,34 μmol de Trolox .g⁻¹ MF e de 136,28 μmol de Trolox .g⁻¹ MF nos frutos maduros dos cultivos orgânico e convencional, respectivamente. Juroszek *et al.* (2009) avaliaram a atividade antioxidante de tomates provenientes dos cultivos orgânico e convencional e também não observaram diferença entre os sistemas de produção. Esses resultados não podem ser associados ao maior conteúdo de polifenóis e vitamina C (Tabela 6) encontrados nos tomates provenientes do cultivo orgânico, indicando que outros compostos que não sofreram influência do sistema de produção são responsáveis pelo potencial antioxidante.

O licopeno, que representa mais de 98% da fração de carotenóides em tomates vermelhos maduros, juntamente com α - e β -caroteno, são muito eficientes em neutralizar o radical ABTS⁺, como demonstrado pela medida da capacidade

antioxidante equivalente ao Trolox / α -tocoferol (TEAC) (MÜLLER, FRÖHLICH; BÖHM, 2011). Assim, seria esperado que a atividade antioxidante aumentasse com o amadurecimento dos tomates, no instante em que mais licopeno é produzido, mas isso não foi observado. No entanto, foi demonstrado que o β -caroteno é sintetizado em frutos imaturos, onde tem uma função principal envolvida no processo de fotossíntese como um antioxidante fotoprotetor (KOTIKOVA *et al.*, 2011). Apenas em algumas variedades de tomates, o β -caroteno pode assumir uma função secundária e contribuir para a coloração da fruta, junto com o licopeno. Portanto, α e β -caroteno podem contribuir para a alta atividade antioxidante encontrada em frutos imaturos, enquanto o licopeno contribui para a TEAC quando o fruto amadurece. No entanto, Kotikova *et al.* (2011) relataram que a atividade antioxidante de tomates é influenciado principalmente por antioxidantes hidrofílicos, como ácido ascórbico e flavonóides, entretanto os antioxidantes lipofílicos mostraram uma menor atividade antioxidante (apenas 17%). Os mesmos autores explicam que a atividade dos antioxidantes lipofílicos é influenciada pela concentração e interação entre eles. Estudo realizado por Valavanidis *et al.* (2009) mostrou que os frutos de algumas cultivares de maçã, produzidos sob cultivo orgânico, têm atividades antioxidantes relativamente maior quando comparado com maçã convencional, enquanto que em alguns casos frutos de cultivares produzidos no sistema convencional têm atividade antioxidante também maior do que os produzidos no cultivo orgânico.

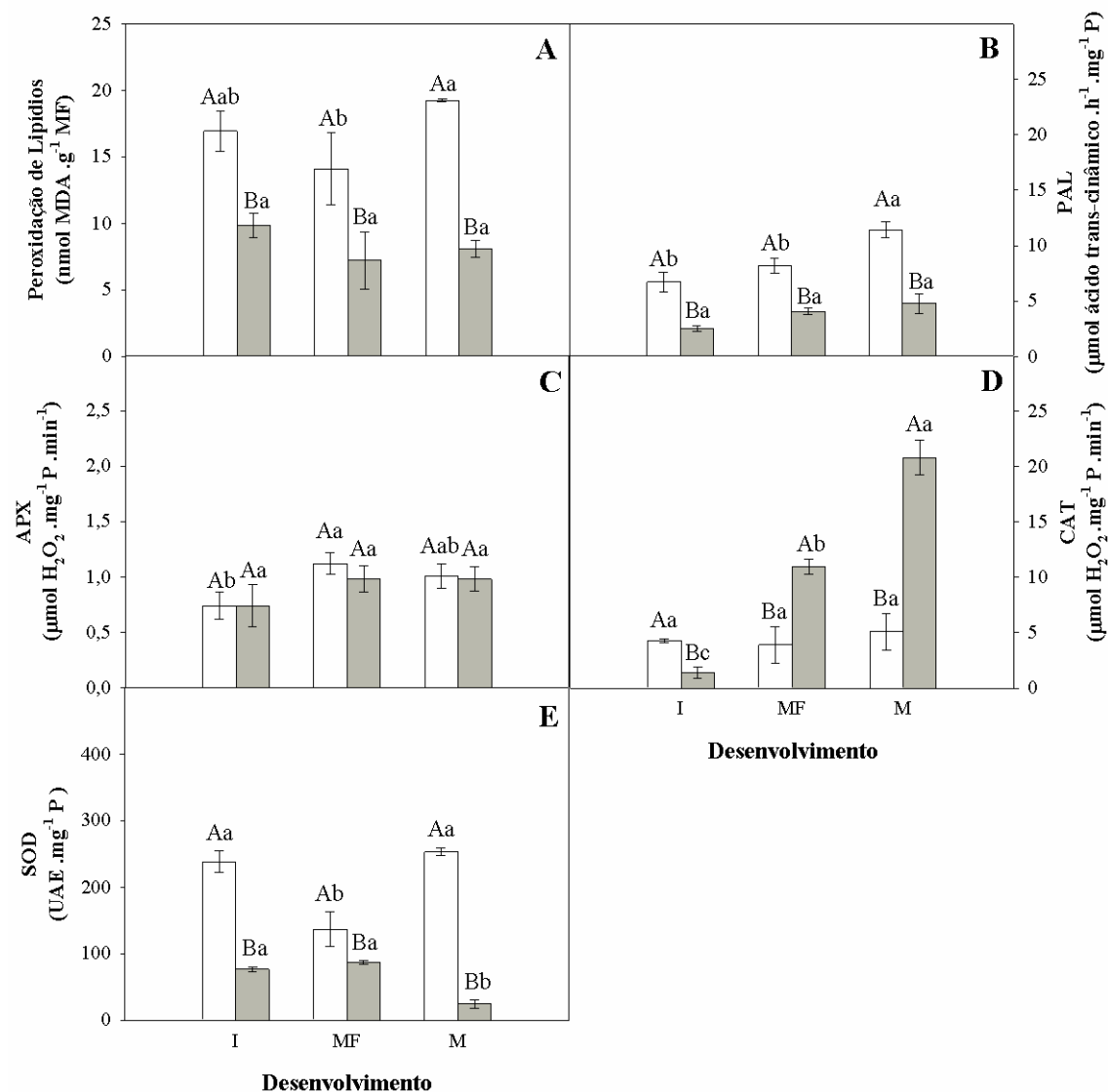
5.3.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas

O grau de peroxidação de lipídios mensurado pelo conteúdo de MDA em tomates oriundos do cultivo orgânico e convencional não apresentaram diferenças significativas durante o desenvolvimento (Figura 10A). Porém, a peroxidação de lipídios em tomates do cultivo convencional foi significativamente menor ($p < 0,05$) do que nos frutos do cultivo orgânico durante o desenvolvimento.

O aumento na peroxidação é um indicativo de estresse oxidativo e pode ocorrer durante o processo normal de maturação e senescência, o que não parece ser o caso do tomate. Desta forma, estes resultados indicam que, assim como no maracujá (Figura 8A), houve um desequilíbrio oxidativo induzido pelo sistema orgânico de produção. Em polpa de tomate, a peroxidação lipídica nos frutos submetidos ao estresse salino aumentou ligeiramente durante o amadurecimento; no entanto, não houve diferenças significativas entre os tratamentos (ZUSHI *et al.*, 2009).

Em relação a atividade da PAL, os frutos apresentaram comportamento diferenciado durante o desenvolvimento. A atividade da PAL (Figura 10B) nos frutos oriundos do cultivo orgânico foi maior do que nos frutos do convencional e variou de 6,72 a 11,43 $\mu\text{mol trans-cinâmico} \cdot \text{h}^{-1} \cdot \text{mg}^{-1} \text{P}$, sendo evidenciado um aumento da atividade desta enzima ao final do desenvolvimento. No entanto, não houve diferenças significativas na atividade da PAL durante o desenvolvimento dos frutos do cultivo convencional. Os resultados do presente estudo mostraram que o sistema de produção estimulou tanto a atividade da PAL como o conteúdo polifenóis (Tabela 6), assim como observado para a banana (Figura 9B). Guo e Wang (2010), observaram um aumento dos transcritos da PAL em frutos de tomate sob condições de estresse por exposição à luz UV-A. Segundo os mesmos autores, a atividade da PAL poderia ser induzida em resposta a vários estresses ambientais.

Figura 10 - Metabolismo durante o desenvolvimento do tomate cultivado nos sistemas de produção orgânico (barras brancas) e convencional (barras cinza): peroxidação de lipídios (A), atividade da PAL (B) e atividade de enzimas antioxidantes (C, D, E).



Legenda: I= Imaturo, MF= Maturidade Fisiológica, M= Maduro, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula ou mesma letra maiúscula não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey ($p \geq 0,05$).

As enzimas antioxidantes foram avaliadas e a atividade da APX não apresentou variações significativas durante o desenvolvimento e entre os sistemas de produção, tendo como valor médio da atividade 1,01 e 0,98 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$ nos frutos maduros dos cultivos orgânico e convencional, respectivamente (Figura 10C). No entanto, a atividade da CAT aumentou significativamente durante o desenvolvimento dos frutos convencionais de 1,40 (estádio imaturo) para 20,08 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$ (estádio maduro). Entretanto, no sistema orgânico a atividade da CAT foi menor, apresentando um valor de 5,08 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$, nos frutos

maduros (Figura 10D). A atividade da SOD foi significativamente maior nos frutos maduros do cultivo orgânico (253,16 UAE .mg⁻¹ P.) quando comparado aos frutos do cultivo convencional (24,28 UAE .mg⁻¹ P.)(Figura 10E). Estes resultados mostram um desequilíbrio oxidativo em tomates cultivados organicamente quando mais H₂O₂ é produzido pelo aumento na atividade da SOD e a capacidade de neutralizá-lo é prejudicada pela baixa atividade da CAT. A SOD neutraliza o radical superóxido catalisando a sua conversão para H₂O₂, que posteriormente é neutralizado pela CAT ou APX. O excesso de H₂O₂ induzido pelo cultivo orgânico pode explicar o maior grau de peroxidação lipídica (Figura 10A) e provavelmente ativação da atividade da PAL (Figura 10B), levando a um maior conteúdo de polifenóis (Tabela 6) em tomates. Malacrida, Valle e Boggio (2006) submeteu tomates a condições de estresse por frio e observou que as atividades da APX e SOD não foram afetados e que a resposta antioxidante foi provavelmente mediada pela CAT.

Os resultados indicam que o sistema de produção orgânico induziu um estresse nos frutos do tomateiro, evidenciado pelo maior grau de peroxidação lipídica e aumento da atividade da PAL e SOD, além de ter influenciado positivamente o conteúdo de polifenóis totais e vitamina C.

5.4 ATA

5.4.1 Qualidade

Os resultados apresentados daqui por diante para ata não serão avaliados estatisticamente entre os sistemas de produção devido à impossibilidade de se obter frutos para ambos os cultivos na mesma localidade. O pH dos frutos apresentou comportamento semelhante em ambos os cultivos, observando-se uma diminuição do pH ao final do amadurecimento (Tabela 7).

Tabela 7 - Qualidade durante o amadurecimento da ata cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Ata			
Análises	Estádios	OG	CV
pH	MF	5,37 ± 0,06 a	6,28 ± 0,01 a
	M	5,07 ± 0,11 b	4,95 ± 0,09 b
AT (% ácido cítrico)	MF	0,16 ± 0,02 b	0,26 ± 0,03 b
	M	0,22 ± 0,01 a	0,39 ± 0,01 a
SS (°Brix)	MF	3,60 ± 0,10 b	2,60 ± 0,10 b
	M	25,60 ± 0,26 a	23,47 ± 2,11 a
SS/AT	MF	22,63 ± 2,91 b	10,23 ± 1,24 b
	M	118,43 ± 7,41 a	59,71 ± 3,59 a

Legenda: AT= acidez titulável, SS= sólidos solúveis, I= imaturo, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem significativamente entre os estádios de maturação pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

O pH dos frutos diminuiu de 5,37 para 5,07 nos frutos do cultivo orgânico e de 6,28 para 4,95 nos frutos do convencional. Em concordância com a diminuição do pH, os frutos em ambos os cultivos apresentaram um aumento na acidez titulável, durante o amadurecimento. Nos frutos do cultivo convencional, a acidez aumentou de 0,26% para 0,39%, enquanto que nos frutos do cultivo orgânico foi observado um aumento de 0,16% para 0,22%. Pal e Kumar (1995) observaram uma acidez de 0,30% em ata madura. Este comportamento é oposto ao observado em outros frutos climatéricos, onde o conteúdo de ácidos orgânicos diminui durante o amadurecimento. Contudo, parece ser comum em anonáceas como cherimóia (GUTIERREZ *et al.*, 1994), graviola (PAULL, 1982) e atemóia (MEDEIROS *et al.*, 2009). Segundo Wills *et al.* (1984), durante a maturação de atemóia, ocorre um aumento na conversão de açúcares em ácidos orgânicos via ácido pirúvico e síntese de ácido málico.

O conteúdo de sólidos solúveis aumentou significativamente de 3,60 para 25,6 °Brix nos frutos do cultivo orgânico e de 2,60 para 23,47 °Brix nos do convencional. Ao final do amadurecimento, os frutos oriundos do cultivo orgânico apresentaram um conteúdo de SS de 25,60 °Brix, enquanto os frutos do cultivo convencional obtiveram 23,47 °Brix. Silva *et al.* (2002) observaram que o conteúdo de SS em atas foi em média 27,33 °Brix e que aumentava com o amadurecimento (BOLIVAR-FERNANDEZ *et al.*, 2009). De acordo com Broughton e Tan (1979) este aumento no conteúdo de SS está relacionado com o maior conteúdo de amido em *A. squamosa* na maturidade fisiológica com concomitante aumento da sacarose no pico climatérico, enquanto a glicose e frutose aumentam até o amadurecimento. Os resultados apresentados indicam que as alterações químicas ocorridas durante o amadurecimento dos frutos contribuem para torná-los mais doces apesar do aumento na AT.

A relação SS/AT da ata aumentou durante o amadurecimento dos frutos oriundos dos cultivos orgânico e convencional. O aumento observado durante o amadurecimento deve-se principalmente ao aumento no conteúdo de sólidos solúveis dos frutos. Assim, estes resultados mostram que os frutos maduros são mais doces do que os frutos na maturidade fisiológica.

5.4.2 Antioxidantes Não-Enzimáticos

O conteúdo de polifenóis totais nos frutos maduros foi de 131,84 mg EAG . 100 g⁻¹ e de 235,53 mg EAG .100 g⁻¹ para os frutos oriundos do cultivo orgânico e convencional, respectivamente (Tabela 8). Assim como para o maracujá (Tabela 2), não foram evidenciadas variações significativas no conteúdo de polifenóis durante o amadurecimento. Kobayashi *et al.* (2008) observaram uma diminuição no conteúdo de polifenóis durante o amadurecimento de mamão. Contudo, Pedisić *et al.* (2007) evidenciaram um aumento no conteúdo de polifenóis durante o amadurecimento de cereja azeda (*Prunus Cerasus* cv. 'Marasca'). Os mesmos autores também observaram diferenças na concentração de polifenóis relacionadas à região de cultivo dos frutos.

Em relação ao conteúdo de antocianinas, observou-se um comportamento diferente durante o amadurecimento de atas provenientes dos cultivos orgânico e convencional. Os frutos do cultivo orgânico apresentaram uma diminuição no conteúdo de antocianinas de 0,48 para 0,16 mg .100 g⁻¹, enquanto que os frutos do cultivo

convencional não apresentaram variações significativas, apresentando valor médio de 0,15 mg .100 g⁻¹. Bolívar-Fernández *et al.* (2009) verificaram um aumento no conteúdo de antocianinas na polpa de ata durante o amadurecimento de 0,22 para 1,04 mg .100 g⁻¹ de polpa. Quanto ao conteúdo de flavonóides amarelos, não foram observadas diferenças significativas durante o amadurecimento. Ao final do amadurecimento, o conteúdo de flavonóides amarelos foi de 4,53 e 1,11 mg .100 g⁻¹ nos frutos dos cultivos orgânico e convencional, respectivamente.

Tabela 8 - Compostos antioxidantes durante o amadurecimento da ata cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Ata			
Antioxidantes	Estádios	OG	CV
Polifenóis totais (mg EAG .100 g ⁻¹)	MF	149,80 ± 8,16 a	209,51 ± 14,86 a
	M	131,84 ± 0,62 a	235,53 ± 33,32 a
Antocianinas (mg .100 g ⁻¹)	MF	0,48 ± 0,04 a	0,15 ± 0,01 a
	M	0,16 ± 0,04 b	0,14 ± 0,02 a
Flavonóides amarelos (mg .100 g ⁻¹)	MF	5,98 ± 1,41 a	1,24 ± 0,88 a
	M	4,53 ± 0,08 a	1,11 ± 0,11 a
Vitamina C total (mg .100 g ⁻¹)	MF	47,98 ± 0,02 a	46,68 ± 0,49 a
	M	23,93 ± 0,06 b	23,52 ± 0,12 b
AAT (µM Trolox .g ⁻¹ MF)	MF	75,03 ± 3,59 a	44,34 ± 1,87 b
	M	70,72 ± 3,70 a	85,56 ± 7,88 a

Legenda: AAT= atividade antioxidante total, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem significativamente entre os estádio de maturação pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Em ambos os sistemas de produção, foi verificado uma redução no conteúdo de vitamina C durante a maturação das atas. Nos frutos do cultivo orgânico, o conteúdo de vitamina C diminuiu de 47,98 para 23,93 mg .100 g⁻¹, enquanto que nos frutos do cultivo convencional foi de 46,68 para 23,52 mg .100 g⁻¹. Estes resultados diferem daqueles encontrados para tomates (Tabela 5), onde o conteúdo de vitamina C aumentou durante o desenvolvimento. A redução no conteúdo de vitamina C pode estar relacionada ao acentuado processo respiratório característico das anonáceas durante o amadurecimento. Alves, Filgueira e Moura (2000) encontraram 28,35 mg .100 g⁻¹ de vitamina C na polpa da ata madura. Entretanto, um ligeiro aumento no conteúdo de vitamina C foi observado durante os estádios iniciais da maturação das atas, seguido por um declínio durante o armazenamento em diferentes temperaturas (VISHNU PRASANNA; SUDHAKAR RAO; KRISHNAMURTHY, 2000).

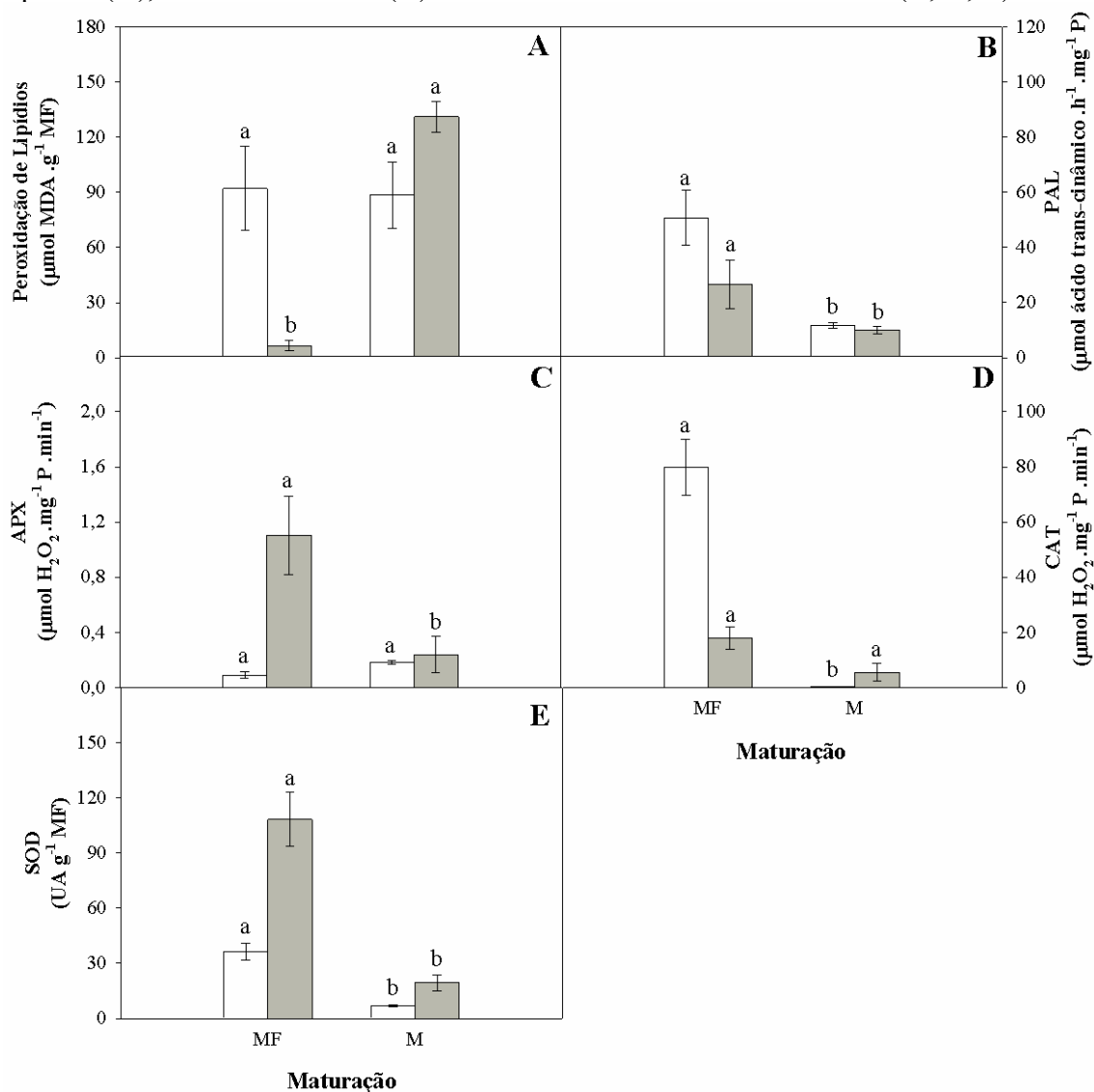
A atividade antioxidante total (AAT) dos frutos do cultivo convencional aumentou significativamente durante o amadurecimento dos frutos (Tabela 8) de 44,33 para 85,55 μM de Trolox $\cdot\text{g}^{-1}$. Porém, os resultados não refletem o conteúdo de polifenóis e vitamina C (Tabela 8) encontrados em atas provenientes do cultivo convencional, indicando que outros compostos não influenciados pelo amadurecimento são responsáveis pelo potencial antioxidante das atas. Contudo, nos frutos do cultivo orgânico não foram observadas diferenças significativas durante o amadurecimento, de modo que os frutos maduros apresentaram, em média, valor de 70,72 μM de Trolox $\cdot\text{g}^{-1}$. Este resultado corrobora com os encontrados para polifenóis e flavonóides (Tabela 8) e indica que o metabolismo antioxidante da ata não foi significativamente afetado pelo amadurecimento dos frutos do cultivo orgânico. Os frutos maduros da ateira apresentaram elevada atividade antioxidante quando comparados com caju e açaí, com valores de 15,1 e 11,2 μM de Trolox $\cdot\text{g}^{-1}$, respectivamente (RUFINO *et al.*, 2010).

5.4.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas

Nos frutos do cultivo convencional, foi verificado um aumento no grau de peroxidação de 6,62 para 131,13 μmol MDA $\cdot\text{g}^{-1}$ MF, com o amadurecimento. Entretanto, nos frutos maduros do sistema orgânico, o grau de peroxidação foi 78,33 μmol MDA $\cdot\text{g}^{-1}$ MF, não apresentando diferenças significativas durante o amadurecimento (Figura 11A).

A atividade da PAL (Figura 11B) diminuiu significativamente durante o amadurecimento dos frutos dos cultivos orgânico e convencional. Nos frutos do cultivo orgânico, a atividade da PAL diminuiu de 50,78 para 11,69 μmol trans-cinâmico $\cdot\text{h}^{-1}$ $\cdot\text{mg}^{-1}$ P, enquanto que nos frutos do convencional diminuiu de 26,62 para 9,98 μmol trans-cinâmico $\cdot\text{h}^{-1}$ $\cdot\text{mg}^{-1}$ P. A PAL é uma enzima chave no metabolismo secundário responsável pela formação de compostos secundários, muitas vezes com ação antioxidante que contribuem para os mecanismos de defesa das plantas quando expostas a condições de estresse. Estes resultados sugerem que a diminuição da atividade PAL reduziu a síntese de antocianinas e flavonóides (Tabela 8), compostos antioxidantes que previnem a peroxidação de lipídios.

Figura 11 - Metabolismo durante o amadurecimento da ata cultivada nos sistemas de produção orgânico (barras brancas) e convencional (barras cinzas): peroxidação de lipídios (A), atividade da PAL (B) e atividade de enzimas antioxidantes (C, D, E).



Legenda: MF= Maturidade Fisiológica, M= Maduro, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula ou mesma letra maiúscula não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey ($p \geq 0,05$).

Durante o amadurecimento, a atividade da APX (Figura 11C) nos frutos do cultivo convencional diminuiu de 1,10 para 0,24 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$. Contudo, nos frutos do sistema orgânico a atividade da APX permaneceu constante durante o amadurecimento. Um comportamento inverso foi observado na atividade da CAT (Figura 11D) que diminuiu de 79,80 para 0,43 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$ nos frutos oriundos do cultivo orgânico e se manteve constante nos frutos maduros do convencional, com atividade de 5,56 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$. Estes resultados

sugerem que a APX, sob condições de cultivo convencional, é a principal responsável pela eliminação do peróxido de hidrogênio durante o amadurecimento da ata, uma vez que, a diminuição da atividade da APX parece estar associada ao aumento no grau de peroxidação dos frutos (Figura 11A).

Em relação à atividade da SOD (Figura 11E), observou-se um comportamento semelhante durante o amadurecimento dos frutos de ambos os sistemas de produção. A atividade SOD diminuiu de 108,20 para 19,43 UAE .mg⁻¹ P nos frutos do sistema convencional e de 36,45 para 6,88 UAE .mg⁻¹ P, nos frutos do sistema orgânico. A SOD cataliza a dismutação do O₂⁻ para peróxido de hidrogênio e oxigênio. Desta forma, a diminuição das atividades da SOD e da APX (Figura 11C) observada durante o amadurecimento dos frutos contribui para aumentar a concentração de radical hidroxil e de peróxido de hidrogênio resultando em danos as membranas, evidenciado pelo grau de peroxidação de lipídios (Figura 11A).

Apesar dos resultados aqui encontrados para ata não permitirem uma comparação entre os sistemas de produção, há fortes indícios de que o cultivo orgânico não induziu estresse oxidativo. Portanto, as principais alterações observadas são muito provavelmente uma consequência do amadurecimento e os valores para atributos de qualidade, vitamina C e antocianinas, atividade enzimática e peroxidação lipídica são semelhantes para ambos os sistemas de produção.

5.5 ACEROLA

5.5.1 Qualidade

Durante o desenvolvimento dos frutos, observou-se um aumento no pH de 2,95 para 3,14 nos frutos do cultivo orgânico e uma diminuição no pH de 3,14 a 3,00 nos frutos do cultivo convencional. Ferreira *et al.* (2009) também observaram uma diminuição no pH de 3,12 para 2,90, durante o desenvolvimento de acerolas e segundo os autores, este comportamento reflete o acúmulo de ácidos orgânicos durante a maturação. Entretanto, França e Narain (2003) detectaram um aumento no pH da polpa de acerola no estágio da maturidade fisiológica para o maduro. Os frutos maduros de aceroleira oriundos do cultivo orgânico apresentaram pH maior do que os frutos do cultivo convencional, enquanto os frutos provenientes do cultivo convencional apresentaram pH maior do os frutos do cultivo orgânico apenas nos estádios iniciais do desenvolvimento.

Tabela 9 - Qualidade durante o desenvolvimento da acerola cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e (CV) convencional.

Acerola			
Análises	Estádios	OG	CV
pH	I	2,95 ± 0,01 Bb	3,14 ± 0,01 Aa
	MF	2,98 ± 0,02 Bb	3,13 ± 0,02 Aa
	M	3,14 ± 0,01 Aa	3,00 ± 0,02 Bb
AT (% ácido málico)	I	1,36 ± 0,06 Aa	1,32 ± 0,05 Aa
	MF	1,24 ± 0,05 Ab	1,29 ± 0,03 Aa
	M	1,14 ± 0,01 Bb	1,28 ± 0,01 Aa
SS (°Brix)	I	6,40 ± 0,00 Bb	6,80 ± 0,10 Aab
	MF	6,72 ± 0,25 Ab	6,63 ± 0,12 Ab
	M	7,27 ± 0,35 Aa	7,23 ± 0,15 Aa
SS/AT	I	5,03 ± 0,10 Ab	5,14 ± 0,10 Ab
	MF	5,02 ± 0,14 Ab	5,14 ± 0,15 Ab
	M	5,66 ± 0,14 Aa	5,77 ± 0,08 Aa

Legenda: AT= acidez titulável, SS= sólidos solúveis, I= imaturo, MF= maturidade fisiológica, M= maduro. Médias seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A acidez titulável diminuiu com o desenvolvimento dos frutos do cultivo orgânico em concordância com o aumento do pH. Contudo, nos frutos maduros do sistema convencional o valor de acidez foi em média 1,30%, sem variação significativa durante o desenvolvimento. Matsuura et al (2001) observaram uma variação na acidez de 0,80 a 1,62% em diferentes genótipos de acerola no estágio de maturidade fisiológica

ou “de vez”. O aumento no pH e diminuição na acidez durante desenvolvimento também foi observado em maracujás oriundos do cultivo orgânico (Tabela 1). Os frutos maduros de aceroleira oriundos do cultivo convencional apresentaram AT maior do que os frutos do cultivo orgânico, não sendo observadas diferenças significativas entre os sistemas de produção nos estádios iniciais do desenvolvimento.

O conteúdo de SS aumentou de 6,40 para 7,27 °Brix nos frutos do cultivo orgânico e de 6,80 para 7,23 °Brix nos frutos do cultivo convencional. Vendramini e Trugo (2000) também observaram um aumento no conteúdo SS de 7,8 para 9,2 °Brix durante o desenvolvimento de frutos de aceroleira. Contudo, Ferreira et al (2009) encontraram valores superiores de SS variando de 9,2 a 13,5 °Brix. O conteúdo de SS para os frutos maduros estão próximos aos encontrados por Moura *et al.* (2007), com média geral de 7,59 °Brix, em 45 clones de aceroleira. Os valores encontrados neste trabalho estão dentro dos padrões exigidos pelo Instituto Brasileiro de Frutas – IBRAF (1995), que recomenda valores mínimos entre 7,0 e 7,5 °Brix para acerolas. De acordo com Cordeiro (2000), a seleção de progênies de aceroleira com teores elevados de °Brix contribui para a obtenção de variedades destinadas tanto para a mesa quanto para a indústria, além de favorecer grandemente a palatabilidade do fruto. Ao final do desenvolvimento, não foram observadas diferenças significativas entre os sistemas de produção no conteúdo de SS, no entanto, os frutos imaturos oriundos do cultivo convencional apresentaram um conteúdo de SS maior do que os frutos provenientes do cultivo orgânico.

A relação SS/AT da acerola aumentou de 5,03 para 5,66 nos frutos oriundos do cultivo orgânico e de 5,14 para 5,77 nos frutos do cultivo convencional durante o desenvolvimento. O aumento observado durante o amadurecimento dos frutos deve-se principalmente ao aumento no conteúdo de sólidos solúveis dos frutos. Adriano, Leonel e Evangelista (2011) também observaram um aumento da relação SS/AT durante a maturação de acerolas ‘Olivier’. Os valores para a relação SS/AT dos frutos maduros estão próximos aos encontrados por Maciel *et al.* (2010) em diferentes genótipos de aceroleira, cujos valores variaram de 3,79 a 6,12. Não foram observadas diferenças significativas na relação SS/AT entre os sistemas de produção. Assim, estes resultados mostram que embora os frutos apresentem o mesmo grau de doçura, os frutos oriundos do cultivo convencional são mais ácidos do que os frutos do cultivo orgânico.

5.5.2 Antioxidantes Não-Enzimáticos

O conteúdo de polifenóis totais dos frutos de aceroleira orgânica diminuiu de 1.916,83 para 990,06 mg EAG .100 g⁻¹ de polpa durante o desenvolvimento, destacando-se os frutos no estágio imaturo pelo maior conteúdo de polifenóis totais (Tabela 10).

Tabela 10 - Compostos antioxidantes durante o desenvolvimento da acerola cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Acerola			
Antioxidantes	Estádios	OG	CV
Polifenóis totais (mg EAG .100 g ⁻¹)	I	1.916,83 ± 6,62 Ba	2.556,98 ± 24,15 Aa
	MF	1.636,65 ± 24,28 Bb	2.531,52 ± 32,90 Aa
	M	990,06 ± 2,39 Bc	1.515,14 ± 29,08 Ab
Antocianinas (mg .100 g ⁻¹)	I	0,44 ± 0,03 Ab	1,37 ± 0,77 Ab
	MF	0,66 ± 0,05 Ab	1,56 ± 0,86 Ab
	M	3,84 ± 0,29 Ba	7,52 ± 0,98 Aa
Flavonóides amarelos (mg .100 g ⁻¹)	I	7,25 ± 0,60 Aa	9,12 ± 0,98 Ab
	MF	8,68 ± 1,57 Ba	13,21 ± 3,13 Aa
	M	5,94 ± 0,75 Ba	10,05 ± 1,60 Aab
Vitamina C total (mg .100 g ⁻¹)	I	2.744,49 ± 37,88 Ba	3.226,37 ± 37,01 Aa
	MF	1.493,85 ± 56,81 Bb	3.156,93 ± 27,76 Aa
	M	1.479,71 ± 46,33 Bb	1.830,92 ± 45,18 Ab
AAT (µM Trolox .g ⁻¹ MF)	I	309,34 ± 3,23 Aa	183,35 ± 1,01 Ba
	MF	180,62 ± 0,06 Aab	176,52 ± 33,32 Aa
	M	112,34 ± 0,93 Ab	162,20 ± 11,39 Aa

Legenda: I= imaturo, MF= maturidade fisiológica, M= maduro, AAT= atividade antioxidante total. Médias seguidas das mesmas letras nas colunas não diferem significativamente entre os sistemas de produção e estádios de desenvolvimento, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Nos frutos do cultivo convencional, o conteúdo de polifenóis diminuiu de 2.556,98 para 1.515,14 mg EAG .100 g⁻¹ durante o desenvolvimento, destacando-se também os frutos imaturos por apresentarem maior conteúdo de polifenóis. No entanto, os frutos oriundos do cultivo convencional apresentaram um conteúdo de polifenóis maior do que os frutos provenientes do cultivo orgânico.

Os frutos de aceroleira sob ambos os sistemas de produção apresentaram comportamento semelhante quanto ao conteúdo de polifenóis, sendo evidenciada uma diminuição durante o desenvolvimento. Mesmo assim, os frutos de aceroleira maduros apresentaram elevado conteúdo de polifenóis quando comparados com caju e açaí, com valores de 118 e 454 mg EAG .100 g⁻¹, respectivamente (RUFINO *et al.*, 2010). Os resultados mostram que o conteúdo de polifenóis foi superior aos encontrados para maracujá (Tabela 2), banana (Tabela 4), tomate (Tabela 6) e ata (Tabela 8).

Os frutos de aceroleira oriundos dos cultivos orgânico e convencional apresentaram comportamento semelhante em relação ao conteúdo de antocianinas, sendo observado um aumento desses compostos antioxidantes no final do desenvolvimento. O conteúdo de antocianinas nos frutos do sistema convencional variou de 1,37 a 7,52 mg .100 g⁻¹, destacando-se os frutos maduros com o maior conteúdo. Nos frutos do cultivo orgânico, o conteúdo de antocianinas variou de 0,44 a 3,84 mg .100 g⁻¹, destacando-se também os frutos maduros. Este acúmulo de antocianinas é refletido nas mudanças de coloração dos frutos observadas durante o desenvolvimento. Estes resultados diferem daqueles encontrados para o maracujá (Tabela 2), banana (Tabela 4) e tomate (Tabela 6), onde o conteúdo de antocianinas não diferiu estatisticamente durante o desenvolvimento.

Os frutos maduros oriundos do cultivo convencional apresentaram um conteúdo de antocianinas maior do que os frutos provenientes do cultivo orgânico, não sendo evidenciadas diferenças significativas entre os sistemas de produção nos estádios iniciais do desenvolvimento do frutos. Oliveira (2008) em estudo realizado com o mesmo clone (BRS 235), porém cultivado em região diferente, observou um conteúdo de antocianinas nos frutos maduros de 12,36 mg .100 g⁻¹. Bureau *et al.* (2009) também observaram a influência do clima na concentração de antocianinas em damascos vermelhos. De acordo com Mori *et al.* (2005), em uvas, as altas temperaturas noturnas diminuem a produção de antocianinas devido a uma queda de atividade das enzimas envolvidas na biossíntese desses compostos. Isso também pode ser associado aos resultados do presente estudo, pois acerola oriundas do cultivo orgânico foram produzidas em áreas mais altas da Serra da Ibiapaba-CE. Estudo realizado por Musser *et al.* (2004) mostrou que o conteúdo de antocianinas em acerolas varia de acordo com a cultivar de 3,8 até 47,4 mg .100 g⁻¹. Os valores de antocianinas encontrados nos frutos maduros são inferiores aos obtidos por Rufino *et al.* (2010) em acerola (18,9 mg .100 g⁻¹) e açaí (111 mg .100 g⁻¹).

Em relação aos flavonóides, o conteúdo desses compostos não apresentou variação significativa ($p > 0,05$) durante o desenvolvimento da acerola. Os frutos maduros apresentaram um conteúdo de flavonóides amarelos de 5,94 e 10,05 mg .100 g⁻¹ nos frutos dos cultivos orgânico e convencional, respectivamente. Os frutos imaturos não apresentaram diferenças significativas entre os sistemas de produção no conteúdo de flavonóides amarelos, porém, os frutos oriundos do cultivo convencional apresentaram um maior conteúdo de flavonóides quando comparados aos frutos do

cultivo orgânico nos estádios subsequentes do desenvolvimento. Oliveira (2008) analisou frutos maduros de aceroleira do mesmo clone (BRS 235) e encontrou um conteúdo de flavonóides de 7,60 mg .100 g⁻¹, enquanto Rufino *et al.* (2010) encontraram 9,6 mg .100 g⁻¹. Em mirtilo, o conteúdo de flavonóides diminui durante o desenvolvimento dos frutos concomitantemente com um aumento no conteúdo de antocianinas (JAAKOLA *et al.*, 2002). Os resultados sugerem que, assim como o conteúdo de antocianinas, o conteúdo de flavonóides também pode ser influenciado pelas condições ambientais da região de cultivo das fruteiras.

O conteúdo de vitamina C total em frutos da aceroleira diminuiu de 2.744,49 para 1.479,71 e de 3.226,37 para 1.830,92 mg .100 g⁻¹ durante o desenvolvimento dos frutos dos cultivos orgânico e convencional, respectivamente. O conteúdo de vitamina C nos frutos maduros do sistema convencional foi superior ao encontrado por Oliveira (2008) no referido clone de aceroleira (1.137,81 mg .100 g⁻¹). A redução no conteúdo de vitamina C nos frutos de aceroleira foi evidenciada em ambos os sistemas de produção, assim como observado para o maracujá (Tabela 2) e banana (Tabela 4), porém diferente dos resultados encontrados para tomates (Tabela 6). Os frutos do cultivo orgânico apresentaram maiores perdas de vitamina C (46%), em comparação com os frutos do convencional (43%). Apesar da redução no conteúdo de ácido ascórbico em ambos os sistemas de produção, os valores permaneceram elevados em relação a outros frutos como o maracujá (Tabela 2), a banana (Tabela 4), o tomate (Tabela 6) e a ata (Tabela 8). Ferreira *et al.* (2009) também detectaram uma redução no conteúdo de vitamina C durante a maturação frutos de aceroleira, que pode estar relacionada com a presença da enzima oxidase do ascorbato (ASENJO; PENALOZA; MEDINA, 1960; BUTT, 1980;). Vendramini e Trugo (2000) também observaram uma redução no conteúdo de vitamina C em acerola madura. Os frutos oriundos do cultivo convencional apresentaram um conteúdo de vitamina C maior do que os frutos provenientes do cultivo orgânico. No entanto, pesquisa realizada por Cardoso *et al.* (2011) mostrou que em acerola oriunda do cultivo orgânico apresentam maior conteúdo de ácido ascórbico(AA) do que o frutos oriundos do sistema de produção convencional.

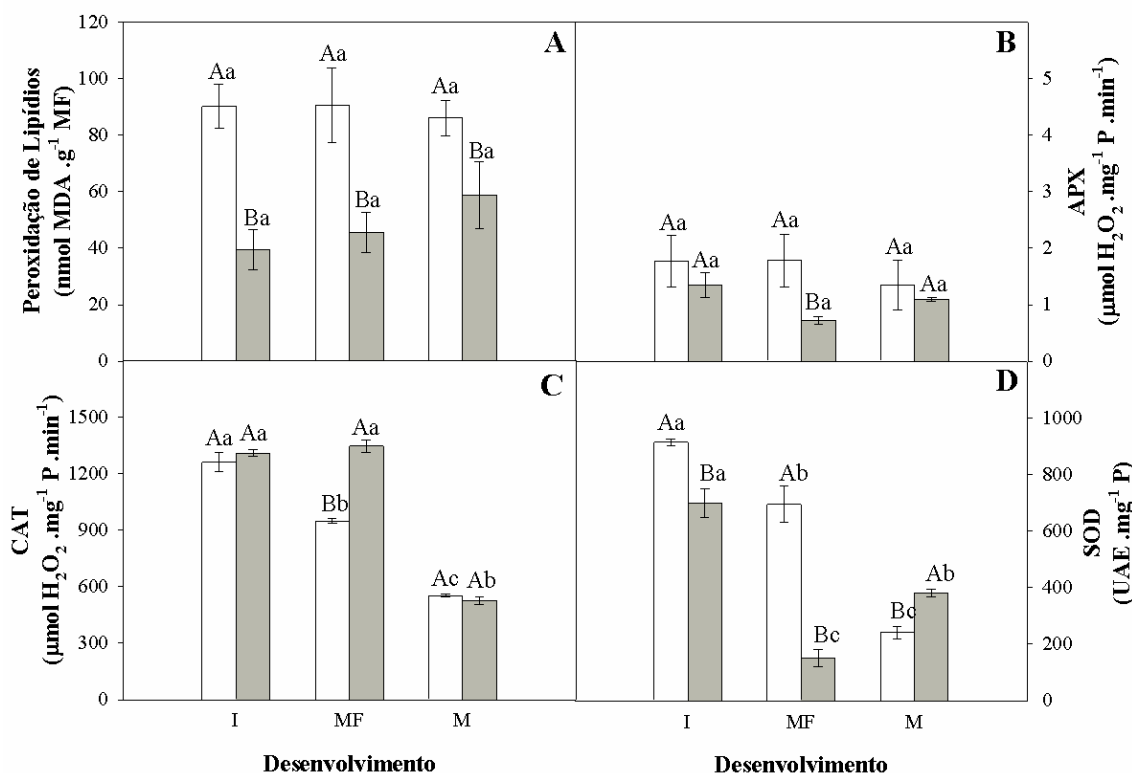
A atividade antioxidante total foi determinada durante o desenvolvimento de frutos de aceroleira cultivadas nos sistemas orgânico e convencional (Tabela 10). Os resultados mostram que não houve diferença significativa ($p > 0,05$) na atividade antioxidante de acerolas provenientes do cultivo convencional, sendo o valor médio nos frutos maduros de 162,20 μ M Trolox .g⁻¹ MF, enquanto que nos frutos do cultivo

orgânico observou-se uma diminuição de 309,34 para 112,34 $\mu\text{M Trolox } \cdot\text{g}^{-1}$ MF durante o desenvolvimento. Os resultados refletem a diminuição do conteúdo de polifenóis e vitamina C (Tabela 10), indicando que os referidos compostos foram influenciados pelos estádios de desenvolvimento e que são responsáveis pelo potencial antioxidante de acerolas provenientes do cultivo orgânico. Rufino *et al.* (2010) observaram uma menor atividade antioxidante em acerolas ($96,6 \mu\text{mol Trolox } \text{g}^{-1}$) em relação aos valores apresentados neste estudo. Em estudo realizado com o mesmo clone BRS 235, Oliveira (2008) também encontrou uma atividade antioxidante mais baixa, $63,69 \mu\text{M Trolox } \cdot\text{g}^{-1}$. Os frutos imaturos provenientes do cultivo orgânico apresentaram maior AAT quando comparados aos frutos oriundos do cultivo convencional, não sendo evidenciadas diferenças significativa entre os sistemas de produção na AAT nos estádios subsequentes do desenvolvimento dos frutos.

5.5.3 Peroxidação de Lipídios e Enzimas Antioxidantes

O conteúdo de MDA nos frutos maduros foi de 85,97 e 58,82 $\text{nmol MDA } \cdot\text{g}^{-1}$ MF para os frutos maduros oriundos dos cultivos orgânico e convencional, respectivamente (Figura 12A). O aumento da peroxidação de lipídios é um indicativo do estresse oxidativo, que pode ocorrer durante a maturação e senescência. Contudo, durante o desenvolvimento de acerolas não foram observadas variações significativas no conteúdo de MDA, comportamento também evidenciado para os frutos dos cultivos orgânico e convencional do tomateiro (Figura 10A). Estes resultados sugerem que independentemente do sistema de produção, os frutos de aceroleira apresentam mecanismos de defesa antioxidante capazes de prevenir um aumento da peroxidação de lipídios durante o desenvolvimento dos frutos.

Figura 12 - Metabolismo durante o desenvolvimento da acerola cultivada nos sistemas de produção orgânico (barras brancas) e convencional (barras cinza): peroxidação de lipídios (A) e atividade de enzimas antioxidantes (B, C, D).



Legenda: I= Imaturo, MF= Maturidade Fisiológica, M= Maduro, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula ou mesma letra maiúscula não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey ($p \geq 0,05$).

Apesar da queda no conteúdo de vitamina C, os frutos de aceroleiras ainda apresentavam elevados conteúdos de vitamina C e polifenóis que associados ao aumento no conteúdo de antocianinas (Tabela 10), podem ter contribuído para evitar o aumento na peroxidação durante o desenvolvimento. Contudo, a peroxidação de lipídios em acerolas oriundas do cultivo convencional foi significativamente menor ($p < 0,05$) do que nos frutos do cultivo orgânico durante o desenvolvimento.

As enzimas antioxidantes têm a capacidade de proteger as células do estresse oxidativo induzido pelas espécies reativas de oxigênio (MITTLER, 2002). Para ambos os sistemas de produção, os frutos apresentaram comportamento semelhante em relação à atividade da APX que manteve-se constante durante o desenvolvimento com valores de 1,09 e de 1,35 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$ para os frutos maduros oriundos dos cultivos convencional e orgânico, respectivamente (Figura 12B). Os resultados obtidos foram superiores aos encontrados por Oliveira (2008) para o mesmo clone, em que o valor médio foi 0,39 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$, nos frutos maduros. A atividade da APX

foi significativamente menor ($p < 0,05$) nos frutos do cultivo convencional do que nos frutos do cultivo orgânico apenas no estágio de maturidade fisiológica, não sendo observadas diferenças significativas na atividade da APX entre os sistemas de produção nos estádios imaturo e maduro.

A atividade da CAT (Figura 12C) diminuiu de 1.260,73 para 552,64 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$ no desenvolvimento dos frutos do cultivo orgânico e de 1.309,01 para 526,88 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$, nos frutos do convencional. A atividade da CAT nos frutos maduros também foi superior à encontrada por Oliveira (2008) em acerolas maduras, com valor médio de 14,35 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{mg}^{-1} \text{P} \cdot \text{min}^{-1}$. Diferentemente do resultado observado para a atividade da APX no estágio de maturidade fisiológica, a atividade da CAT foi significativamente menor ($p < 0,05$) nos frutos do cultivo orgânico do que nos frutos do cultivo convencional apenas no estágio de maturidade fisiológica. Contudo, também não foram observadas diferenças significativas na atividade da CAT entre os sistemas de produção nos estádios imaturo e maduro.

Durante o desenvolvimento, observou-se que a atividade da SOD diminuiu de 914,38 para 240,33 $\text{UAE} \cdot \text{mg}^{-1} \text{P}$ nos frutos do cultivo orgânico e de 698,57 para 380,49 $\text{UAE} \cdot \text{mg}^{-1} \text{P}$, nos convencionais (Figura 12D). A elevada atividade da SOD nos frutos de aceroleira pode estar relacionada ao estresse induzido pelo sistema de produção e diferentes condições ambientais. Embora tenha sido observado uma redução na atividade das enzimas SOD e CAT durante o desenvolvimento dos frutos, a elevada atividade destas enzimas também contribuiu para prevenir um aumento na peroxidação de lipídios. A atividade da SOD foi significativamente maior nos frutos oriundos do cultivo orgânico quando comparados aos frutos do cultivo convencional nos estádios iniciais do desenvolvimento dos frutos, enquanto que nos frutos maduros a atividade da SOD foi significativamente maior nos frutos do cultivo convencional. A atividade da SOD nos frutos maduros foi superior à observada por Oliveira (2008), que encontrou uma atividade de 150,61 $\text{UAE} \cdot \text{mg}^{-1} \text{P}$ em frutos maduros de acerola do mesmo clone. No entanto, Kan *et al.* (2010) observaram um aumento da atividade da SOD e CAT durante o amadurecimento de pêssegos.

Os resultados sugerem que o sistema de produção orgânico induziu um estresse oxidativo pelo maior grau de peroxidação lipídica encontrado. Durante o desenvolvimento dos frutos, os frutos de acerola oriundos do cultivo orgânico

apresentaram valores menores para todos os componentes antioxidantes não enzimáticos avaliados.

6 CONCLUSÕES

O sistema de produção orgânico induziu um estresse nos frutos do maracujazeiro evidenciado pelo maior grau de peroxidação associado ao menor conteúdo de polifenóis e menor atividade da CAT, porém estimulou a concentração de vitamina C.

A maior atividade da SOD e da PAL indicam que bananas provenientes do cultivo orgânico sofreram um estresse oxidativo, porém seus parâmetros de qualidade nutricional não foram afetados diferentemente pelos sistemas de produção.

Os resultados indicam que o sistema de cultivo orgânico induziu um estresse nos frutos do tomateiro evidenciado pelo maior grau de peroxidação lipídica e aumento da atividade da PAL e SOD, além de ter influenciado positivamente todos os componentes antioxidantes de qualidade nutricional.

Apesar dos resultados observados para a ata não permitirem uma comparação entre os sistemas de cultivos, há fortes indícios de que o sistema de cultivo orgânico não induziu ao estresse em atas. Portanto, as principais alterações observadas são muito provavelmente uma consequência do amadurecimento e os valores para atributos físico-químicos de qualidade, conteúdo de vitamina C e antocianinas, atividade enzimática e peroxidação lipídica se assemelham.

Já com as acerolas BRS 235, há indícios de que o sistema orgânico induziu um estresse oxidativo pelo maior grau de peroxidação lipídica encontrado. Durante o desenvolvimento dos frutos, as acerolas oriundas do cultivo orgânico apresentaram valores menores para todos os componentes antioxidantes não enzimáticos avaliados.

O sistema orgânico induziu estresse nos frutos de maracujazeiro, tomateiro, bananeira e aceroleira. Assim, as atas foram os únicos a não apresentar qualquer sintoma de estresse e isso leva ao questionamento se esses frutos foram realmente cultivados organicamente, já que foram adquiridos comercialmente na CEASA-CE e não colhidos no campo. Ou, as respostas ao sistema orgânico variam de forma espécie-específica. O sistema de produção orgânico, em geral, influenciou positivamente os antioxidantes não enzimáticos em maracujá e tomate, porém, nos demais frutos não houve influência ou ela foi negativa, como no caso das acerolas. Portanto, pode-se concluir que o estresse induzido pelo sistema de produção orgânico não irá necessariamente estimular a produção de componentes antioxidantes de qualidade nos frutos.

REFERÊNCIAS

ABDILLE, M. H.; SINGH, R. P.; JAYAPRAKASHA, G. K.; JENA, B. S. Antioxidant activity of the extracts from *Dillenia indica* fruits. **Food Chemistry**, v. 90, p.891-896, 2005.

ADRIANO, E.; LEONEL, S.; EVANGELISTA, R. M. Qualidade de fruto da aceroleira cv. olivier em dois estádios de maturação. **Revista Brasileira de Fruticultura**, volume especial, p. 541-545, 2011.

AGUSTÍ, M. Fruticultura. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid. 493 p. 2004.

ALI, M. B.; DEWIR, Y. H.; HAHN, E. J.; PAEK, K. Y. Effect of carbon dioxide on antioxidant enzymes and ginsenoside production in root suspension cultures of *Panax ginseng*. **Environmental and Experimental Botany**, v. 63, p. 297–304, 2008.

ALI, M. B.; HAHN, E. J.; PAEK, K. Effects of temperature on oxidative stress defense systems, lipid peroxidation and lipoxygenase activity in *Phalaenopsis*. **Plant Physiology Biochemistry**, v. 43, p. 213–223, 2005.

ALSCHER, R. G., ERTURK, N.; HEATH, L. S., Role of superoxide dismutases (SODs) in controlling oxidative stress in plants. **Journal Experimental Botany**, v. 53, p.1331–1341, 2002.

ALSCHER, R. G.; DONAHUE, J. L.; CRAMER, C. L. Reactive oxygen species and antioxidants: Relationships in green cells. **Physiologia Plantarum**, v. 100, p. 224-233, 1997.

ALVES, R. E.; FILGUEIRAS, H. A. C.; MOURA, C. F. H. **Caracterização de frutas nativas da América latina**. Jaboticabal: UNESP/SBF, 2000.

AMARAL, J. H. **Variações diárias, sazonais e intraespecíficas em *Piper solmsianum***. 2008. 150f. Dissertação (Mestrado em Química) – Instituto de Química, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2008.

AMARO, A.P.; MONTEIRO, M. Rendimento de extração da polpa e características físico-químicas do maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Sims. Deg.) produzido por cultivo orgânico e convencional em relação à cor da casca. **Alimentos e Nutrição**, Araraquara, v.12, p.171-184, 2001.

AMOR, F. M. Growth, photosynthesis and chlorophyll fluorescence of sweet pepper plants as affected by the cultivation method. **Annals of Applied Biology**, v. 148, p. 133-139, 2006.

AMOR, F. M.; SERRANO-MARTINES, A.; FORTEA, I.; NUÑEZ-DELICADO, E. Differential effect of organic cultivation on the levels of phenolics, peroxidase and capsidiol in sweet peppers. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 88, p. 770-777, 2007.

ANDRES-LACUEVA, C.; SHUKITT-HALE, B.; GALLI, R. L.; JAUREGUI, O.; LAMUELA-RAVENTOS, R. M.; JOSEPH, J. A. Anthocyanins in aged blueberry-fed rats are found centrally and may enhance memory. **Nutritional Neuroscience**, v. 8, p. 111–120, 2005.

ANGELO, P. M.; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos – uma breve revisão. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v. 66, p. 1-9, 2007.

APEL, K.; HIRT, H. Reactive oxygen species: Metabolism, Oxidative Stress, and Signal Transduction. **Annual Review of Plant Biology**, v. 55, p. 373-399, 2004.

ARANHA, F.Q.; MOURA, L.S.A.; SIMÕES, M.O.S. *et al.* Normalização dos níveis séricos de ácido ascórbico por suplementação com suco de acerola (*Malpighia glabra L.*) ou farmacológica em idosos institucionalizados. **Revista Nutrição**, Campinas, v. 17, p.309-317, 2004.

ARAÚJO, D. F. S.; PAIVA, M. S. D.; FILGUEIRA, J. M. Orgânicos: expansão de mercado e certificação. **Holos**, Ano 23, v. 3, p. 138-149, 2007.

ARSEGO, J. L.; CAPEL, L. S.; MARASCHIN, R. P.; IANSSEN, C.; ABREU, M. F.; VENDRUSCULO, L. F.; PEDROTTI, Ê. L.; MARASCHIN, M. Cinética da extração de antocianinas em frutos de framboesa (*Rubus idaeus*) e amora preta (*Rubus fruticosus*). In: **XVI Congresso Brasileiro de Fruticultura**, 2002, Belém. In: Anaisdo XVII Congresso Brasileiro de Fruticultura. Belém: Sociedade Brasileira de Fruticultura, 2002.

ARTS, L. C. W.; HOLLMAN, C. H. Polyphenols and disease risk in epidemiologic studies. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 81, p. 317-325, 2005.

ASADA, K. The water–water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 50, p. 601–639, 1999.

ASADA, K. Ascorbate peroxidase – a hydrogen peroxide-scavenging enzyme in plants. **Physiology**, v. 85, p. 235-241, 1992.

ASENJO, C. F.; PENALOZA, A.; MEDINA, P. Characterization of ascorbase present in the fruit of the *Malpighia puniceifolia* L. **Federation of American Societies for Experimental Biology. Federation Proceedings**, Bethesda, v. 19, p. 1, 1960.

AOAC (ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTRY). **Official methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemistry**, v. 2, 15 ed. Washington: AOAC, 1995

AWAD, M. A.; AL-QURASHI, A. D.; MOHAMED, S. A. Antioxidant capacity, antioxidant compounds and antioxidant enzyme activities in five date cultivars during development and ripening. **Scientia Horticulturae**, v. 129, p. 688–693, 2011.

BALASUNDRAM, N.; SUNDRAM, K.; SAMMAN, S. Phenolic compounds in plant and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence and potential uses. **Food Chemistry**, v. 99, p. 191-203, 2006.

BARRETT, D. M.; WEAKLEY, C.; DIAZ, J. V.; WATNIK, M. Qualitative and nutritional differences in processing tomatoes grown under commercial organic and conventional production systems. **Food Chemistry and Toxicology**, v. 72, p. 441-450, 2007.

BASU, T. K. Potential role of antioxidant vitamins. In: BASU, T. K.; TEMPLE, N. J.; GARG, M. L. **Antioxidants in human health and disease**. CAB International, 1999. cap. 2, p. 15-26.

BEERS JR, R. F.; SIZER, I. W. A spectrophotometric method for measuring the breakdown of hydrogen peroxide by catalase. **Journal of Biological Chemistry**, v. 195, p.133-140, 1952.

BENTLEY, R. The shikimate pathway – a metabolic tree with many branches. **Critical Reviews in Biochemistry and Molecular Biology**, v.25, p. 307–84, 1990.

BERNIER, G., HAVELANGE, A., HOUSSA, C., PETITJEAN, A.; LEJEUNE, P. Physiological signal that induce flowering. **The Plant Cell**, v. 5, p. 1147–1155, 1993.

BHATTACHARJEE, S. Reactive oxygen species and oxidative burst: roles in stress, senescence and signal transduction in plant, **Current Science**, v. 89, p. 1113-1121, 2005.

BIANCHI, M. L. P.; ANTUNES, L. M. G. Radicais livres e os principais antioxidantes da dieta. **Revista de Nutrição**, Campinas, v. 12, p. 123-130, 1999.

BOLIVAR-FERNANDEZ, N.; SAUCEDO-VELOZ, C.; SOLIS-PEREIRA, S.; SAURI-DUCH, E. Ripening of sugar apple fruits (*Annona squamosa* L.) developed in Yucatan, Mexico. **Agrociência**, v. 43, p. 133–141, 2009.

BORDIGNON Jr., C.; FRANCESCATTO, V.; NIENOW, A. A.; CALVETE, E.; REGINATTO, F. H. Influencia do pH da solucao extrativa no teor de antocianinas em frutos de morango, **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.29, p. 183-188, 2009.

BORGES, A. L.; SOUZA, L. S.; MACIEL, Z. J. **Cultivo orgânico da bananeira**. Circular Técnica 81. Embrapa, Cruz das Almas, Ba, novembro, 2006.

BORGES, A. L.; SOUZA, L. S.; OLIVEIRA, A. M. G. **Banana**. In: Adubando para alta produtividade e qualidade: fruteiras do Brasil. Embrapa Agroindústria Tropical, 2009 (IIP. Boletim 18).

BORGUINI, R. G. **Tomate (*Lycopersicon esculentum*) orgânico: o conteúdo nutricional e a opinião do consumidor**. 2002. 55 f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) - Curso de pós-graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, Escola Superior da agricultura Luiz de Queiroz, São Paulo, 2002.

_____. **Avaliação do potencial antioxidante e de algumas características físico-químicas do tomate (*Lycopersicon esculentum*) orgânico em comparação ao convencional.** 2006. 161 f. Tese (Doutorado em Nutrição) - Faculdade de Saúde Pública, Universidade de São Paulo, 2006.

BORGUINI, R. G; SILVA, M. V. O conteúdo nutricional de tomates obtidos por cultivo orgânico e convencional. **Revista Higiene Alimentar**, v. 45, p. 41-46, 2007.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilising the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v. 722, p. 248-254, 1976.

BRANDT, K.; MOLGAARD, J. P. Organic agriculture: does it enhance or reduce the nutritional value of plant foods? **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 81, p. 924-931, 2001.

BRASIL. Lei nº 10.831, de 23 de dezembro de 2003. Dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Poder Executivo, Brasília, DF, 24 dez. 2003. Seção 1, p. 8. Disponível em: <<http://www.in.gov.br/imprensa/visualiza/index.jsp?jornal=1&pagina=8&data=24/12/2003>>. Acesso em: 25 de mai. 2011.

BREDEMEIER, C.; MUNDSTOCK, C. M. Regulação da absorção e assimilação do nitrogênio nas plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, p. 365-372, 2000.

BRENNAN, T.; FRENKEL, C. Involvement of hydrogen peroxide in the regulation of senescence in pear. **Plant Physiology**, v. 59, p. 411-416, 1977.

BRIGHT, J.; DESIKAN, R.; HANCOCK, J. T.; WEIR, I. S.; NEILL, S. J. ABA-induced NO generation and stomatal closure in *Arabidopsis* are dependent on H₂O₂ synthesis. **The Plant Journal**, v. 45, p. 113-122, 2006.

BRITO, E. S.; ARAÚJO, M. C. P.; ALVES, R. E.; CARKEET, C.; CLEVIDENCE, B. A.; NOVOTNY, J. A. Anthocyanins present in selected tropical fruits: acerola, jambolão, jussara and guajiru. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v. 55, p. 9389-9394, 2007.

BROUGHTON, W. J.; TAN, G. Storage conditions and ripening of custard apple (*Annona squamosa* L.). **Scientia Horticulturae**, v. 10, p. 73-82, 1979.

BUREAU, S.; RENARD, C.M.G.C.; REICH, M.; GINIES, C.; AUDERGON, J.M.; Changes in anthocyanin concentration in red apricot fruit during ripening. **LWT. Food Science and Technology**, v. 42, p. 372-377, 2009.

BUTT, V. S. Direct oxidases and related enzymes. *In*: STUMPF, P. K.; CONN, E. E. (Ed.). **The biochemistry of plants: a comprehensive treatise**. New York: Academic, v. 2, p. 81-123. 1980.

BUTTERFIELD, D. A.; LANGE, M. L. B.; SULTANA, R. Involvements of the lipid peroxidation product, HNE, in the pathogenesis and progression of Alzheimer's disease. **Biochimica Biophysica. Acta**, v. 1801, p. 924-929, 2010.

CAMPANHOLA, C.; VALARINI, P. J. A agricultura orgânica e seu potencial para o pequeno agricultor. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, v.18, p. 69-101, 2001.

CAMPOS-VARGAS, R.; NONOGAKI, H.; SUSLOW, T.; SALTVEIT, M. E. Heat shock treatments delay the increase in wound induced phenylalanine ammonia-lyase activity by altering its expression, not its induction in Romaine lettuce (*Lactuca sativa*) tissue. **Physiology Plant**, v. 132, p. 82-91, 2005.

CAMPOS-VARGAS, R.; SALTVEIT, M. E. Involvement of putative chemical wound signals in the induction of phenolic metabolism in wounded lettuce. **Physiology Plant**, v. 114, p. 73-84, 2002.

CARDOSO, P. C.; TOMAZINI, A. P. B.; STRINGHETA, P. C.; RIBEIRO, S. M. R.; PINHEIRO-SANTANA, H. M. Vitamin C and carotenoids in organic and conventional fruits grown in Brazil. **Food Chemistry**, v. 126, p. 411-416, 2011.

CARVALHO, R.A. **Análise econômica da produção de acerola no município de Tomé-Açú, Pará**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2000. 21p. (Documento, 49). Centre, 2006. <www.postharvest.ucdavis.edu> (acesso 25 Outubro 2010).

CHAKRABARTY, D.; CHATTERJEE, J.; DATTA, S. K. Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in chrysanthemum florets. **Plant Growth Regulation**, v. 53, p. 107–115, 2007.

CHANG, A.; LIM, M.; LEE, S.; ROBB, E. J.; NAZAR, R. N. Tomato Phenylalanine Ammonia-Lyase Gene Family, Highly Redundant but Strongly Underutilized. **The Journal of Biological Chemistry**, v. 283, p. 33591–33601, 2008.

CHASSY, A. W.; BUI, L.; RENAUD, E. N. C.; HORN, M. V.; MITCHELL, A. three-year comparison of the content of antioxidant, microconstituents and several quality characteristics in organic and conventional managed tomatoes and bell peppers. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v. 54, p. 8244-8252, 2006.

CHEN, J.; HE, L.; JIANG, Y.; WANG, Y.; JOYCE, D. C.; JI, Z.; LU, W. Role of phenylalanine ammonia-lyase in heat pretreatment-induced chilling tolerance in banana fruit. **Physiologia Plantarum**, v. 132, p. 318–328, 2008.

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

CHU, Y.-F., SUN, J., WU, X., LIU, R. H. Antioxidant and antiproliferative activities of common vegetables. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, p. 6910–6916, 2002.

CHUN, O. K.; KIM, D. O. Consideration on equivalent chemicals in total phenolic assay of chorogenic acid-rich plums. **Food Research International**, v. 37, p. 337-342, 2004.

COELHO, Y.S.; RITZINGER, R.; OLIVEIRA, J.R.P.; SOARES FILHO, W. S.; PEREIRA, M. R. **Proacerola: Programa de desenvolvimento da Cultura da Acerola no Estado da Bahia**. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE INTERAMERICANA DE HORTICULTURA TROPICAL, 49, 2003, Fortaleza, **Abstract...** Fortaleza: Sociedade Interamericana de Horticultura Tropical, 2003, 303p.

CORDEIRO, M. C. R.; PINTO, A. C. Q.; RAMOS, V. H. V. **O cultivo da pinha, fruto-do-conde ou ata no Brasil**. Planaltina:Embrapa Cerrados, 2000. 52p. (Circular Técnica n. 9).

CORDEIRO, E.R. **Seleção de genótipos de polinização livres e estimativas de parâmetros genéticos em acerola (*Malpighia emarginata* D.C.)**. 2000. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia)- Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2000.

COSTA, M. J. C.; TERTO, A.L.Q.; SANTOS, L.M.P.; RIVERA, M. A. A.; MOURA, L. S. A. Efeito da Suplementação com acerola nos níveis sanguíneos de vitamina C e de hemoglobina em crianças pré-escolares. **Revista Nutrição**, Campinas, v.14, p.13-20, 2001.

CRAWFORD, N. M.; KAHN, M. L.; LEUSTEK, T.; LONG, S. R. Nitrogen and Sulfur. In: BUCHANAN, B. B.; GRUISSEM, W.; JONES, R. L. *Biochemistry & Molecular Biology of Plants*. American Society of Plant Physiologists Rockville, Maryland. 2000. 1367p.

DAŁBROWSKA, G.; KATA, A.; GOC, A.; SZECHYŃSKA-HEBDA, M.; SKRZYPEK, E. Characteristics of the plant ascorbate peroxidase family. **ACTA Biologica Cracoviensia, Séries Botânica**, v. 49, p. 7–17, 2007.

DAROLT, M. R. **A evolução da agricultura orgânica no contexto brasileiro**. Disponível em: <http://www.planetaorganico.com.br/brasil.htm> >. Acesso em 29 de Novembro de 2011.

DAROLT, M.R. **Agricultura Orgânica: inventando o futuro**. Londrina: IAPAR, 2002. 250 p

DEMBITSKY, V. M.; POOVARODOM, S.; LEONTOWICZ, H.; LEONTOWICZ, M.; VEARASILP, S.; TRAKHTENBERG, S.; GORINSTEIN, S. The multiple nutrition properties of some exotic fruits: Biological activity and active metabolites. **Food Research International**, v. 44, p. 1671-1701, 2011.

DE MARCHI, R.; MONTEIRO, M.; BENATO, E. A.; SILVA, C. A. R. Uso da cor da casca como indicador de qualidade do maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* Sim. F. *flavicarpa* Deg.) destinado à industrialização. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 20, p. 110-128, 2000.

DHAWAN, K.; DHAWAN, S.; SHARMA, A. Passiflora: a review update. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 94, p. 1-23, 2004.

DIAZ, U., SALIBA-COLOMBANI, V., LOUDET, O., BELLUOMO, P., MOREAU, L., DANIEL-VEDELE, F., MOROT-GAUDRY, J.F.; MASELAUX-DAUBRESSE, U. Leaf yellowing and anthocyanin accumulation are two genetically independent strategies in response to nitrogen limitation in *Arabidopsis thaliana*. **Plant and Cell Physiology**, v. 47, p. 74-83, 2006.

DIXON, R. A.; PAIVA, N. L. Stress-induced phenylpropanoid metabolism. **Plant Cell**, v. 7, p. 1085-1097, 1995.

DONADIO, L. C.; MARTINS, A. B. G.; VALENTE, J. P. **Fruticultura tropical**. Jaboticabal: FUNEP/FCAV/UNESP, p. 39-70, 1992.

DU, Z.; BRAMLAGE, W. J. Superoxide dismutase activities in senescing Apple fruits (*Malus domestica* Borkh). **Journal of Food Science**, v. 59, p. 581-584, 1994.

DURAZZO, A.; AZZINI, E.; FODDAI, M. S.; NOBILI, F.; GARAGUSO, I.; RAGUZZINI, A.; FINOTTI, E.; TISSELLI, V.; VECCHIO, S. D.; PIAZZA, C.; PARENZIN, M.; PLIZZARI, L.; MAIANI, G. Influence of different crop management practices on the nutritional properties and benefits of tomato –*Lycopersicon esculentum* cv Perfectpeel-. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 45, p. 2637–2644, 2010.

EHLERS, E. **Agricultura sustentável: origens e perspectivas de um novo paradigma**. São Paulo: Livros da Terra, 1996. 178 p.

EL-MERGAWI, R. A.; AL-REDHAIMAN, K. Effect of organic and conventional production practices on antioxidant activity, antioxidant constituents and nutritional value of tomatoes and carrots in Saudi Arabia markets. **Journal of Food, Agriculture & Environment**, v. 8, p. 253 – 258, 2010.

EL-SHORA, H. M. Properties of phenylalanine ammonia-lyase from Marrow cotyledons. **Plant Science**, v. 162, p. 1-7, 2002.

ESPINOZA, W. **Manual de produção de tomate industrial no Vale do São Francisco**. Brasília: IICA, Escritório no Brasil, 1991. 301p.

EVANS, J. R.; POORTER, H. Photosynthetic acclimation of plants to growth irradiance: the relative importance of specific leaf area and nitrogen partitioning in maximizing carbon gain. **Plant, Cell and Environment**, v. 24, p. 755-767, 2001.

FALLER, A. L. K.; FIALHO, E. Polyphenol content and antioxidant capacity in organic and conventional plant foods. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 23, p. 561-568, 2010.

FAZELI, F.; GHORBANLI, M.; NIKNAM, V. Effect of drought on biomass, protein content, lipid peroxidation and antioxidant enzymes in two sesame cultivars. **Biology Plant**, v. 51, p. 98–103, 2007.

FEIDEN, A.; ALMEIDA, D. L.; VITOI, V.; ASSIS, R. L. Processo de conversão de sistemas de produção convencionais para sistemas de produção orgânicos. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, Brasília, v.19, p.179-204, 2002.

FERRARI, R. A.; COLUSSI, F.; AYUB, R. A. Caracterização de subprodutos da industrialização do maracujá- Aproveitamento das sementes. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 26, p. 101-102, 2004.

FERREIRA, R. M. A.; AROUCHA, E. M. M.; SOUZA, P. A.; QUEIROZ, R. F.; FILHO, F. S. T. P. Ponto de colheita da acerola visando à produção industrial de polpa. **Revista Verde**, v. 4, p. 13-16, 2009.

FERREIRA, S. M. R.; QUADROS, D. A.; KARKLE, E. N. L.; LIMA, J. J.; TULLIO, L. T.; FREITAS, R. J. S. Qualidade pós-colheita do tomate de mesa convencional e orgânico. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 30, p. 858-864, 2010.

FIGUEIREDO, R. W. **Qualidade e bioquímica de parede celular durante o desenvolvimento, maturação e armazenamento de pedúnculos de cajueiro anão precoce CCP 76 submetidos à aplicação pós-colheita de cálcio**. 2000. 154f. Tese (Doutorado em Ciência dos Alimentos) - Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2000.

FISCHER, I. H.; ARRUDA, M. C.; ALMEIDA, A. M.; GARCIA, M. J. M.; JERONIMO, E. M.; PINOTTI, R. N.; BERTANI, R. M. A. Doenças e características físicas e químicas pós-colheita em maracujá amarelo de cultivo convencional e orgânico no oeste paulista. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 29, p. 254-259, 2007.

FOREMAN, J.; DEMIDCHIK, V.; BOTHWELL, J. H.; MYLONA, P.; MIEDEMA, H.; TORRES, M. A.; LINSTEAD, P.; COSTA, S.; BROWNLEE, C.; JONES, J. D.; DAVIES, J. M.; DOLAN, L. Reactive oxygen species produced by NADPH oxidase regulate plant cell growth. **Nature**, v. 422, p. 442-446, 2003.

FOYER, C. H., FLETCHER, J. M. Plant antioxidants: colour me healthy. **Biologist**, v. 48, p.115–120, 2001.

FOYER, C. H.; NOCTOR, G. Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. **Plant Cell and Environment**, v. 28, p. 1056-1071, 2005.

FRANCIS, F. J. Analysis of anthocyanins. In: MARKAKIS, P. **Anthocyanins as food colors**. New York: Academic Press, p. 181-207, 1982.

FRANÇA, V. C.; NARAIN, N. Caracterização química dos frutos de três matrizes de acerola (*Malpighia emarginata* D. C.). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 23, p. 157-160, 2003.

FRANZ, J. E.; MAO, M. K.; SIKORSKI, J. A. Glyphosate: a unique global herbicide. American Chemical Society; 1997.

GAMARRAS ROJAS, G.; MEDINA, V. M. Mudanças bioquímicas do suco do maracujá amarelo em função da idade do fruto. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 18, p. 75-83, 1996.

GANN, P. H. Randomized trials of antioxidant supplementation for cancer prevention: first bias, now chance—next, cause. **JAMA**, v. 301, p. 102–103; 2009.

GAZIANO, J. M.; GLYNN, R. J.; CHRISTEN, W. G.; KURTH, T.; BELANGER, C.; MACFADYEN, J.; Bubes, V.; Manson, J. E.; Sesso, H. D.; Buring, J. E. Vitamins E and C in the prevention of prostate and total cancer in men: the Physicians' Health Study II randomized controlled trial. **JAMA**, v. 301, p. 52–62; 2009.

GETINET, H.; SEYOUM, T.; WOLDETSADIK, K. The effect of cultivar, maturity stage and storage environment on quality of tomatoes. **Journal of Food Engineering**, v. 87, p. 467-478, 2008.

GIANNOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide dismutase. I. Occurrence in higher plants. **Plant Physiology**, v. 59, p. 309-314, 1977.

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 48, p. 909-930, 2010.

GIOVANNONI, J. J. **Completing a pathway to plant vitamin C synthesis**. Proceedings of the National Academy Science USA, v. 104, p. 9109–9110, 2007.

GIVANNUCCI, E. Tomatoes, tomato-based products, lycopene, and câncer: review of the epidemiologic literature. **Journal of the National Cancer Institute**, v. 91, p. 317-331, 1999.

GOMES, P. **Fruticultura Brasileira**. 12 ed. São Paulo: Nobel, 1999. 446p.

GOMÉZ-ROMERO, M.; ARRAÉS-ROMÁN, A.; SEGURA-CARRETERO, A.; FERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A. Analytical determination of antioxidants in tomato: typical components of the Mediterranean diet. **Journal of Separation science**, v. 30, p. 452-461, 2007.

GOPI, R.; JALEEL, C. A.; SAIRAM, R.; LAKSHMANAN, G. M. A.; GOMATHINAYAGAM, M.; PANNEERSELVAM, R. Differential effects of hexaconazole and paclobutrazol on biomass, electrolyte leakage, lipid peroxidation and antioxidant potential of *Daucus carota* L. **Colloids Surf B Biointerfaces**, v. 60, p. 180–186, 2007.

GREGORY III, J. F. Vitaminas. In: DAMODARAN, S.; PARKIN, K. L.; FENNEMA, O. R. **Química de Alimentos de Fennema**. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 900p.

GUO, J.; WANG M. H. Ultraviolet A - specific induction of anthocyanin biosynthesis and PAL expression in tomato (*Solanum lycopersicum* L.). **Plant Growth Regulation**, v. 62, p. 1-8, 2010.

GUPTA RK, KESARI AN, MURTHY PS, CHANDRA R, TANDON V, WATAL G. Hypoglycemic and antidiabetic effect of ethanolic extract of leaves of *Annona squamosa* L. in experimental animals. **Journal of Ethnopharmacol**, v. 99, p. 75-81, 2005.

GUTIERREZ, M.; SOLA, M. M.; PASCUAL, L.; VARGAS, A. M. Postharvest changes of sugar concentration in chilled injured cherimoya (*Annona cherimola* Mill.). **Journal of Plant Physiology**, v.143, p. 27–32, 1994.

HANAMURA, T.; MAYAMA, C.; AOKI, H.; HIRAYAMA, Y.; SHIMIZU, M.; Antihyperglycemic effect of polyphenols from acerola (*Malpighia emarginata* DC.) fruit. **Bioscience, Biotechnology and Biochemical**, v. 70, p. 1813-1820, 2006.

HARBORNE, J. B., BAXTER, H., MOSS, G. P. (Eds.). (1999). **Phytochemical dictionary: Handbook of bioactive compounds from plants** (2nd ed.). London: Taylor & Francis.

HERNÁNDEZ, C. R.; ANGEL, D. N. Anonaceas com propriedades inseticidas (1997). *In*: CORDEIRO, M. C. R.; PINTO, A. C. Q.; RAMOS, V. H. V. **O cultivo da pinha, fruto-do-conde ou ata no Brasil**. Planaltina:Embrapa Cerrados, 2000. 52p. (Circular Técnica n. 9).

HERNÁNDEZ, Y; LOBO, M. G.; GONZÁLEZ, M. Determination of vitamin C in tropical fruits: A comparative evaluation of methods. **Food Chemistry**, v. 96, p. 654–664, 2006.

HODGES, D. M. **Postharvest oxidative stress in horticultural crops**. New York: Food Products Press, 2003. 266p.

HOEKSTRA, F. A.; GOLOVINA, E. A.; BUITINK, J. Mechanisms of plant desiccation tolerance. **Trends Plant Science**, v. 6, p. 431–438, 2001.

HUANG, R.; XIA, R.; HU, L.; LU, Y.; WANG, M. Antioxidant activity and oxygen-scavenging system in orange pulp during fruit ripening and maturation. **Scientia Horticulturae**, v. 113, p. 166-172, 2007.

IAL (INSTITUTO ADOLFO LUTZ). **Normas analíticas, métodos químicos e físicos para análise de alimentos**, v. 1, 3. ed. São Paulo, 1985.

IANNELLI, M. A.; VAN BREUSEGEM, F.; VANMONTAGU, M.; INZE, D.; MASSACI, A. Tolerance to low temperature and paraquat-mediated oxidative stress in two maize genotypes. **Journal of Experimental Botany**, v. 50, p. 523-532, 1999.

INSTITUTO AGROPOLOS DO CEARÁ. **Indicadores**. Disponível em: <www.institutoagopolos.org.br> Acesso em: 20 de Dezembro de 2011.

IBD. **Diretrizes para o padrão de qualidade orgânico Instituto Biodinâmico**. 11. ed. Botucatu: 2002. 72p.

INSTITUTO BRASILEIRO DE FRUTAS (São Paulo, SP). Normas soluções fruta a fruta: acerola. São Paulo, 1995. 59p.

IBGE (INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA). **Produção Agrícola Municipal 2010**. Disponível em: < <http://www.sidra.ibge.gov.br> >. Acesso em 23 de Novembro de 2011.

_____. **Produção Agrícola Municipal 2006**. Disponível em: < <http://www.sidra.ibge.gov.br> >. Acesso em 22 de Novembro de 2011.

ISHIGE, K.; SCHUBERT, D.; SAGARA, Y. Flavonoids protect neuronal cells from oxidative stress by three distinct mechanisms. **Free Rad Biology Medicine**, v.30, p.433-466, 2001.

JAAKOLA, L.; MAATTA, K.; PIRTTILA, A. M.; TORRONEN, R.; KARENLAMPI, S.; HOHTOLA, A. Expression of genes involved in anthocyanin biosynthesis in relation to anthocyanin, proanthocyanidin, and flavonol levels during bilberry fruit development. **Plant Physiology**, v. 130, p.729–739, 2002.

JAFFERY, E.H.; BROWN, A.F.; KURILICH, A.C.; KEEK, A.S.; MATUSHESKI, N.; KLEIN, B.P. Variation in content of bioactive components in broccoli. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 16, p. 323–330, 2003.

JAIN, N.; NASEEM, I.; AHMAD, J. Evaluation of DNA damage and metabolic syndrome parameters in diabetic rabbits supplemented with antioxidants. **Société Française de Pharmacologie et de Thérapeutique Fundamental & Clinical Pharmacology**, v. 23, p. 197–205, 2009.

JALEEL, C. A.; MANIVANNAN, P.; KISHOREKUMAR, A.; SANKAR, B.; GOPI, R.; SOMASUNDARAM, R.; PANNEERSELVAM, R. Alterations in osmoregulation, antioxidant enzymes and indole alkaloid levels in *Catharanthus roseus* exposed to water deficit. **Colloids Surf B Biointerfaces**, v. 59, p. 150–157, 2007a.

JALEEL, C. A.; MANIVANNAN, P.; SANKAR, B.; KISHOREKUMAR, A.; GOPI, R.; SOMASUNDARAM, R.; PANNEERSELVAM, R. Induction of drought stress tolerance by ketoconazole in *Catharanthus roseus* is mediated by enhanced antioxidant potentials and secondary metabolite accumulation. **Colloids Surf B Biointerfaces**, v. 60, p. 201–206, 2007b.

JAYAKUMAR, K.; VIJAYARENGAN, P.; ZHAO, C. X.; JALEEL, C. A. Soil applied cobalt alters the nodulation, leg-haemoglobin content and antioxidant status of *Glycine max* (L.) Merr. **Colloids Surf B Biointerfaces**, v. 67, p. 272–275, 2008.

JAYAPRAKASAM, B.; OLSON, L. K.; SCHUTZKI, R. E.; TAI, M. H.; NAIR, M. G. Amelioration of obesity and glucose intolerance in highfat- fed C57BL/6 mice by anthocyanins and ursolic acid in Cornelian cherry (*Cornus mas*). **Journal of Agricultural Food Chemical**, v. 54, p. 243–248, 2006.

JIMÉNEZ, A.; CREISSEN, G.; KULAR, B.; FIRMIN, J.; ROBINSON, S.; VERHOEYEN, M.; MULLINEAUX, P. Changes in oxidative processes and

components of the antioxidant system during tomato fruit ripening. **Planta**, v. 214, p. 751-758, 2002.

JIMÉNEZ, A. M.; SIERRA, C. A.; RODRIGUEZ-PULIDO, F. J.; GONZÁLEZ-MIRET, M. L.; HEREDIA, F. J.; OSORIO, C. Physicochemical characterization of gulupa (*Passiflora edulis* Sims. Fo *edulis*) fruit from Colombia during the ripening. **Food research International**, v. 44, p. 1912-1918, 2011.

JIN, P.; WANG, S. Y.; WANG, C. Y.; ZHENG, Y. Effect of cultural system and storage temperature on antioxidant capacity and phenolic compounds in strawberries. **Food Chemistry**, v. 124, p. 262-270, 2011.

JUNIOR, E. R. D.; NOMURA, E. S.; FUZITAN, E. J.; SAES, L. A. Experiências com o uso de adubação orgânica na cultura da banana. *In*: GODOY, L. J. G.; GOMES, J. M. **Tópicos sobre nutrição e adubação na cultura da banana**. UNESP Campus Experimental de Registro, 2009. 143p.

JUROSZEK, P.; LUMPKIN, H. M.; YANG, R. Y.; LEDESMA, D. R.; MA, C. H. Fruit quality and bioactive compounds with antioxidant activity of tomatoes grown on-farm: comparison of organic and conventional management systems. **Journal Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, p. 1188-1194, 2009.

KADER, A. A.; ARPAIA, M. L. Cherimoya: Atemoya and sweetsop. Produce fact sheet. UC Davis, California: Postharvest Technology Research and Information Centre, 2006. www.postharvest.ucdavis.edu > Acesso em: 25 de Outubro de 2010).

KALEEM, M.; ASIF, M.; AHMED, Q.U; BANO, B. Antidiabetic and antioxidant activity of *Annona squamosa* extract in streptozotocin-induced diabetic rats. **Singapore Med J**. v. 47, p. 670-675, 2006.

KAN, J.; WANG, H.; JIN, C. Changes of Reactive oxygen species and related enzymes in mitochondrial respiration during storage of harvested peach fruits. **Agricultural Sciences in China**, v. 10, p. 149-158, 2011.

KAN, J.; WANG, H.; JIN, C.; XIE, H. Changes of reactive oxygen species and related enzymes in mitochondria respiratory metabolism during the ripening of peach fruit. **Agricultural Sciences in China**, v. 9, p. 138-146, 2010.

KATSUBE, N. et. al. Induction of apoptosis in cancer cells by bilberry (*Vaccinium myrtillus*) and the anthocyanins. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v.51, p.68-75, 2003.

KOBAYASHI, H.; WANG, C.; POMPER, K. W. Phenolic content and antioxidant capacity of pawpaw fruit (*Asimina tribola* L.) at different ripening stages. **HortScience**, v. 43, p. 268-270, 2008.

KOTÍKOVÁ, Z.; LACHMAN, J.; HEJTMÁNKOVÁ, A.; HEJTMÁNKOVÁ, K. Determination of antioxidant activity and antioxidant content in tomato varieties and evaluation of mutual interactions between antioxidants. **LWT - Food Science and Technology**, v. 44, p. 1703-1710, 2011.

KOVÁČIK, J.; GRÚZ, J.; KLEJDUS, B.; STORK, F.; MARCHIOSI, R.; FERRASE-FILHO, O. Lignification and related parameters in copper-exposed *Matricaria chamomilla* roots: Role of H₂O₂ and NO in this process. **Plant Science**, v. 179, p. 383-389, 2010.

KRIS-ETHERTON, P. M.; HECKER, K. D.; BONANOME, A.; COVAL, S. M.; BINKOSKI, A. E.; HILPERT, K. F.; GRIEL, A. E.; ETHERTON, T. D. Bioactive compounds in foods: their role in the prevention of cardiovascular disease and câncer. **The American Journal of Medicine**, New York, v. 113, p. 71-88, 2002.

KUSKOSKI, M.; ASUERO, A.; TRONCOSO, A. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante em pulpa de frutos. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 25, p. 726-732, 2005.

LACAN, D.; BACCOU, J. High levels of antioxidant enzymes correlate with delayed senescence in nonnetted muskmelon fruits. **Planta**, v. 204, p. 377-382, 1998.

LAFUENTE, M. T.; ZACARIAS, L.; MARTINEZ-TELEZ, M. A.; SANCHEZ-BALLESTA, M. T.; GRANELL, A. Phenylalanine ammonia-lyase and ethylene in relation to chilling injury as affected by fruit age in citrus. **Postharvest Biology Technology**, v. 29, p. 308-317, 2003.

LARRAURI, J. A.; RUPÉREZ, P.; SAURA-CALIXTO, F. Effect of drying temperature on the stability of polyphenols and antioxidant activity of red grape pomace peels. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v. 45, p. 1390-1393, 1997.

LEAL, F. (1990). Sugar apple. *In*: NAGY, S.; SHAW, P. E.; WARDOWSKI, W. F. (Eds.), Tropical and subtropical fruits—Composition, properties and uses (pp. 149–158). Lake Alfred, Florida: Florida Science Source Inc.

LEMAITRE, T.; GAUFICHON, L.; BOUTET-MERCEY, S.; CHRIST, A.; MASCLAUX-DAUBRESSE, C. Enzymatic and metabolic diagnostic of nitrogen deficiency in *Arabidopsis thaliana* Wassilewskija accession. **Plant and Cell Physiology**, v. 49, p. 1056–1065, 2008.

LEONARDIS, S.; DIPIERRO, N.; DIPIERRO, S. Purification and characterization of an APX from potato tuber mitochondria. **Plant Physiology Biochemistry**, v. 38, p. 773–779, 2000.

LESHAM, Y.Y. Membrane-associated phospholytic and lipolytic enzymes (1992). *In*: AWAD, M. A.; AL-QURASHI, A. D.; Saleh A. MOHAMED, S. A. Antioxidant capacity, antioxidant compounds and antioxidant enzyme activities in five date cultivars during development and ripening. **Scientia Horticulturae**, v. 129, p. 688–693, 2011.

LIMA, G. P. P.; VIANELLO, F. Review on the main differences between organic and conventional plant-based foods. **International Journal of Food Science & Technology**, v. 46, p. 1-13, 2011.

LIMA, V. L. A. G.; MÉLO, E. A.; MACIEL, M. I. S.; PRAZERES, F. G.; MUSSER, R. S.; LIMA, D. E. S. Total phenolic and carotenoid contents in acerola genotypes harvested at three ripening stages. **Food Chemistry**, v. 90, p. 565–568, 2005.

LIMÓN-PACHECO, J.; GONSEBATT, M. E. The role of antioxidants and antioxidant-related enzymes in protective responses to environmentally induced oxidative stress. **Mutation Research**, v. 674, p. 137-147, 2009.

LOMBARDINI-BOCCIA, G.; LUCARINI, M.; LANZI, S.; AGUZZI, A.; CAPPELLONI, M. Nutrients and antioxidants molecules in yellow plums (*Prunus domestica* L.) from conventional and organic productions: a comparative study. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 52, p. 90-94, 2004.

LÓPEZ, A. P.; GOCHICOA, M. T. N.; FRANCO, A. R. Activities of antioxidant enzymes during strawberry fruit development and ripening. **Biologia Plantarum**, v. 54, p. 349-352, 2010.

LOREN, D. J.; SEERAM, N. P.; SCHULMAN, R. N.; HOLTZMAN, D. M. Maternal dietary supplementation with pomegranate juice is neuroprotective in an animal model of neonatal hypoxic-ischemic brain injury. **Pediatric Research**, v. 57, p. 858–864, 2005.

LUTHRIA, D.; SINGH, A. P.; WILSON, T.; VORSA, N.; BANUELOS, G. S.; VINYARD, B. T. Influence of conventional and organic agricultural practices on the phenolic content in eggplant pulp: Plant-to-plant variation. **Food Chemistry**, v. 121, p. 406-411, 2010.

LYDON, J.; DUKE, S. D. Pesticides effects on secondary metabolism of higher plants (1989). In: LOMBARDINI-BOCCIA, G. *et al.* Nutrients and antioxidants molecules in yellow plums (*Prunus domestica* L.) from conventional and organic productions: a comparative study. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 52, p. 90-94, 2004.

MACIEL, M. I. S.; MÉLO, E.; LIMA, V.; SOUZA, K. A.; SILVA, W. Caracterização físico-química de frutos de genótipos de aceroleira (*Malpighia emarginata* D.C.). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 30, p. 865-869, 2010.

MACHADO, H.; NAGEM, T. J.; PETERS, V. M.; FONSECA, C. S.; OLIVEIRA, T. T. Flavonóides e seu potencial terapêutico. **Boletim do Centro de Biologia da Reprodução**, Juiz de Fora, v. 27, p. 33-39, 2008.

MACORIS, M. S.; JANZANTTI, N. S.; GARRUTIZ, D. S.; MONTEIRO, M. Volatile compounds from organic and conventional passion fruit (*Passiflora edulis* F. *flavicarpa*) pulp. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 31, p. 430-435, 2011.

MACORIS, M. S.; JANZANTTI, N. S.; MONTEIRO, M. Atividade antioxidante da polpa de maracujá orgânico (*passiflora edulis* f. *flavicarpa*). In: **XX Congresso Brasileiro de Fruticultura e 54th Annual Meeting of the Interamerican Society for Tropical Horticulture**, 2008, Vitória.

MALACRIDA, C. R.; MOTTA, S. Compostos fenólicos totais e antocianinas em suco de uva. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.25, p. 659-664, 2005.

MALACRIDA, C.; VALLE, E. M.; BOGGIO, S. B. Postharvest chilling induces oxidative stress response in the dwarf tomato cultivar Micro-Tom. **Physiologia Plantarum**, v. 127, p. 10-18, 2006.

MANACH, C.; SCALBERT, A.; MORAND, C.; REMESY, C.; JIMENEZ, L. Polyphenols: food sources and bioavailability. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 79, p. 727-747, 2004.

MANN J. **Secondary metabolism**. Oxford: Clarendon Press; 1987. p.374

MARCHAND, L. L. Cancer preventive effects of flavonóides – a review. **Biomed Pharmacother**. v. 56, p. 296-301, 2002.

MASIA, A. Superoxide dismutase and catalase activities in apple fruit during ripening and postharvest and with special reference to ethylene. **Physiologia Plantarum**, v. 104, p. 668-672, 1998.

MATSUURA, F. C. A. V.; CARDOSO, R. L.; FOLEGATTI, M. I. S.; OLIVEIRA, J. R. P.; OLIVEIRA, J. A. B.; SANTOS, D. B. Avaliações físico-químicas em frutos de diferentes genótipos de acerola (*Malpighia puniceifolia* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, p. 602-606, 2001.

MEDEIROS, P. V. Q.; MENDOÇA, V.; MARACAJÁ, P. B.; AROUCHA, E. M. M.; PEREIRA, R. G. Physical-chemical characterization of atemóia fruit in different maturation stages. **Caatinga** (Mossoró, Brasil), v. 22, p. 87-90, 2009.

MELO, E. A.; MACIEL, M. I. S.; LIMA, V. L. A. G.; ARAÚJO, C. R. Teor de fenólicos totais e capacidade antioxidante de polpas congeladas de frutas. **Alimentação e Nutrição**, v. 19, p. 67-72, 2008.

MILLER, A. J.; FAN, X.; ORSEL, M.; SMITH, S.J.; WELLS, D.M. Nitrate transport and signalling. **Journal of Experimental Botany**, v. 58, p. 2297–2306, 2007.

MITCHELL, A.E.; HONG, Y.-J., KOH, E.; BARRET, D. M.; BRYANT, D. E.; DENISON, R. F.; KAFFKA, S. Ten-year comparison of the influence of organic and conventional crop management practices on the content of flavonoids in tomatoes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 55, p. 6154–6159, 2007.

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends Plant Science**, v. 7, p. 405-410, 2002.

MITTLER, R.; VANDERAUWERA, S.; GOLLERY, M.; VAN BREUSEGEM, F. Reactive oxygen gene network of plants, **Trends Plant Science**, v. 9, p. 490-498, 2004.

MIYAZAKI, K. MAKINO, E. IWADATE, Y. DEGUCHI, F. ISHIKAWA, Anthocyanins from purple sweet potato *Ipomoea batatas* cultivar Ayamurasaki suppress the development of atherosclerotic lesions and both enhancements of oxidative stress

and soluble vascular cell adhesion molecule-1 in Apolipoprotein E-deficient mice, **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 56, p. 11485-11492, 2008.

MORI, K.; SUGAYA, S.; GEMMA, H. Decreased anthocyanin biosynthesis in grape berries grown under elevated night temperature conditions. **Scientia Horticulturae**, v. 105, p. 319–330, 2005.

MORI, T.; SAKURAI, M.; SAKUTA, M. Effects of conditioned medium on activities of PAL, CHS, DAHP synthase (DS-Co and Ds-Mn) and anthocyanin production in suspension cultures of *Fragaria ananassa*. **Plant Science**, v. 160, p. 355-360, 2001.

MOURA, C. F. H.; ALVES, R. E.; FIGUEIREDO, R. W.; PAIVA, J. R. Avaliações físicas e físico-químicas de frutos de clones de aceroleira (*Malpighia emarginata* D. L.). **Revista Ciência Agrônômica**, v. 38, p. 52-57, 2007.

MÜLLER, L.; FRÖHLICH, K.; BÖHM, V.. Comparative antioxidant activities of carotenoids measured by ferric reducing antioxidant power (FRAP), ABTS bleaching assay (α TEAC), DPPH assay and peroxy radical scavenging assay. **Food Chemistry**, v. 129, p. 139-148, 2011.

MUSSER, R. S.; LEMOS, M. A.; LIMA, V. L. A. G.; MELO, E. A.; LEDERMAN, I. E.; SANTOS, V. F. Características físicoquímicas de acerola do banco ativo de germoplasma em Pernambuco. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 24, p. 556–561, 2004.

NAGAMINE, I.; AKIYAMA, T. KAINUMA, M.; KUMAGAI, H.; SATOH, H.; YAMADA, K.; YANO, T.; SAKURAI, H. Effect of acerola cherry extract on cell proliferation and activation of Ras signal pathway at the promotion stage of lung tumorigenesis in mice. **Journal Nutritional Science and Vitaminol**, v. 48, p. 69-72, 2002.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidases in spinach chloroplast. **Plant Cell Physiology**, v. 22, p. 867-880, 1981.

NETO, M. **Acerola, a cereja tropical**. Nobel, São Paulo, 1986.

NEVES, M. C. P.; ALMEIDA, D. L.de; DE-POLLI, H.; GUERRA, J. G. M.; RIBEIRO, R. de L. D. **Agricultura orgânica - uma estratégia para o desenvolvimento de sistemas agrícolas sustentáveis**. Seropédica: EDUR, 2004. 98 p.

NISHIKAWA F, KATO M, HYODO H, IKOMA Y, SUGIURA M, and YANO M. Ascorbate metabolism in harvested broccoli. **Journal of Experimental Botany**, v. 54, p. 2439–2448, 2003.

NOCTOR, G.; FOYER, C. H. A re-evaluation of the ATP: NADPH budget during C3 photosynthesis. A contribution from nitrate assimilation and its associated respiratory activity? **Journal Experimental Botany**, v. 49, p. 1895-1908, 1998.

NOGUEIRA, R. I.; TORREZAN, R. **Processamento e utilização**. In: A Cultura da Banana: aspectos técnicos, socioeconômicos e agroindustriais. Brasília: Embrapa-SPI/Cruz das Almas. 1997. 585p.

NOGUEIRA, R. J. M. C.; MORAES, J. A. P. V.; BURITY, H. A.; JUNIOR, J. F. S. Efeito do estágio de maturação dos frutos nas características físico-químicas de acerola. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.37, p.463-470, 2002.

NONINO, C. A. **Unesp de Jaboticabal faz melhoramento de acerola**. Agrícola do Estado de São Paulo, abril de 1997, p. G-7.

OBANDA, M.; OWUOR, P. O. Flavonol composition and caffeine content of green leaf as quality potential indicators of Kenyan black teas. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 74, p. 209-215, 1997.

OLIVEIRA, L. S. **Avaliação da qualidade pós-colheita e capacidade antioxidante durante o armazenamento das polpas de seis clones de aceroleira**. 2008. 81 f. Dissertação (mestrado em Bioquímica e Biologia Molecular) – Centro de Ciências, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2008.

OLSSON, M. E.; ANDERSSON, S.; OREDSSON, S.; BERGLUND, R. H.; GUSTAVSSON, K. E. Antioxidant levels and inhibition of cancer cell proliferation in vitro by extracts from organically and conventionally cultivated strawberries. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 1248-1255, 2006.

PADAYATTY, S. J.; SUN, A. Y.; CHEN, Q.; ESPEY, M. G.; DRISKO, J.; LEVINE, M. Vitamin C: intravenous use by complementary and alternative medicine practitioners and adverse effects. **PLoS One**, v. 5, p. 11414, 2010.

PAL, D. K.; KUMAR, P. S. Changes in the physico-chemical and biochemical composition of custard apple (*Annona squamosa* L.) fruits during growth, development and ripening. **Journal of Horticultural Science**, v. 70, p. 569–572, 1995.

PALIYATH, G.; DROILLARD, M. J. The mechanisms of membrane deterioration and disassembly during senescence. **Plant Physiology**, v. 30, p. 789-812, 1992.

PAREEK, S.; YAHIA, E. M.; PAREEK, O. P.; KAUSHIK, R. A. Postharvest physiology and technology of *Annona* fruits. **Food Research International**, v. 44, p. 1741-1751, 2011.

PASTORI, G. M.; KIDDLE, G.; ANTONIW, J.; BERNARD, S.; VELJOVIC-JOVANOVIC, S.; VERRIER, P. J.; NOCTOR, G.; FOYER, C. H. Leaf vitamin C contents modulate plant defence transcripts and regulate genes that control development through hormone signalling. **The Plant Cell**, v. 15, p. 39-951, 2003.

PAULL, R. E. Postharvest variation in composition of soursop (*Annona muricata* L.) fruit in relation to respiration and ethylene production. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v. 107, p. 582–585, 1982.

PEDISIC, S.; LEVAJ, B.; DRAGOVIC-UZELAC, V.; KOS, K. Physicochemical composition, phenolic content and antioxidant activity of sour cherry cv. Marasca during ripening. **Agricultural Conspectus Scientificus**, v. 72, p. 295-300, 2007.

PENG, C. L.; OU, Z. Y.; LIU, N.; LIN, G. Z. Response to high temperature in flag leaves of super high-yielding rice Pei'ai 64S/E32 and Liangyoupeijiu, **Rice Science**, v. 12, p. 179-186, 2005.

PENTEADO, S. R. **Introdução à agricultura orgânica**. Campinas: Grafimagem, 2000. 110p.

PÉREZ-LÓPEZ, A. J.; LÓPEZ-NICOLAS, J. M.; NÚÑEZ-DELICADO, E.; AMOR, F. M. DEL.; CARBONELL-BARRACHINA, A. A. Effects of agricultural practices on color, carotenoid composition, and mineral contents of sweet peppers, cv. Almuden. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 55, p. 8158-8164, 2007.

PIMENTEL, R. M. A.; GUIMARÃES, F. N.; SANTOS, V. M.; RESENDE, J. C. F. Qualidade pós-colheita dos genótipos de banana PA42-44 e PRATA-ANÃ cultivados no norte de Minas Gerais. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, p. 407-413, 2010.

PINHO, L.; ALMEIDA, A. C.; COSTA, C. A.; PAES, M. C. D.; GLÓRIA, M. B. A.; SOUZA, R. M. Nutritional properties of cherry tomatoes harvested at different times and grown in an organic cropping. **Horticultura Brasileira**, v. 29, p. 205-211, 2011.

PINTO, A. C. Q., CORDEIRO, M. C. R., DE ANDRADE, S. R. M., FERREIRA, F. R., FILGUEIRAS, H. A. C., ALVES, R. E., KINPARA, D. I. **Annona species**. Southampton, UK, University of Southampton, International Centre for Underutilised Crops, 2005. 284p.

PITCHER, L.H.; BRENNAN, E.; ZILINSKAS, B.A. The antiozonant ethylenediurea does not act via superoxide dismutase induction in bean. **Plant Physiology**, v. 99, p. 1388-1392, 1992.

QUAN, L. J.; ZHANG, B.; SHI, W. W.; LI, H. Y. Hydrogen peroxide in plants: a versatile molecule of the reactive oxygen species network. **Journal of Integrative Plant Biology**, v. 50, p. 2-18, 2008.

RE, R.; PELLEGRINI, N.; PROTEGGENTE, A.; PANNALA, A.; YANG, M.; RICE-EVANS, C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free Radical Biology & Medicine**, v. 26, p. 1231-1237, 1999.

REIN, D.; LOTITO, S.; HOLT, R.R.; KEEN, C.L.; SCHMITZ, H.H.; FRAGA, C.G. Epicatechin in human plasma: in vivo determination and effect of chocolate consumption on plasma oxidation status. **Journal of Nutrition**, v. 130(Suppl. 8S), p. 2109S-2114S, 2000.

RESENDE, M.L.V., SALGADO, S.M.L.; CHAVES, Z.M. Espécies ativas de oxigênio na resposta de defesa de plantas a patógenos. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, p. 123-130, 2003.

REYES, L.F., VILLAREAL, E., CISNEROS-ZEVALLOS, L. The increase in antioxidant capacity after wounding depends on the type of fruit or vegetable tissue. **Food Chemistry**, v. 101, p. 1254–1262, 2007.

RÍO DEL, L. A.; PASTORI, G. M.; PALMA, J. M.; SANDALIO, L. M.; SEVILLA, F.; CORPAS, F. J.; JIMÉNEZ, A.; LÓPEZ-HUERTAS, E.; HERNÁNDEZ, J. A. The activated oxygen role of peroxisomes in senescence. **Plant Physiology**, v. 116, p. 1195–1200, 1998.

ROGIERS, S. Y.; KUMAR, M. G. N.; KNOWLES, N. R. maturation and ripening of fruit of *Amelanchier alnifolia* Nutt. Are accompanied by increasing oxidative stress. **Annals of Botany**, v. 81, p. 203-211, 1998.

ROUSSOS, P. A.; GASPARATOS, D. Apple tree growth and overall fruit quality under organic and conventional orchard management. **Scientia Horticulturae**, v. 123, p. 247, 2009.

RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S.; MORAIS, S. M.; SAMPAIO, C. G.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; SAURA-CALIXTO, F. D. **Metodologia Científica: Determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS^{•+}**. Comunicado Técnico 128. Embrapa Agroindústria Tropical, Fortaleza, Ceará, 2007

RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; SAURA-CALIXTO, F.; MANCINI-FILHO, J. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, v. 121, p. 996–1002, 2010.

SALOMÃO, L.C.C. **Maracujá: pós-colheita**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2002. 51p. (Frutas do Brasil, 23).

SANKAR B.; JALEEL, C. A.; MANIVANNAN, P.; KISHOREKUMAR, A.; SOMASUNDARAM, R.; PANNEERSELVAM, R. Effect of paclobutrazol on water stress amelioration through antioxidants and free radical scavenging enzymes in *Arachis hypogaea* L. **Colloids Surfaces B: Biointerfaces**, v. 60, p. 229–235, 2007.

SANTOS, G. C.; MONTEIRO, M. Sistema orgânico de produção de alimentos. **Alimentação e Nutrição**, Araraquara, v. 15, p. 73-86, 2004.

SAURA-CALIXTO, F.; GOMI, I. Antioxidant capacity of the Spanish Mediterranean diet. **Food Chemistry**, v. 94, p. 442-447, 2006.

SCHEIBLE, W.R.; GONZALEZ-FONTES, A.; LAUERER, M.; MUELLER-ROEBER, B.; CABOCHE, M.; STITT, M. Nitrate acts as a signal to induce organic acid metabolism and repress starch metabolism in tobacco. **The Plant Cell**, v. 9, p. 783–798, 1997.

SCANDALIOS, J. G. Oxygen stress and superoxide dismutases. **Plant Physiology**, v. 101, p. 7-12, 1993.

SEAGRI (SECRETARIA DA AGRICULTURA E PECUÁRIA). **Cultura da Banana**. Disponível em <<http://www.seagri.ba.gov.br/Bananeira.htm>> acesso: 23 de Novembro de 2011.

_____. **Cultura do Tomate**. Disponível em <<http://www.seagri.ba.gov.br/Bananeira.htm>> acesso: 23 de Novembro de 2011.

_____. **Produtos orgânicos do Ceará: um mercado atrativo**, 2005. Disponível em <<http://www.seagri.ce.gov.br>> Acesso em 10 de Maio de 2009.

SEERAM, N.P.; HENNINH, S. M.; NIU, Y.; LEE, R.; SCHEULLER, H. S.; HEBR, D. Catechin and caffeine content of green tea dietary supplements and correlation with antioxidant capacity. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 1599–1603, 2006.

SERAFINI, M.; BUGIANANESI, R.; MAIANI, G.; VALTUELA, S.; DE SANTIS, S.; CROZIER, A. Plasma antioxidants from chocolate. **Nature**, v. 424, p. 1013, 2003.
SERAFINI, M.; GHISELLI, A.; FERRO-LUZZI, A. In vivo antioxidant effect of green and black tea in man. **European Journal Clinical Nutrition**, v. 50, p. 28–32, 1996.

SHAO, H. B.; CHU, L. Y.; LU, Z. H.; KANG, C. M. primary antioxidant free radical scavenging and redox signaling pathways in higher plant cells. **International Journal of Biological Sciences**, v. 4, p. 8-14, 2008.

SHAO, H. B.; LIANG, Z. S.; SHAO, M. A. Dynamic changes of anti-oxidative enzymes of 10 wheat genotypes at soil water deficits. **Biointerfaces**, v.42, p. 187-195, 2005.

SHIGEOKA, S.; ISHIKAWA, T.; TAMOI, M.; MIYAGAWA, Y.; TAKEDA, T.; YABUTA, Y.; YOSHIMURA, K. Regulation and function of ascorbate peroxidase isoenzymes. **Journal of Experimental Botany**, v. 53, p. 1305–1319, 2002.

SHIRWAIKAR, A.; RAJENDRAN, K.; KUMAR, C. D. In vitro antioxidant studies of *Annona squamosa* Linn. leaves. **Indian Journal Experimental Biology**, v. 42, p. 803-7, 2004.

SIES, H. Strategies of antioxidant defence. Review. **European Journal of Biochemistry**, Berlin, v. 215, p. 213-219, 1993.

SILVA, S. O.; ALVES, E. J. SHEPHERD, K.; DANTAS, J. L. L. **Cultivares**. In: A Cultura da Banana: aspectos técnicos, socioeconômicos e agroindustriais. Brasília: Embrapa-SPI/ Cruz das Almas. 1997. 585p.

SILVA, T. V.; RESENDE, E. D.; VIANA, A. P.; ROSA, R. C. C.; PEREIRA, S. M. F.; CARLOS, L. A.; VITORAZI, L. Influência dos estádios de maturação na qualidade do suco do maracujá-amarelo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, p. 472-475, 2005.

SILVA, J.; SILVA, E. S.; SILVA, P. S. L. Determinação da qualidade e do teor de sólidos solúveis nas diferentes partes do fruto da pinha (*Annona squamosa* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 24, p. 562-564, 2002.

SMIRNOFF, M. AA: metabolism and functions of a multi faceted molecule. **Current Opinion Plant Biology**, v. 3, p. 229–235, 2000.

SOARES, A. M. S.; MACHADO, O. L. T. defesa de plantas: sinalização química e espécies reativas de oxigênio. **Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas**, v. 1, p. 9-19, 2007.

STEWART, A. J.; BOZONNET, S.; MULLEN, W.; JENKINS, G. I.; LEAN, M. E. J.; CROZIER, A. Occurrence of flavonols in tomatoes and tomato-based products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, p. 2663–2669, 2000.

STITT, M.; KRAPP, A. The interaction between elevated carbon dioxide and nitrogen nutrition: the physiological and molecular background. **Plant, Cell & Environment**, v. 22, p. 583–621, 1999.

STOCLET, J. C. *et al.* Vascular protection by dietary polyphenols. **European Journal Pharmacology**, v.500, p.299-313, 2004.

STROHECKER, R.; HENNING, H.M. **Analisis de vitaminas: métodos comprobados**. Madrid: Paz Montalvo, 428 p, 1967.

SUMNER, M. D.; ELLIOT-ELLER, M.; WEIDNER, G.; DAUBENMEIER, J. J.; CHEW, M. H.; MARLIN, R.; RAISIN, C. J.; ORNISH, D. Effects of pomegranate juice consumption on myocardial perfusion in patients with coronary heart disease. **American Journal Cardiology**, v. 96, p. 810-814, 2005.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719p.

THAIPHANIT, S.; ANPRUNG, P. Physicochemical and flavor changes of fragrant banana (*Musa 109tilizing* AAA group “gross 109tiliz”) during ripening. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 34, p. 366–382, 2010.

THOMPSON, J. E.; LEDGE, R. L.; BARBER, R. F. The role of free radicals in senescence and wounding. **New Phytologist**, v. 105, p. 317–344, 1987.

TODA FRUTA. **Comercialização do maracujazeiro**. Disponível em: < <http://www.todafruta.com.br> >. Acesso em 20 de Abril de 2009.

TOOR, R. K.; SAVAGE, G. P. Antioxidant activity in different fractions of tomatoes. **Food research International**, v. 38, p. 487-494, 2005.

TRABER, M. G.; STEVENS, J. F. Vitamins C and E: Beneficial effects from a mechanistic perspective. **Free Radical Biology & Medicine**, v. 51, p. 1000–1013, 2011.

TSAI, P. J.; WU, S. C.; CHENG, Y. K. Role of polyphenols in antioxidant capacity of napiergrass from different growing seasons. **Food Chemistry**, v. 106, p. 27 - 32, 2008.

TSCHOEP, H.; GIBON, Y.; CARILLO, P.; ARMENGAUD, P.; SZECOWKA, M.; NUNES-NESE, A.; FERNIE, A. R.; KOEHL, K.; STITT, M. Adjustment of growth and central metabolism to a mild but sustained nitrogen limitation in *Arabidopsis*. **Plant, Cell and Environment**, v. 32, p. 300–318, 2009.

VALAVANIDIS, A.; VLACHOGIANNI, T.; PSOMAS, A.; ZOVOILI, A.; SIATIS, V. Polyphenolic profile and antioxidant activity of five apple cultivars grown under organic and conventional agricultural practices. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 44, p. 1167-1175, 2009.

VENDRANINI, A. L.; TRUGO, L. C.; Chemical composition of acerola fruit (*Malpighia puniceifolia* L.) at three stages of maturity. **Food Chemistry**, v. 71, p. 195-198, 2000.

VIANNA-SILVA, T.; RESENDE, E. D.; VIANA, A. P.; PEREIRA, S. M. F.; CARLOS, L. A.; VITORAZI, L. Qualidade do suco de maracujá-amarelo em diferentes épocas de colheita. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 28, p. 545-550, 2008.

VISHNU PRASANNA, K. N.; SUDHAKAR RAO, D. V.; KRISHNAMURTHY, S. Effect of storage temperature on ripening and quality of custard apple (*Annona squamosa* L.) fruits. **Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, v. 75, p. 546–550, 2000.

VOLP, A. C. P.; RENHE, I. R. T.; BARRA, K.; STRINGUETA, P. C. flavonóides antocianinas: características e propriedades na nutrição e saúde. **Revista Brasileira de Nutrição**, v. 23, p. 141-149, 2008.

WAKABAYASHI, H.; FUKUSHIMA, H.; YAMADA, T.; KAWASE, M.; SHIRATAKI, Y.; SATOH, K.; TOBE, T.; HASHIMOTO, K.; KURIHARA, T.; MOTOHASHI, N. SAKAGAMI, H. Inhibition of LPS-stimulated NO production in mouse macrophage-like cells by Barbados cherry, a fruit of *Malpighi emarginata* DC. **Anticancer**, v. 23, p. 3237-3242, 2003.

WANG, H., CAO, G.H., PRIOR, R.L. Total antioxidant capacity of fruits. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 44, p. 701–705, 1996.

WANG, J.; MAZZA, G. Effects of anthocyanins and other phenolic compounds on the production of tumor necrosis factor alpha in LPS/IFN-gamma-activated RA W 264.7 macrophages. **Journal Agriculture Food Chemistry**, v.50, p.4183-4189, 2002.

WANG, S. Y.; CHEN, C. T.; SCIARAPPA, W.; WANG, C. Y.; CAMP, M. J. Fruit quality, antioxidant capacity, and flavonoid content of organically and conventionally grown blueberries. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 56, p. 5788-5794, 2008.

WANG, S. Y.; JIAO, H. Changes in oxygen-scavenging systems and membrane lipid peroxidation during maturation and ripening in blackberry. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 49, p. 1612-1619, 2001.

WHITEHEAD, T.P.; ROBINSON, D.; ALLAWAY, S.; SYMS, J.; HALE, A. Effect of red wine ingestion on the antioxidant capacity of serum. **Clinical Chemistry**, v. 41, p. 32-35, 1995.

WILLER, H; YUSSEFI-HENZLER, M.; SORENSEN, N. **The world of organic agriculture**. Disponível em: <<http://faostat.fao.gov>>. Acesso em 15 de dezembro de 2011.

WILLS, R. B. H.; POI, A.; GREENFIELD, H.; HIGNEY, C. J. Postharvest changes in fruit composition of *Annona atemoya* during ripening and effects of storage temperature on ripening. **HortScience**, v. 19, p. 96-97, 1984.

WILSON, J. X. Mechanism of action of vitamin C in sepsis: ascorbate modulates redox signaling in endothelium. **Biofactors**, v. 35, p. 5-13, 2009.

WINTER, C. K.; DAVIS, S. F. Organic foods. **Journal of Food Science**, v. 71, p. 117-124, 2006.

YANG, C. S., LANDAU, J. M.; HUANG, M. T.; NEWMARK, H. L.. Inhibition of carcinogenesis by dietary polyphenolic compounds. **Annual Reviews. Nutrition**. v. 21, p. 381-406, 2001.

ZHU, Q.Y.; HUANG, Y.; TSANG, D.; CHEN, Z-Y. Regeneration of alpha-tocopherol in human low-density lipoprotein by green tea catechin. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 47, p. 2020-2025, 1999.

ZHU, S.; SUN, L.; LIU, M.; ZHOU, J. Effect of nitric oxide on reactive oxygen species and antioxidant enzymes in Kiwifruit during storage. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 88, p. 2324-2331, 2008.

ZUSHI, K.; MATSUZOE, N.; KITANO, M. Developmental and tissue-specific changes in oxidative parameters and antioxidant systems in tomato fruits grown under salt stress. **Scientia Horticulturae**, v. 122, p. 362-368, 2009.

APÊNDICES

APÊNDICE A – Metabolismo durante o amadurecimento do maracujá cultivado nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Maracujá			
Análises	Estádios	OG	CV
Peroxidação de Lipídios (nmol MDA g ⁻¹ MF)	Maturidade Fisiológica	57,96 ± 1,19 Ab	23,92 ± 1,98 Bb
	Maduro	84,79 ± 2,22 Aa	56,72 ± 3,84 Ba
PAL (µmol ácido trans-cinâmico .h- .mg ⁻¹ P)	Maturidade Fisiológica	27,13 ± 2,38 Aa	21,76 ± 1,28 Ba
	Maduro	25,64 ± 3,48 Aa	25,91 ± 0,13 Aa
APX (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P , min ⁻¹)	Maturidade Fisiológica	1,96 ± 0,28 Aa	0,45 ± 0,35 Ba
	Maduro	1,75 ± 0,39 Aa	0,73 ± 0,46 Ba
CAT (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P , min ⁻¹)	Maturidade Fisiológica	24,19 ± 1,95 Aa	8,49 ± 2,23 Bb
	Maduro	19,03 ± 7,00 Aa	26,33 ± 10,48 Aa
SOD (UAE ,mg ⁻¹ P)	Maturidade Fisiológica	355,41 ± 28,20 Aa	233,39 ± 53,50 Ba
	Maduro	261,61 ± 33,38 Aa	312,97 ± 35,29 Aa

Legenda: PAL= fenilalanina amônia liase, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna ou mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey (p≥0,05).

APÊNDICE B – Metabolismo durante o desenvolvimento da banana cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Banana			
Análises	Estádios	OG	CV
Peroxidação de Lipídios (nmol MDA g ⁻¹ FW)	Imaturo	3,01 ± 6,65 Ac	3,71 ± 0,74 Ac
	Maturidade Fisiológica	22,58 ± 2,44 Ab	14,57 ± 2,82 Ab
	Maduro	46,18 ± 8,66 Aa	44,52 ± 6,10 Aa
PAL (µmol ácido trans-cinâmico .h- .mg ⁻¹ P)	Imaturo	35,33 ± 1,42 Bc	55,29 ± 1,41 Aa
	Maturidade Fisiológica	58,20 ± 2,98 Ab	5,38 ± 1,57 Bb
	Maduro	82,75 ± 4,17 Aa	2,39 ± 0,07 Bb
APX (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	0,29 ± 0,14 Ba	2,98 ± 0,40 Aa
	Maturidade Fisiológica	0,26 ± 0,08 Ba	1,15 ± 0,19 Ab
	Maduro	0,12 ± 0,03 Aa	0,49 ± 0,05 Ac
CAT (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	8,76 ± 1,51 Ba	26,41 ± 8,18 Aa
	Maturidade Fisiológica	4,97 ± 1,38 Aa	9,04 ± 4,26 Ab
	Maduro	4,11 ± 1,34 Aa	10,45 ± 8,31 Ab
SOD (UAE .mg ⁻¹ P)	Imaturo	310,49 ± 15,38 Ba	1207,08 ± 215,55 Aa
	Maturidade Fisiológica	172,57 ± 16,24 Aa	76,05 ± 5,28 Ab
	Maduro	155,17 ± 18,26 Aa	32,41 ± 1,12 Aa

Legenda: PAL= fenilalanina amônia liase, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna ou mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey (p≥0,05).

APÊNDICE C – Metabolismo durante o desenvolvimento do tomate cultivado nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Tomate			
Análises	Estádios	OG	CV
Peroxidação de Lipídios (nmol MDA g ⁻¹ MF)	Imaturo	16,93 ± 1,54 Aab	9,84 ± 0,90 Ba
	Maturidade Fisiológica	14,09 ± 2,71 Ab	7,20 ± 2,18 Aa
	Maduro	19,24 ± 0,09 Aa	8,06 ± 0,65 Ba
PAL (µmol ácido trans-cinâmico .h- .mg ⁻¹ P)	Imaturo	6,72 ± 0,88 Ab	2,54 ± 0,24 Ba
	Maturidade Fisiológica	8,22 ± 0,67 Ab	4,06 ± 0,29 Ba
	Maduro	11,43 ± 0,71 Aa	4,80 ± 0,89 Ba
APX (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	0,74 ± 0,12 Ab	0,74 ± 0,19 Aa
	Maturidade Fisiológica	1,12 ± 0,10 Aa	0,98 ± 0,12 Aa
	Maduro	1,01 ± 0,11 Aab	0,98 ± 0,11 Aa
CAT (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	4,27 ± 0,20 Aa	4,78 ± 5,22 Ab
	Maturidade Fisiológica	3,90 ± 1,63 Aa	8,28 ± 4,41 Aab
	Maduro	5,07 ± 1,67 Ba	16,46 ± 6,05 Aa
SOD (UAE .mg ⁻¹ P)	Imaturo	104,95 ± 21,15 Aab	42,16 ± 6,90 Ba
	Maturidade Fisiológica	77,05 ± 21,02 Ab	47,38 ± 6,50 Aa
	Maduro	121,76 ± 8,33 Aa	22,27 ± 10,08 Ba

Legenda: PAL= fenilalanina amAPX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna ou mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey (p≥0,05).

APÊNDICE D – Metabolismo durante o amadurecimento da ata cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Ata			
Análises	Estádios	OG	CV
Peroxidação de Lipídios (nmol MDA g ⁻¹ MF)	Imaturo	78,75 ± 0,23 Aa	6,62 ± 2,89 Bb
	Maturidade Fisiológica	78,33 ± 1,37 B	131,13 ± 8,46 Ba
PAL (µmol ácido trans-cinâmico .h- .mg ⁻¹ P)	Imaturo	50,78 ± 9,85 Aa	26,62 ± 8,90 Ba
	Maturidade Fisiológica	11,69 ± 1,03 Ab	9,98 ± 1,49 Ab
APX (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	0,09 ± 0,02 Ba	1,11 ± 0,28 Aa
	Maturidade Fisiológica	0,19 ± 0,10 Aa	0,24 ± 0,13 Ab
CAT (µmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	79,80 ± 10,21 Ab	17,89 ± 3,91 Ba
	Maturidade Fisiológica	0,43 ± 0,07 Aa	5,55 ± 3,26 Aa
SOD (UAE .mg ⁻¹ P)	Imaturo	36,45 ± 4,67 Ba	108,21 ± 14,65 Aa
	Maturidade Fisiológica	6,88 ± 0,61 Ab	19,44 ± 4,23 Ab

Legenda: PAL= fenilalanina amônia liase, APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna ou mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey (p≥0,05).

APÊNDICE E – Metabolismo durante o desenvolvimento da acerola cultivada nos sistemas de produção orgânico (OG) e convencional (CV).

Acerola			
Análises	Estádios	OG	CV
Peroxidação de Lipídios (nmol MDA g ⁻¹ MF)	Imaturo	90,16 ± 7,87 Aa	39,57 ± 7,12 Ba
	Maturidade Fisiológica	90,59 ± 13,20 Aa	45,59 ± 7,08 Ba
	Maduro	85,97 ± 6,40 Aa	58,82 ± 11,75 Ba
APX (μmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	1,77 ± 0,45 Aa	1,34 ± 0,22 Aa
	Maturidade Fisiológica	1,78 ± 0,47 Aa	0,72 ± 0,07 Ba
	Maduro	1,35 ± 0,44 Aa	1,08 ± 0,03 Aa
CAT (μmol H ₂ O ₂ mg ⁻¹ P . min ⁻¹)	Imaturo	1260,73 ± 50,69 Aa	1309,01 ± 15,57 Aa
	Maturidade Fisiológica	948,33 ± 14,51 Bb	1345,42 ± 31,52 Aa
	Maduro	552,64 ± 7,79 Ac	526,88 ± 20,90 Ab
SOD (UAE .mg ⁻¹ P)	Imaturo	914,38 ± 10,72 Aa	698,57 ± 50,67 Ba
	Maturidade Fisiológica	694,46 ± 64,44 Ab	151,84 ± 30,17 Bc
	Maduro	240,53 ± 21,98 Bc	380,49 ± 13,24 Ab

Legenda: APX= peroxidase do ascorbato, CAT= catalase, SOD= dismutase do superóxido. Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna ou mesma letra maiúscula na linha não diferem estatisticamente entre os estádios desenvolvimento e sistemas de produção, respectivamente, pelo Teste de Tukey (p≥0,05).