



**UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

LUCÉLIA KÁTIA DE LIMA

**FISIOLOGIA DA MATURAÇÃO, QUALIDADE, PROPRIEDADES FUNCIONAIS,
PERFIS DE VOLÁTEIS E MINERAIS DE FRUTOS DE CAJARANEIRA DO SERTÃO
(*Spondias* sp.) DURANTE A MATURAÇÃO**

**AREIA
2022**

LUCÉLIA KÁTIA DE LIMA

**FISIOLOGIA DA MATURAÇÃO, QUALIDADE, PROPRIEDADES FUNCIONAIS,
PERFIS DE VOLÁTEIS E MINERAIS DE FRUTOS DE CAJARANEIRA DO SERTÃO
(*Spondias* sp.) DURANTE A MATURAÇÃO**

Trabalho de Tese apresentado ao Programa de Pós-graduação em Agronomia da Universidade Federal da Paraíba, como requisito parcial à obtenção do título de Doutora em Agronomia.

Orientadora: Prof^a. Dra Silvana de Melo Silva.

**AREIA
2022**

Catálogo na publicação
Seção de Catalogação e Classificação

L732f Lima, Lucélia Kátia de.

Fisiologia da maturação, qualidade, propriedades funcionais, perfis de voláteis e minerais de frutos de cajaraneira do sertão (spondias sp.) durante a maturação / Lucélia Kátia de Lima. - Areia:UFPB/CCA, 2022.

96 f.

Orientação: Silvanda de Melo Silva.
Tese (Doutorado) - UFPB/CCA.

1. Agronomia. 2. Carotenoides. 3. Flavonoides amarelos. 4. Ésteres. 5. Terpenos. 6. Minerais. I. Silva, Silvanda de Melo. II. Título.

UFPB/CCA-AREIA

CDU 631/635(043.2)

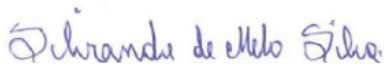
LUCÉLIA KÁTIA DE LIMA

**FISIOLOGIA DA MATURAÇÃO, QUALIDADE, PROPRIEDADES FUNCIONAIS,
PERFIS DE VOLÁTEIS E MINERAIS DE FRUTOS DE CAJARANEIRA DO
SERTÃO (*Spondias* sp.) DURANTE A MATURAÇÃO**

Trabalho de Tese apresentado ao
Programa de Pós-graduação em
Agronomia da Universidade Federal da
Paraíba, como requisito parcial à
obtenção do título de Doutora em
Agronomia.

Aprovado em: 30/11/2021

BANCA EXAMINADORA



Prof^a. Dra. Silvana de Melo Silva
(Orientadora)
PPGA/CCA/UFPB, Presidente



Prof^a. Dra. Rejane Maria Nunes Mendonça
PPGA/CCA/UFPB, Examinador Interno



Prof^a. Dra. Josivanda Palmeira Gomes
PPGEA/UFCG, Examinador Externo



Prof^a. Dra. Maria Terezinha Santos Leite Neta
PPGCTA/UFSE, Examinador Externo



Prof. Dr. Ovidio Ricardo Dantas Junior
IFPB, Examinador Externo

Aos meus pais, Antônia Canuto de Lima (*in memoriam*) e
José Neco de Lima, DEDICO.

AGRADECIMENTOS

A Deus, à Nossa Senhora das Angústias por dar paz.

Aos Meus pais, José Neco de Lima e Antônia Canuto de Lima, que sempre me ensinaram a ter coragem.

Aos meus irmãos, minhas cunhadas e aos meus sobrinhos e sobrinhas.

A Antonio Samuel Alves da Silva e sua família pelo apoio.

À professora Dra Silvanda de Melo Silva, pela orientação.

À banca examinadora pelas sugestões.

Ao Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Paraíba e ao Programa de Pós-graduação em Agronomia.

À CAPES, pelo apoio financeiro.

À Universidade Federal de Sergipe (UFSE), pela parceria estabelecida fornecendo suporte para enriquecer a pesquisa.

Ao Núcleo de Tecnologia do Ceará (NUTEC-CE), em especial à Cleidiane Gomes Lima pela colaboração.

Ao Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia da Paraíba – Campus Sousa.

Aos companheiros do Programa DINTER IFPB/UFPB, por compartilhar suas experiências.

Ao Setor Agroindústria IFPB pela compreensão e colaboração, nas pessoas de Laiza de Oliveira Pessoa, Jesiel Rodrigues da Silva, João Ferreira Neto, Maria das Dores Sales Barreto, Suely Cristina Pereira de Lima, Juliana Maria Guedes de Oliveira, Poliana Sousa Epaminondas, Bruno Alexandre de Araújo Sousa, Sonnelle Silva Costa, Dalany Menezes Oliveira e Ana Carolina de Almeida Lins Moura.

Às amigas Luciana Gama de Mendonça, Paula Luciana Rodrigues de Sousa, Karine Lima de Pinho, Sanyelle Lima Sousa, Francisca Pereira de Moraes, Cícera Auxiliadora Furtado Fernandes e Leda Valéria Ramos Santana.

A toda equipe do Laboratório de Biologia e Tecnologia Pós-Colheita que me deram suporte e acolhimento importantíssimos para a realização das atividades, principalmente a Francisco de Assys Romero da Mota Sousa, Thiane de Lima Rodrigues, Kagiaany Meirele Santos, Bruna Melo dos Santos, Mariany Cruz Alves da Silva, Bruno Martins da Silva e Alex Sandro Bezerra de Sousa.

Aos amigos de Areia, Rozani Barboza dos Santos, Seu Manoel Lopes da Silva e família pelo acolhimento.

A todos que contribuíram para a execução dessa pesquisa. Muito Obrigada!

LIMA, L. K. **Fisiologia da maturação, qualidade, propriedades funcionais, perfil de voláteis e minerais de frutos de cajaraneira do Sertão (*Spondias* sp.) durante a maturação.** Areia, 2022. 96p. Tese (Doutorado em Agronomia). Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Paraíba. Orientador: Prof^a. Silvanda de Melo Silva, PhD.

RESUMO

A Cajaraneira do Sertão (*Spondias* sp.) presente no bioma Caatinga é uma frutífera encontrada nos estados do Ceará, Paraíba e Rio Grande do Norte e produz frutos que são atrativos devido à coloração alaranjado forte e sabor exótico. Estudos aprofundados sobre a fisiologia da maturação, propriedades funcionais e perfil de voláteis nas porções do fruto são importantes para definir seu potencial nutricional e funcional, permitindo valorizar uma espécie subexplorada que não apresenta cultivo comercial. Assim, esta pesquisa foi realizada em dois experimentos: I - O objetivo foi caracterizar a fisiologia da maturação e qualidade de frutos em cinco estádios de maturação, determinando-se a produção de etileno, taxa respiratória e atributos físicos. Na casca e polpa foram medidos os atributos físico-químicos, compostos bioativos e atividades antioxidante e enzimática; II - Definir o perfil de minerais e o perfil dos compostos voláteis na casca e polpa dos frutos. Os frutos foram colhidos de 28 plantas propagadas por estaca de pomares localizadas no município de Tarrafas, Ceará, Brasil. O delineamento foi o inteiramente casualizado. No laboratório, os frutos foram classificados em cinco estádios de maturação de acordo com a cor da casca. Os atributos físicos foram avaliados em 30 frutos íntegros, para cada estágio de maturação, em quatro repetições. Para determinar a taxa respiratória e a produção de etileno foi utilizado cerca de 250 g para cada estágio de maturação, avaliados na condição ambiente (24 ± 2 °C e $74 \pm 2\%$ UR). As avaliações físico-químicas, compostos bioativos, atividades antioxidante e enzimática, perfis de minerais e de compostos voláteis foram realizadas na casca e polpa. Os principais resultados foram: Experimento I – Frutos da cajaraneira do Sertão apresentaram padrão respiratório típico climatérico. Observou-se aumento no diâmetro e massa fresca com o avanço da maturação. Os frutos apresentaram elevado aporte de carotenoides, atividade antioxidante e enzimática, que foram maiores na casca do que na polpa durante a maturação. Experimento II – Foram quantificados 22 minerais, com K, Ca, P, Mg e Fe presentes em maiores teores nesta ordem. Foram identificados 45 compostos voláteis na casca e 53 na polpa. No perfil de voláteis, os terpenos foram em maior número, seguidos de ésteres, aldeídos e álcoois. Os voláteis majoritários foram α -Copaene, Allo-Ocimene, β -Caryophyllene, trans- β -Ocimenes, Limonene, (Z)-Ocimene, Ethyl butanoate, Butyl acetate, Ethyl hexanoate. Em geral, o conteúdo de ésteres aumentou tanto na casca quanto na polpa; enquanto a maioria dos aldeídos e terpenos diminuíram com o avanço da maturação. Os frutos apresentaram máxima qualidade nos dois últimos estádios, laranja amarelado e totalmente laranja. A casca apresentou maiores teores para a maioria dos parâmetros avaliados, com exceção dos carotenóides que foram superiores na polpa. Os frutos também são fontes de outros compostos bioativos como flavanóides amarelo e voláteis, apresentando elevada atividade antioxidante, indicando que seu consumo é benéfico à saúde. Além disso, são boas fontes de minerais importantes para a nutrição. A Cajarana do Sertão, portanto, é um fruto de amplo potencial de consumo, que deve ser valorizado pelos aspectos diferenciais de qualidade e propriedades funcionais.

Palavras-chave: carotenoides; flavonoides amarelos; ésteres; terpenos; minerais.

LIMA, L. K. **Maturation physiology, quality, functional properties, volatile, and mineral profiles of Cajaraneira do Sertão (*Spondias* sp.) fruits during maturation.** Areia, 2022. 96p. Thesis (Doctoral Degree in Agronomy). Center of Agrarian Sciences, Federal University of Paraíba. Advisor: Prof. Silvanda de Melo Silva, PhD.

ABSTRACT

“Cajaraneira do Sertão” (*Spondias* sp.), present in the Caatinga biome, is found in the Brazilian Northeast, mainly in Ceará, Paraíba, and Rio Grande do Norte states and produces fruits that are attractive due to their strong orange color and exotic flavor. Therefore, in-depth studies on the maturation physiology, functional properties, and volatile profile of the fruit in its portions are important to define its nutritional and functional potential, allowing to value an underexploited species that still does not have commercial cultivation. Thus, this research was carried out in two experiments: I - The objective was to characterize fruit maturation physiology and quality, determining ethylene production, respiratory rate and physical attributes. The physicochemical attributes, bioactive compounds, and antioxidant and enzymatic activities were also determined in the peel and pulp; II - Define the minerals and volatile compounds profiles in the peel and pulp of fruits at five maturity stages. Fruits were harvested from 28 plants propagated by spearing from orchards located in the municipality of Tarrafas, Ceará, Brazil. The experimental design was the completely randomized and four replications were used. In the laboratory, fruits evaluated in the experiments were classified into five maturity stages according to the peel color. The physical attributes were evaluated in 30 intact fruits, for each stage of maturation, in four replications. To determine the respiratory rate and ethylene production, approximately 250 g were used for each maturity stage, evaluated at room conditions (24 ± 2 °C and $74 \pm 2\%$ RH). Physicochemical evaluations, bioactive compounds, antioxidant and enzymatic activities, mineral and volatile compounds profiles were performed in the peel and pulp. The main results were: Experiment I – Cajaraneira do Sertão fruits showed a typical climacteric respiratory pattern. An increase in diameter and fresh mass was observed with advancing fruit maturation. The fruits showed high levels of carotenoids, antioxidant and enzymatic activity, which increased more in the peel than pulp during maturation. Experiment II – Twenty-two minerals were quantified, with K, Ca, P, Mg, and Fe present in higher levels. A total of 45 volatile compounds was identified in the peel and 53 in the pulp. In the volatile profile, the terpenes were the highest number of compounds, followed by esters, aldehydes, and alcohols. The major volatile s identified were α -Copaene, Allo-Ocimene, β -Caryophyllene, trans- β -Ocimenes, Limonene, (Z)-Ocimene, Ethyl butanoate, Butyl acetate, Ethyl hexanoate. In general, during maturation, the ester content increased both in the peel and pulp; while most aldehydes and terpenes decreased. Fruits showed maximum quality in the last two stages, yellowish orange and totally orange. The peel showed higher levels for most of the parameters evaluated, excepted by carotenoids, which were higher in the pulp. They are also sources of other bioactive compounds such as yellow flavanoids and volatile, presenting high antioxidant activity, indicating that their consumption is beneficial to health. In addition, are good sources of minerals important for nutrition. Cajaranan do Sertão, therefore, is a fruit with ample potential, which should be valued for its differential aspects of quality and functional properties.

Keywords: carotenoids; yellow flavonoids; esters; terpenes; minerals.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

REFERENCIAL TEÓRICO

Figura 1 - Cajaraneira do Sertão - <i>Spondias</i> sp.	13
Figura 2 - <i>Spondias</i> sp. em diferentes estádios de maturação	13
Figura 3 - Estádios de maturação da Cajarana do Sertão - <i>Spondias</i> sp.....	14
Figura 4 - Fruto Cajarana do Sertão e suas partes	14

Artigo I - FISILOGIA, QUALIDADE E PROPRIEDADES FUNCIONAIS DE FRUTOS DE *Spondias* sp. DURANTE A MATURAÇÃO

Figura 1 - Estádios de maturação de acordo com a cor da casca observado após a colheita ...	37
Figura 2 - Fluxograma representativo do preparo das amostras.....	38
Figura 3 - Produção de etileno ($\mu\text{L/kg h}$) e CO_2 ($\text{mg CO}_2/\text{kg h}$) em frutos Cajarana do Sertão em diferentes estádios de maturação	41
Figura 4 - Correlação entre as atividades antioxidantes (ABTS e DPPH) e os níveis de compostos bioativos da casca e da polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação.....	51
Figura 5 - Biplots dos autovetores das variáveis que contribuíram para a capacidade antioxidante da casca (A) e da polpa (B) com as pontuações para a Cajarana do Sertão em cinco estádio de maturação dos 2 primeiros componentes principais	54

Artigo II - PERFIS DE COMPOSTOS VOLÁTEIS E MINERAIS NA POLPA E NA CASCA DE FRUTOS DA CAJARANEIRA DO SERTÃO (*Spondias* sp.) DURANTE A MATURAÇÃO

Figura 1 - A) cajaraneira, B) cachos de Cajarana do Sertão e C) frutos maduros apresentam coloração amarela alaranjada.....	66
Figura 2 - Estádios de maturação de acordo com a cor da casca observado após a colheita ...	68
Figura 3 - Concentração de minerais ($\text{mg}/100\text{g}$) determinados na casca e polpa da Cajarana do Sertão	74
Figura 4 - Classes e concentrações de compostos voláteis ($\mu\text{g/Kg}$) na casca e polpa durante a maturação de frutos da cajaraneira do Sertão	80

LISTA DE TABELAS

REFERENCIAL TEÓRICO

Tabela 1 - Compostos voláteis presentes em diferentes espécies de <i>Spondias</i>	17
---	----

Artigo I - FISILOGIA, QUALIDADE E PROPRIEDADES FUNCIONAIS DE FRUTOS DE *Spondias* sp. DURANTE A MATURAÇÃO

Tabela 1. Análises físicas da Cajarana do Sertão	42
Tabela 2. Evolução das características físico-químicas nos estádios de maturação na casca e na polpa da Cajarana do Sertão	44
Tabela 3. Compostos bioativos na casca e na polpa na Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação.....	47
Tabela 4. Atividade antioxidante total (AAT) e enzimática na casca e polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação	50
Tabela 5. Autovetores e autovalores de duas componentes principais (CP1 e CP2), com base nas variáveis que contribuíram para a capacidade antioxidante da casca e polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação	53

Artigo II - PERFIS DE COMPOSTOS VOLÁTEIS E MINERAIS NA POLPA E NA CASCA DE FRUTOS DA CAJARANEIRA DO SERTÃO (*Spondias* sp.) DURANTE A MATURAÇÃO

Tabela - 1 Quantificação das mudanças no perfil de minerais através de ICP-OES nos estádios de maturação da Cajarana do Sertão.....	71
Tabela - 2 Comparação entre a composição mineral de diferentes frutas do gênero <i>Spondias</i> (mg/100 g da amostra).....	75
Tabela - 3 Perfil compostos voláteis presente na casca e polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação, em percentual de área	78
Tabela - 4 Compostos orgânicos voláteis (µg/kg) presentes na casca e polpa nos cinco estágios de maturação frutos Cajarana do Sertão	81
Tabela - 5 Descrição dos principais compostos voláteis componentes do odor, na casca e polpa de frutos da cajaraneira do Sertão.....	87

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO GERAL	10
2. REFERENCIAL TEÓRICO	12
2.1 Cajarana do Sertão - <i>Spondias</i> sp.....	12
2.2 Compostos bioativos.....	14
2.3 Compostos voláteis	16
2.4 Maturação e atributos de qualidade dos frutos	21
3. ARTIGO I	33
1. Introdução.....	36
2. Material e métodos	37
2.1 Material vegetal	37
2.2 Métodos.....	39
2.3 Análise estatística.....	40
3. Resultados e discussão	41
4. Conclusões	55
4. ARTIGO II.....	63
1. Introdução.....	66
2. Material e métodos	68
2.1 Material vegetal	68
2.2 Perfil de minerais	69
2.3 Extração dos compostos voláteis por SBSE (Stir Bar Sorptive Extraction).....	69
2.4 Análise dos compostos voláteis por GC-MS	69
2.5 Quantificação dos compostos voláteis	70
2.6 Análise estatística.....	70
3. Resultados e discussão	70
4. Conclusões	91
5. CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	96

1. INTRODUÇÃO GERAL

O Brasil é o país que apresenta a maior biodiversidade do planeta possuindo uma grande variedade de espécies frutíferas nativas e exóticas com mais de 40 mil espécies vegetais diferentes presentes nos seus seis biomas: Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal, o que equivale a um percentual acima de 20% da flora mundial (CARVALHO; CONTE-JUNIOR, 2021; TEIXEIRA et al., 2019).

A Caatinga corresponde a 11% do território nacional, sendo um bioma exclusivamente brasileiro. Na região Nordeste do Brasil esse bioma abrange os estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte, Sergipe e uma pequena porção ao norte do estado de Minas Gerais na região Sudeste (BRASIL, 2021).

A vegetação da Caatinga é adaptada à escassez de água. A média anual de precipitação varia de 240 a 1500 mm, ocorrendo entre os meses de janeiro a março. Possui uma taxa de evaporação de 2000 mm e altas temperaturas anuais (em torno de 27 °C). Outra característica é o solo raso e pedregoso com presença de rios e riachos temporários devido ao baixo índice pluviométrico (LEAL; AGRA, 2005; LISBOA et al., 2020). Essas condições ambientais influenciam as rotas biossintéticas dos compostos secundários associados à defesa vegetal contra os fatores abióticos (ALMEIDA; AMORIM; ALBUQUERQUE, 2011).

Foram registradas para esse bioma 3347 espécies, 962 gêneros e 153 famílias de plantas, entre os quais 29 gêneros e 526 espécies são endêmicas (FERNANDES; CARDOSO; QUEIROZ, 2020). Dentre as inúmeras espécies presentes na Caatinga, pode-se destacar as do gênero *Spondias* pertencente à família Anacardiaceae como a *Spondia tuberosa* popularmente denominado de umbu e as *Spondias* spp. umbuguela, umbu-cajá e Cajarana do Sertão que ainda não tem taxonomia definida (CORADIN; CAMILLO; PAREYN, 2018; DANTAS et al., 2016; MITCHELL; DALY, 2015; SOUZA; PORTO FILHO; MENDES, 2020).

Nos últimos anos, pesquisadores tem demonstrado interesse em investigar a presença de compostos bioativos e propriedades funcionais em frutos brasileiros presentes em diferentes biomas como na Amazônia, Cerrado e Caatinga. São alimentos que além de nutrir também proporcionam benefícios à saúde, pois podem prevenir uma série de doenças como câncer, diabetes mellitus tipo 2, doenças cardiovasculares e neurodegenerativas devido sua função antioxidante (STAFUSSA et al., 2018). Muitas dessas espécies são exploradas economicamente, porém, várias outras espécies frutíferas nativas são subexploradas e permanecem desconhecidas por grande parte da população e pelas indústrias alimentícias, farmacêutica e cosmética, sendo consumidas apenas localmente, com obtenção de forma

extrativa. Apenas algumas espécies têm seus benefícios à saúde determinados em estudos de bioatividade (ANUNCIAÇÃO et al., 2019; TEIXEIRA et al., 2019).

As espécies da família Anacardiaceae são conhecidas por conter uma grande diversidade de compostos com propriedades bioativas presentes nos frutos, folhas e caules. (SCHULZE-KAYSERS; FEUEREISEN; SCHIEBER, 2015). Esta família inclui membros bem conhecidos para uso alimentar, por exemplo, caju (*Anacardium occidentale* L.) (AGEDAH; BAWO; NYANANYO, 2010), manga (*Mangifera indica* L.) (MIRZA et al., 2021), ciriguela (*Spondias purpurea*) e cajá (*Spondias mombin*) (SILVA et al., 2012).

A Cajaraneira do Sertão (*Spondias* sp.) está presente no bioma Caatinga, na região Nordeste do Brasil. É encontrada na mesorregião do Sertão dos estados do Ceará, Paraíba e Rio Grande do Norte, sendo uma planta adaptada às condições climáticas do semiárido que apresenta chuvas irregulares e temperaturas elevadas. Está presente em pomares domésticos sem exploração econômica e propagadas por estaquia a décadas com risco de extinção.

A planta produz frutos atrativos para os consumidores devido à sua cor e ao sabor que são obtidos de forma extrativa; são arredondados e sua cor varia do verde para laranja no último estágio. Possui um sabor doce e ácido sendo consumidos *in natura* com a casca. Também apreciado como suco, possui amplo potencial para mercados emergentes.

A Cajarana do Sertão é um fruto que possui poucas pesquisas as quais revelam o seu potencial funcional. Além disso, uma avaliação sobre as diferenças existentes nas partes comestíveis não foi investigada até o presente estudo, por isso estudos com espécies frutíferas com potencial como a Cajarana do Sertão são essenciais para estimular seu melhor aproveitamento e fortalecer a economia local promovendo o cultivo e a exploração desses frutos. Além disso, estudos que comparam as variações de compostos bioativos e nutricionais em diferentes estádios de maturação são importantes para determinar o período de colheita apropriado com a máxima qualidade do fruto (LADO; GAMBETTA; ZACARIAS, 2018).

Nesse contexto, estudos com a Cajarana do Sertão como a fisiologia da maturação, propriedades funcionais, perfil de minerais e voláteis nas porções dos frutos são importantes para definir seu potencial nutricional e funcional, podendo valorizar uma espécie subexplorada. Com isso, esta pesquisa objetivou determinar a qualidade dos frutos em diferentes estádios de maturação com a determinação da taxa respiratória, produção de etileno e caracterização física. Também foi comparado o teor presente na casca e polpa em relação aos parâmetros físico-químicos, compostos bioativos e atividade antioxidante e enzimática nos diferentes estádios de maturação, além de definir o perfil de minerais, bem como o perfil dos compostos voláteis na casca e polpa em cinco estádios de maturação.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Cajarana do Sertão - *Spondias* sp.

A cajaraneira do Sertão pertence ao gênero *Spondias* e à família Anacardiaceae. Na região dos neotrópicos, Ásia e Oceania estão distribuídas as 18 espécies que compõem o gênero (MITCHELL; DALY, 1995). Algumas são nativas da região Nordeste do Brasil como *Spondias tuberosa* (umbu) e as *Spondias* spp. composta por umbu-cajá, umbuguela e Cajarana do Sertão (CORADIN; CAMILLO; PAREYN, 2018; DANTAS et al., 2016; PORTO FILHO; MENDES, 2020).

Alguns autores afirmam que o umbu-cajá é um híbrido natural entre cajá (*Spondias mombin*) e umbu (*Spondias tuberosa*) (DALY, 2015; SOUZA; PORTO FILHO; MENDES, 2020). A umbuguela também um híbrido entre umbu (*Spondias tuberosa*) e ciriguela (*Spondias purpurea* L.) (DANTAS et al., 2016). Porém, ainda não estão definidas taxonomicamente assim como a Cajarana do Sertão e existe discussão em sua denominação botânica (PORTO FILHO; MENDES, 2020).

A planta apresenta ramos grossos e quebradiços (Figura 1). Está presente no bioma Caatinga, possui características xerófilas e caducifolia sendo disseminada na região do semiárido do Nordeste brasileiro, encontrada em quintais e pomares domésticos e, assim como outras espécies da região, são adaptadas à escassez hídrica provocadas pelas chuvas irregulares durante o ano (GONDIM, 2012; LIMA; SILVA; OLIVEIRA, 2018; SOUZA; PORTO FILHO; MENDES, 2020). A maioria das plantas foram cultivadas há décadas e agora apresenta risco de extinção.

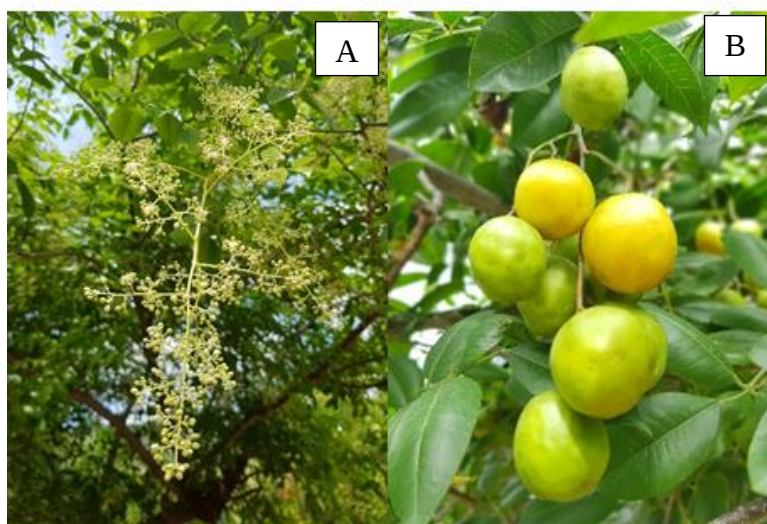
Figura 1 - Cajaraneira do Sertão - *Spondias* sp.



Fonte: Autoria própria

A principal forma de reprodução é assexuada por estaquia. Apresenta crescimento rápido. As folhas possuem de 11 a 13 folíolos e suas flores dispostas em grandes panículas terminais. A floração e frutificação ocorrem entre os meses de novembro a maio, coincidindo com o período chuvoso da região. Os frutos do tipo drupa de forma globosa apresentam-se em cachos (Figura 2) (GOMES, 1987; GONDIM, 2012; LIMA, 2010).

Figura 2 - *Spondias* sp. em diferentes estádios de maturação



Fonte: Autoria própria

(A) Florescimento e (B) Cacho de frutos da Cajarana do Sertão

A Cajarana do Sertão possui boa aceitação para consumo fresco com potencial para uso no setor de agroindústria na produção de polpa congelada, sorvetes, geleias, bebidas

fermentadas (GONDIM, 2012; LIMA, 2010). Porém, não existem áreas de produção comercial e são exploradas de forma extrativa (SOUZA; PORTO FILHO; MENDES, 2020). Durante a maturação a cor muda do verde para laranja no último estágio (Figura 3).

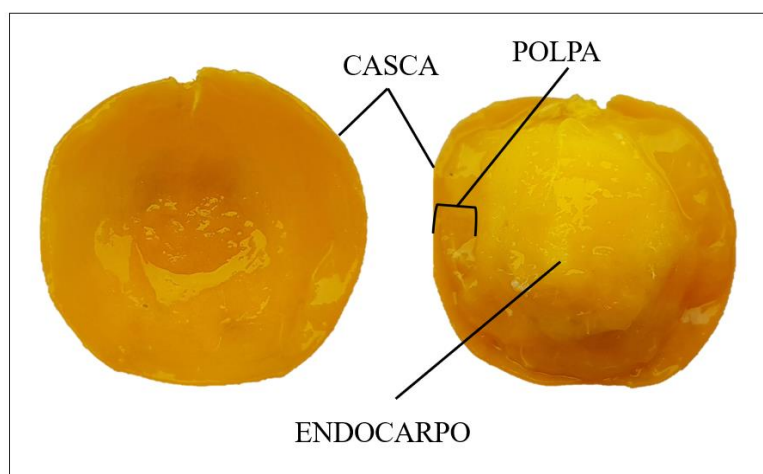
Figura 3 - Estádios de maturação da Cajarana do Sertão - *Spondias* sp.



Fonte: Autoria própria

A polpa sumarenta e compactada de cor amarelo-pálida e sabor ácido doce cobre o endocarpo e a casca comestível apresenta baixa espessura (Figura 4) (GOMES, 1987; GONDIM, 2012; LIMA, 2010).

Figura 4 - Fruto Cajarana do Sertão e suas partes



Fonte: Autoria própria

2.2 Compostos bioativos

Algumas espécies de plantas sintetizam uma variedade de compostos bioativos que interagem com os tecidos vivos desencadeando funções antimicrobiana, antifúngica, e

antioxidante (BANWO et al., 2021). São essenciais para o desenvolvimento da planta. Eles atuam com as funções principais de atrair polinizadores e proteção contra estresses bióticos e abióticos, fornecendo estratégias de sobrevivência e adaptação (CHIKEZIE; IBEGBULEM; MBAGWU, 2015). Os estresses bióticos são causados por bactérias, fungos e leveduras (ATKINSON; URWIN, 2012). Já os estresses abióticos ocorrem pela irradiação UV-B, temperaturas extremas, baixo potencial hídrico, deficiência mineral ou presença de metais tóxicos. Com isso, alteram potencialmente a produção de metabólitos secundários (SAMYNATHAN et al., 2021).

Pesquisas na área de identificação de fontes desses compostos bioativos têm ganhado destaque nos últimos anos. Esse interesse é devido aos benefícios à saúde causados principalmente por sua capacidade antioxidante. Estudos apontam que o consumo de frutas e hortaliças podem prevenir uma série de doenças crônicas não transmissíveis (DCNT) como câncer, diabetes mellitus tipo 2, doenças cardiovasculares e neurodegenerativas.

As células eucarióticas realizam reações metabólicas formando subprodutos de oxigênio conhecidos como espécies reativas de oxigênio (EROs). São gerados principalmente pela cadeia respiratória mitocondrial durante o processo de fosforilação oxidativa (POYTON; BALL; CASTELLO, 2009).

A maioria das EROs são os radicais livres. Eles são estruturas químicas com elétrons desemparelhados possuindo alta reatividade, são exemplos radical hidroxila (OH), ânion superóxido (O_2^-) (GALADARI et al., 2017). Apesar das EROs possuírem algumas funções fisiológicas importantes no organismo humano como sinalizadores no sistema imunológico, podem promover danos celulares nas moléculas de lipídios, proteínas e DNA causando algumas DCNT. Esse dano está relacionado ao desequilíbrio entre a formação das EROs e a ação dos antioxidantes. Quando a produção de EROs excede a capacidade antioxidante de um sistema vivo é uma condição chamada de estresse oxidativo (DI MEO et al., 2016).

Os antioxidantes são compostos de natureza enzimática ou não enzimática com função de neutralizar o efeito do estresse oxidativo. São exemplos enzimas como superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT), ascorbato peroxidase (APX) e peroxidase (POD) e características não enzimáticas como Vitaminas (A, C, E, K), compostos fenólicos, terpenóides, carotenoides e minerais (ZEB, 2021).

O ácido ascórbico (vitamina C) é uma molécula antioxidante que atua neutralizando as EROs principalmente o peróxido de hidrogênio (H_2O_2). Várias enzimas estão envolvidas nesse processo, entre elas SOD, CAT, APX e POD no ciclo do ascorbato-glutationa ou ciclo de Foyer-Halliwel-Ashada (FOYER; NOCTOR, 2011).

Compostos fenólicos: representam um grupo diverso de compostos secundários sintetizados pelas plantas. Eles são conhecidos por seus vários efeitos biológicos incluindo a atividade antioxidante devido a presença de uma ou mais hidroxila (OH) ligados a anéis aromáticos. Isso torna a molécula com sítios possíveis de ligação com as EROs. São classificados segundo suas estruturas químicas em ácidos fenólicos (caféico e p-cumarico), flavonoides, flavonóis, flavones flavanones, flavanóis (catequinas), antocianinas, isoflavones e chalcones (KARAKAYA, 2010).

2.3 Compostos voláteis

Outra classe de bioativos são os terpenos/terpenóides. Esse grupo tem ganhado destaque na última década devido suas propriedades nutricionais e medicinais (NI et al., 2021). Muitos destes são compostos voláteis que contribuem para o aroma e o sabor das frutas. São formados a partir das unidades básicas de 5 carbonos chamado isopreno, o isopentil pirofosfato (IPP) e seu isômero pirofosfato de dimetilalil (DMAPP). As vias biossintéticas desse composto são a via do ácido mevalônico (MVA) e a do 2-C-metil eritritol-4-fosfato (MEP) (KUMAR et al., 2019).

Os carotenoides são um subgrupo dos terpenóides. Ocorre pela condensação de duas unidades diterpenos (20 C) o geranylgeranyl pirofosfato (GPP) formando moléculas com 40 carbonos os tetraterpenoides (BANWO et al., 2021). Fazem parte das principais classes de pigmentos nas plantas junto com o grupo das clorofilas e compostos fenólicos (AGUIRRE-JOYA et al., 2020). Nas plantas participam dos processos de transferência de energia na fotossíntese com função de fotoproteção na captação da luz (ZEB; IMRAN, 2019). A presença de várias insaturações é o que confere a alta reatividade e o potencial antioxidante (BEMFEITO et al., 2020). Responsável pela coloração amarela, vermelha e laranja nos vegetais e flores. São precursores da vitamina A o α -caroteno, β -criptoxantina, β -caroteno. Carotenoides não pró-vitamina A são a zeaxantina e luteína (BANWO et al., 2021).

Vários estudos indicam a presença de compostos bioativos em espécies de *Spondias* presentes em diferentes partes da planta, nos frutos (polpa, cascas e sementes), flores, folhas, caule (Tabela 1) (LIU et al., 2018; MARCILLO-PARRA et al., 2021).

Tabela 1 - Compostos voláteis presentes em diferentes espécies de *Spondias*

Espécie/nome popular	Parte do fruto/ Produto	Localização geográfica da planta	Total de compostos	Classes químicas identificadas	Principais compostos identificados	Ref.
<i>Spondias pinnata</i>	óleo essencial casca de fruta	Sudoeste da China	40	alcoois alifáticos (39,42%) hidrocarbonetos monoterpênicos (29,62%) hidrocarbonetos aromáticos (22,03%)	furfural (17,14%); α -terpineol (13,09%); benzoato de etila (9,05%); salicilato de metila (5,88%); γ -terpineol (5,55%)	Li, et al. (2020)
<i>Spondias purpurea</i> L.	polpa congelada comercial	Fortaleza/CE, Nordeste Brasil	36	11 – Terpenos; 9 – álcoois; 5 – alcanos; 5 – ésteres; 2 – cetonas	hexanal; 3-hexen-1-ol; 2-hexen-1-ol; acetato de etila.	Todisco et al. (2014)
<i>Spondias mombin</i> .	óleos essenciais de folhas frescas e secas	Centro-norte da Nigéria	41	monoterpenóide; sesquiterpenóides; derivados não terpenóides	folhas frescas ; β -cariofileno (27,9%); γ -cadineno (12,3%); α -humuleno (8,1%); β -cadineno (7,8%); óxido de cariofileno (6,9%); 5- isocedranol (6,4%); α -gurjeneno (6,4%); neral (6,2%); α -muuroleno (5,9%); β -elemeno (4,2%); γ -muuroleno (4,0%); geranial (3,7%). folhas secas ; β -cariofileno (30,9%); γ -cadineno (9,7%); 5-isocedranol (9,5%); neral (9,4%); α -gurjeneno (7,4%); β -cadineno (6,6%); óxido de cariofileno (6,2%); α -humuleno (5,4%); α -muuroleno (4,2%); β -elemeno (3,2%); geranial (3,8%).	Oladimeji, et al. (2016)
<i>Spondias</i> sp./Cajá-umbu	polpa congelada comercial	Aracaju/SE Nordeste do Brasil	71	45 – Terpenos (92%); 12 – ésteres (2,64%); 4 – álcoois (0,17%); 2 – aldeídos (1,38%); 5 – furanos (2,09%); 3 – ácidos carboxílicos (1,48%)	β -cariofileno (39,78%); α -cubebeno (10,58%); δ -cadineno (8,96%); α -cariofileno (5,89%); γ -terpineno (3,41%); α -terpineol (3,16%); α -limoneno (2,43%)	Santos, et al. (2021)

Espécie/nome popular	Parte do fruto/ Produto	Localização geográfica da planta	Total de compostos	Classes químicas identificadas	Principais compostos identificados	Ref.
<i>Spondias mombin</i> L./ cajá	polpa congelada comercial	Jundiaí/SP Sudeste Brasil	33	Ésteres; Terpeno; álcool; aldeído	butanoato de etila; acetato de 3-metilbutila; 4-hidroxi-2,5- dimetilfuran-3 (2H)-ona; α -pineno; 3-metilbutanoato de etila; mirceno; hexanoato de etila; (3Z) - hex-3-en-1-ol; 3-hidroxibutanoato de metila; linalol; trans-calameneno; 2-feniletanol; vanilina.	Neiens, Geißlitz e Steinhaus (2017)
<i>Spondias tuberosa</i> / Umbu	polpa fresca	Itambé/PE Nordeste Brasil	112	fruta semi-madura ; 35 – álcoois (16,0%); 11 – aromáticos (19,3%); 9 – aldeídos (4,7%); 14 – cetonas (16,7%); 15 – ésteres (5,8%); 3 – terpenos (4,5%); 7 – compostos de enxofre (5,3%)	fruta semi-madura ; etilbenzeno (8,2%); 1-penten-3-ona (5,7%); 4-metil-3-penten-2-ona (5,6%); p- xileno (4,8%); 2-nonanol (3,6%); 2,2-dimetil-4-octenal (2,7%); tolueno (2,5%); 1-nonanol (2,4%).	Galvão, et al. (2011)
			122	fruta madura ; 34 álcoois (15,8%); 17 ésteres (4,9%); 16 cetonas (19,5%); 11 aromáticos (16,3%); 9 aldeídos (4,4%); 8 terpenos (7,9%); 7 furanos (3,1 %); 6 compostos de enxofre (6,2%).	fruta madura ; 4-metil-3-penten-2-ona (9,5%); etilbenzeno (7,2%); 1-penten-3-ona (5,1%); 2-acetiltiazona (4,9 %); p-xileno (4,2%); 2-nonanol (3,6%); 2,2-dimetil-4-octenal (3,0%); 1-nonanol (2,2%).	
(<i>Spondias citherea</i>) / Umbu-cajá	polpa fresca	Recife/PE Nordeste Brasil	26	Terpenos (87,5%); Ésteres (5,3%).	cis- β -Ocimeno (36%); β -cariofileno (27%); trans -ocimeno (7,4%); d-limoneno (7,1%); α -cariofileno (4,5%).	Franco e Shibamoto (2000)
<i>Spondias</i> sp. / caja-umbu	polpa fresca	Itambé/PE Nordeste Brasil	67	polpa semi-madura ; álcoois; cetonas; ésteres; terpenos.	polpa semi-madura ; β -cariofileno (22,2%); 2-metil-butanal (19,3%); 2-hexanol (18,6%); butirato de etila (7,6%); α -cariofileno (3,9%).	Narain, Galvão e Madruga (2007)

Espécie/nome popular	Parte do fruto/ Produto	Localização geográfica da planta	Total de compostos	Classes químicas identificadas	Principais compostos identificados	Ref.
			70	polpa madura ; 12 cetonas; 12 álcoois; 8 ésteres; 7 terpenos; 5 hidrocarbonetos aromáticos; 5 furanos; 3 aldeídos; 3 alcenos.	polpa madura ; 2-metil butanal (28,4%); 2-hexanol (15,0%); β -cariofileno (14,1%); etil butirato (6,1%); α -cariofileno (2,4%)	
<i>Spondias lutea</i> , L./ cajá	polpa congelada	Feira de Santana/BA	Cajá - 34	Cajá ; álcoois; ésteres; compostos carbonílicos; terpenoides.	Cajá ; n- butanol; butirato de etilo; α -pineno; caproato de etilo; limoneno; γ -terpineno; ocimeno; álcool fenquílico; copaeno; cariofileno.	Augusto (2000)
<i>Spondias purpurea</i> , L./ siriguela	comercial	Nordeste Brasil	siriguela - 27	siriguela ; álcool; álcoois; ésteres; aldeído.	siriguela ; acetato de etilo; álcool isoamílico; aldeído capróico; 3-hexen-1-ol; n- hexanol; nonil aldeído; decil aldeído.	
<i>Spondias</i> sp. / Cajá-umbu		Nordeste Brasil	SDE – 51; SPME – 48.		SDE ; α -terpineno (19,10%); Z-cariofileno (22,68%); SPME ; α -terpineno (9,38%); α -copaeno (7,29%); Zcariofileno (11,17%).	Barreiros, et al. (2018)
<i>Spondias tuberosa</i> / Umbu				Umbu ; Terpenos (88%).	Umbu ; α -Pinene; camphene; β -myrcene; α -phellandrene; D-limonene; (E)-ocimene; allo-ocimene.	Franco e Jazantti (2005)
<i>Spondias citherea</i> / Umbu-cajá				Umbu-cajá ; Terpenos (87%); ésteres (5%).	Umbu-cajá ; (Z) - β -ocimeno (36%); β -caryophyllene; (E)-ocimeno (7,4%); D-limoneno (7,1%); humuleno (4,5%).	
<i>Spondias mombin</i> L.	fruto fresco	Nigéria	46	19 ésteres; 8 álcoois; 4 aldeídos; 2 cetonas; 3 ácidos.	isobutyl 3-hydroxybutanoate; hexanol; ethyl 3-hydroxybutanoate; propyl 3-hydroxybutanoate; benzaldehyde; butyl 3-hydroxybutanoate; linalool.	Adedeji et al. (1991)
<i>Spondias lutea</i> L./ Cajá			100		ácido butanóico; 3-hidroxihexanoato de etila; butanol; 3-hidroxibutanoato de etila; butanoato de butila; 3-hidroxibutanoato	Allegrone e Barbeni (1992)

Espécie/nome popular	Parte do fruto/ Produto	Localização geográfica da planta	Total de compostos	Classes químicas identificadas	Principais compostos identificados	Ref.
<i>Spondias mombin</i> L./cajá			SPME: Taperebá 48; Cajá 47.		de butila.	
<i>Spondias mombin</i> L./Taperebá			SDE: Taperebá 46; Cajá 42.		SPME; Taperebá; (E)-Caryophyllene (18.7%); ethyl butyrate (10.0%); ethyl hexanoate (7.0%); Cajá; myrcene (41.1%); beta-phellandrene (8.5%); SDE; Taperebá; (Z)-caryophyllene (13.2%); limonene (9.5%); Cajá; myrcene (38.0%); p-cymene (6.2%).	Ceva-Antunes et al. (2003)
<i>Spondias mombin</i> L./Cajá	fruto fresco	João Pessoa-PB Nordeste Brasil	33	ésteres (48,7%); Álcoois (21,7%); aldeídos (11,6%); Cetonas (4,19%); ácidos livres.	benzoato de butila (14,8%); acetato de citronela (10,8%); 2-metil-1-propanol (10,3%); pentanal (8,27%).	Narain et al. (2004)
<i>Spondias mombin</i> L.	fruto fresco	México	48	ésteres; álcool; terpenos.	acetato de etila (14,4%); etil butirato (14,4%); etil hexanoato (8,8%); hexil butirato (7,9%); linalol (6,1%).	Sagrero-Nieves e Pooter (1992)
<i>Spondias purpúrea</i> L.	fruto fresco	Equador		Aldeído; ácidos; Éster.	2-hexanal (38.99%); ácido hexadecanóico (18,51%);	Koziol e Macia (1998)
<i>Spondias purpúrea</i> L./siriguela	fruto fresco	Fortaleza/CE, Nordeste Brasil	27	2 cetonas; 4 álcoois; 7 aldeídos; 9 ésteres; 5 terpenos.	hexanal; trans-2-hexenal; 3-hexen-1-ol; 2-hexen-1-ol; acetato de etilo; acetato de hexilo.	Ceva-Antunes et al. (2006)

2.4 Maturação e atributos de qualidade dos frutos

As etapas do desenvolvimento de uma fruta corresponde ao crescimento, maturação e senescência. O amadurecimento é o estágio final da maturação que antecede a senescência geralmente é acompanhado pelo acúmulo de EROs. Uma fase em que os frutos sofrem profundas transformações como na mudança de cor desencadeada pela degradação da clorofila e acúmulo de pigmentos e melhoria do sabor devido a produção de açúcares, ácidos e compostos voláteis. Além disso, ocorre alteração na textura da fruta promovida pela desmontagem da parede celular. Essas modificações são reguladas por um conjunto de compostos conhecidos como hormônios vegetais, principalmente o etileno (BRUMOS, 2021; PRASANNA; PRABHA; THARANATHAN, 2010).

O etileno é um composto volátil conhecido como “hormônio do amadurecimento” devido a sua importância nos processos fisiológicos e bioquímicos que levam ao amadurecimento do fruto e outras mudanças do crescimento e desenvolvimento das plantas. Além de regular uma ampla gama de respostas ao ataque de patógenos e outros tipos de estresses bióticos e abióticos, tem capacidade de exercer suas funções mesmo em concentrações muito baixas na planta (BAPAT et al., 2010; GRIERSON, 2013).

A biossíntese do etileno inicia com a conversão da metionina em s-adenosil-L-metionina (SAM) catalisada pela SAM sintetase, e logo após em ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC) pela ação da ACC sintetase (ACS) (FLUHR; MATTOO; DILLEY, 1996). Nessa reação também é sintetizado de volta a metionina via ciclo de Yang (YANG; HOFFMAN, 2003). Finalmente, o ACC é convertido em etileno pela enzima ACC oxidase (ACO) (ADAMS; YANG, 1979).

A ACS é uma enzima da classe das liases e a ACO das oxiredutase. A ação das enzimas ACS e ACO são etapas fundamentais para regulação da biossíntese de etileno, que por sua vez, foi dividido em Sistema I e Sistema II (MCMURCHIE; MCGLASSON; EAKS, 1972).

O Sistema I é caracterizado pela produção de níveis basais de etileno antes do amadurecimento e durante as respostas ao estresse abiótico e biótico que podem ocorrer na planta como ferimentos, entre outros. Ocorre em frutas tanto climatéricas como em não climatéricas. Nesse sistema, o etileno inibe sua própria biossíntese. O Sistema II ocorre em frutas climatéricas durante o amadurecimento e senescência e apresenta elevada concentração celular de etileno. Esse sistema é responsável pela produção autocatalítica de etileno (o etileno estimula sua biossíntese). O aumento da atividade da ACS e ACO e da expressão de

seus genes no Sistema II está associado a produção de etileno e ao amadurecimento dos frutos (GRIERSON, 2013).

Tradicionalmente, os frutos podem apresentar dois padrões diferentes de respiração e biossíntese de etileno definidos pela presença ou ausência de uma elevação na taxa respiratória, podendo ser classificados em climatéricos e não climatéricos. Os frutos climatéricos mostram um aumento respiratório e também um pico de produção de etileno imediatamente antes da elevação respiratória ou coincidente com ela caracterizando a fase climatérica. São exemplos: maçã, abacate, bananas, pêras, tomate, manga, acerola, mamão. Os frutos não climatéricos, ao contrário, não exibem este aumento na taxa respiratória e na produção de etileno. Eles apresentam níveis basais ou reduzidos durante o amadurecimento. Exemplos: laranja, limão, uva, morango (ALÓS; RODRIGO; ZACARIAS, 2019).

Os parâmetros que definem a qualidade de um fruto são determinados pelo seu estágio de maturação. A qualidade de um fruto é uma percepção complexa de muitos atributos estabelecidos pelo consumidor como formas, cores e sabores que as tornam atraentes para o consumo (YAHIA, 2019). Dentre as várias características que são claramente importantes para a quantidade da fruta estão as alterações na firmeza, cor, sabor, e a produção de voláteis (PRASANNA; PRABHA; THARANATHAN, 2010).

A firmeza é uma modificação marcante durante o processo de amadurecimento. No geral, a degradação da parede celular é considerada o principal fator responsável pelo amaciamento dos frutos (BRUMMELL, 2006). Ocorre principalmente devido às alterações nos componentes da parede celular. Portanto, conhecer o processo de quebra da parede celular dos frutos promovidos pela ação das enzimas é importante para se definir estratégias para comercialização, pois o amolecimento excessivo é um dos fatores que limitam o prazo de validade, armazenamento e a aceitação do consumidor (RUIZ-MAY; ROSE, 2013).

A parede celular dos frutos é composta por macromoléculas polissacarídeas e derivados (celulose, hemicelulose e pectinas). Também faz parte da estrutura algumas proteínas, lignina, solutos de baixa massa molecular e água (BUREN, 1979). Em relação a sua função é classificada como primária ou secundária. A primária é uma estrutura heterogênea composta por pectinas e celulosas. Também é composto por proteínas, ácidos nucleicos, minerais e lipídios. Na parede secundária a pectina é substituída por lignina e é depositada entre a parede celular primária e a membrana plasmática (BUCHANAN; GRUISSEM; JONES, 2015). A lamela média é responsável pela adesão entre as células vegetais e, juntamente com a parede celular primária, é rica em substâncias pécticas (TAIZ et al., 2015).

Os constituintes da parede celular primária são deteriorados durante a maturação

resultando na perda da firmeza. A estrutura de celulose, hemicelulose e principalmente da pectina são amplamente alteradas. As modificações da parede celular e da lamela média resultam da ação de diversas enzimas que hidrolizam a pectina, celulose e hemicelulose (RUIZ-MAY; ROSE, 2013). A perda da firmeza durante a maturação dos frutos tem sido relacionada, principalmente, ao aumento na solubilidade da pectina (YANG et al., 2017).

Além disso, a perda de açúcares neutros presentes em suas cadeias laterais e a despolimerização da matriz glicana contribuem para o afrouxamento da parede celular e diminuição da interação célula-célula, reduzindo a firmeza do tecido (BRUMMELL, 2006; GOULAO; OLIVEIRA, 2008; MERCADO; PLIEGO-ALFARO; QUESADA, 2011).

A degradação da pectina é o resultado da ação de algumas enzimas hidrolíticas presentes na parede celular: a pectina metil esterase (PME) remove grupos metóxilas. A poligalacturonase (PG) e pectatoliase (PL), são as enzimas responsáveis pela quebra das ligações α (1 - 4) de homogalaturonona liberando unidades do ácido D-galacturônico (ALÓS; RODRIGO; ZACARIAS, 2019).

Embora desprovida de função catalítica, as expansinas (EXP) promovem o afrouxamento da parede celular, possivelmente através da quebra das ligações de hidrogênio entre a celulose e hemicelulose, expondo assim a pectina para a degradação enzimática (WANG et al., 2018).

Os demais polissacarídeos que compõem a parede celular também sofrem alterações, impactando na estrutura da parede e, conseqüentemente, na firmeza dos frutos. A celulose consiste em longas cadeias com unidades de β -(1,4)-D-glicose que associadas formam as microfibrilas (SEYMOUR et al., 2013). O xiloglucano, um tipo de hemicelulose, consiste em uma cadeia principal com unidades de β -(1,4)-D-glicose unidas com ramificações de α -(1,6)-D-xilose (LAMPUGNANI et al., 2018). Esses polissacarídeos formam ligações de hidrogênio entre si, proporcionando resistência mecânica e garantindo manutenção da estrutura durante a extensão da parede celular (AQUILA; BRAGA; DIETRICH, 2012).

Durante o amadurecimento dos frutos, a expansina (EXP) e a xiloglucano endotransglucosilase/hidrolase (XTH) promovem o relaxamento e a expansão da parede celular por mecanismos diferentes. A EXP realiza a quebra das ligações de hidrogênio entre as microfibrilas (celulose) e a matriz glicana de hemicelulose, enquanto a XTH é responsável pela hidrólise e pela religação das cadeias de xiloglucano (SEYMOUR et al., 2013). Além disso, a xilosidase age removendo os resíduos de xilose da cadeia principal de xiloglucano, enquanto a celulase (endoglucanase) catalisa a clivagem das ligações glicosídicas β -1,4 das cadeias de celulose, contribuindo para a perda de firmeza dos frutos (JARA et al., 2019).

Xiloglicanos constituem a hemicelulose mais predominante e sua depolimerização é também uma característica marcante do amadurecimento de frutos. As enzimas xiloglicanos endotransglucosilase/hidrolases (XTH/XET) atuam como uma transglicosilase de natureza bifuncional: inicialmente a atividade de XET é caracterizada pela clivagem endolítica da cadeia do xiloglucano e pela transferência da recém-criada extremidade redutora da cadeia do doador para um xiloglicano aceptor, de extremidade não redutora, possibilitando o afrouxamento temporário da parede celular e finalmente a atividade de XTH caracteriza-se pela hidrólise de polímeros xiloglucanos (ATKINSON et al., 2009; ZHANG et al., 2017).

Outro atributo de qualidade que se modifica conforme ocorre a maturação é a mudança de cor. Geralmente está associado ao ponto de colheita da fruta para consumo (ALOS et al., 2019). Embora, para algumas espécies não ocorra a mudança de cor, geralmente os frutos perdem a cor verde referente ao pigmento de clorofila para obter um espectro de cores, abrangendo vermelho, laranja, amarelo, roxo e azul (CHOO, 2019; PEREIRA et al., 2021). As vias metabólicas de degradação da clorofila, biossíntese dos carotenoides e fenilpropanóides (compostos fenólicos) desencadeiam as mudanças de cor dos frutos durante a maturação e também desempenham outras funções como defesa, rigidez, polinização e reprodução. Os pigmentos, além de proporcionar uma coloração atrativa, também são conhecidos pelos benefícios à saúde humana. Além disso, contribuem para o sabor e o aroma (LEHNER; SIEGMUND, 2020).

O sabor é proporcionado principalmente pelos vários componentes não voláteis, incluindo basicamente açúcares e ácidos. O aroma é causado pelos compostos voláteis sintetizados durante a maturação. Nos frutos climatéricos apresentam um pico pouco antes do amadurecimento total (DIXON; HEWETT, 2010). São exemplos aldeídos, cetonas, álcoois, ésteres, lactonas, terpenos/terpenóides e compostos sulfurados (PÉREZ; SANZ, 2008). Os compostos voláteis responsáveis pelo aroma originam-se de proteínas, carboidratos, lipídeos e vitaminas. São sintetizados pelas vias de β -oxidação de ácidos graxos, lipoxigenase, degradação aminoácidos (via do ácido chiquímico) e pela biossíntese de terpenos/terpenóides (KUMAR et al., 2019).

A literatura descreve que algumas espécies possuem várias propriedades de interesse para a saúde humana, incluindo efeitos antioxidantes, anti-inflamatórios, anticâncer e antidiabéticos. Entre essas pesquisas estão os estudos com espécies do bioma Caatinga que apresentam uma diversidade de plantas frutíferas com quantidades relevantes de compostos bioativos como *Spondias* sp. (umbu-cajá), *Spondias tuberosa* (umbu), *Anacardium occidentale* L. (caju), *Hancornia speciosa* (mangaba), *Malpighia emarginata* DC (acerola).

(ASSIS et al., 2021; CARVALHO; CONTE-JUNIOR, 2021).

Em pesquisa realizada com os frutos presentes na região Nordeste do Brasil como umbu-cajá (*Spondias* sp.), ciriguela (*Spondias purpurea*) e mangaba (*Hancornia speciosa*), os resultados indicaram a presença de compostos fenólicos com alta capacidade antioxidante (DUTRA et al., 2017). Em *Spondias tuberosa* (umbu) o conteúdo de compostos fenólicos totais aumentaram durante o armazenamento dos frutos (MEDEIROS TEODOSIO et al., 2021). A determinação de compostos fenólicos realizada com polpa *in natura* de *Spondias* sp. (cajá-umbu), os terpenos apresentaram maior percentual de área relativa: β -cariofileno (39,78%), α -cubebeno (10,58%), δ -cadineno (8,96%) (RIBEIRO et al., 2021). Gondim (2012) identificou que Cajarana do Sertão (*Spondias* sp.) possui os seguintes carotenóides zeaxantina com 463,67 $\mu\text{g}/100\text{ g}$, seguido pelo β -caroteno (278,79 $\mu\text{g}/100\text{ g}$) e a β -cryptoxantina (189,66 $\mu\text{g}/100\text{ g}$) (GONDIM, 2012).

Portanto, pesquisas com espécies do gênero *Spondias*, que estão presentes no bioma Caatinga, adaptadas às condições climáticas do semiárido, são promissoras devido aos indicativos da presença de compostos bioativos com potencial antioxidante. Além disso, determinar a qualidade dos frutos dessas espécies que possuem cor, aroma e sabor atraentes para o consumidor é importante para se definir o estágio de maturação ideal com a máxima qualidade do fruto.

REFERÊNCIAS

- ADAMS, D. O.; YANG, S. F. Ethylene biosynthesis: identification of 1-aminocyclopropane-1-carboxylic acid as an intermediate in the conversion of methionine to ethylene. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 76, n. 1, p. 170–174, 1979.
- ADEDEJI, J. et al. Free and glycosidically bound aroma compounds in hog plum (*Spondias mombins* L.). **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 39, n. 8, p. 1494-1497, 1991.
- AGEDAH, C. E.; BAWO, D. D. S.; NYANANYO, B. L. Identification of antimicrobial properties of cashew, *Anacardium occidentale* L. (Family Anacardiaceae). **Journal of Applied Sciences and Environmental Management**, v. 14, n. 3, 2010.
- AGUIRRE-JOYA, J. A. et al. Nanosystems of plant-based pigments and its relationship with oxidative stress. **Food and Chemical Toxicology**, v. 143, p. 111433, 2020.
- ALLEGRONE, G.; BARBENI, M. Identification of volatile components of caju fruit (*Spondias lutea* L.) and chiral analysis of 3-hydroxy aliphatic esters. **Flavour and fragrance journal**, v. 7, n. 6, p. 337-342, 1992.
- ALMEIDA, C. D. F. C. B. R.; AMORIM, E. L. C.; ALBUQUERQUE, U. P. Insights into the search for new drugs from traditional knowledge: An ethnobotanical and chemical–ecological perspective. **Pharmaceutical Biology**, v. 49, n. 8, p. 864–873, 2011.
- ALOS, E. et al. Involvement of ethylene in color changes and carotenoid biosynthesis in loquat fruit (*Eriobotrya japonica* Lindl. cv. Algerie). **Postharvest Biology and Technology**, v. 149, p. 129–138, 2019.
- ALÓS, E.; RODRIGO, M. J.; ZACARIAS, L. Ripening and Senescence. **Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables**, p. 131–155, 2019.
- ANUNCIAÇÃO, P. C. et al. Identification and quantification of the native carotenoid composition in fruits from the Brazilian Amazon by HPLC–DAD–APCI/MS. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 83, p. 103296, 2019.
- AQUILA, M. E. A.; BRAGA, M. R.; DIETRICH, S. M. C. The similarity of galactomannan in seeds and endocarp of pods during development in *Senna macranthera* var. Nervosa. **South African Journal of Botany**, v. 83, p. 56–62, 2012.
- ASSIS, B. B. T. et al. Biotransformation of the Brazilian Caatinga fruit-derived phenolics by *Lactobacillus acidophilus* La-5 and *Lactocaseibacillus casei* 01 impacts bioaccessibility and antioxidant activity. **Food Research International**, v. 146, p. 110435, 2021.
- ATKINSON, N. J.; URWIN, P. E. The interaction of plant biotic and abiotic stresses: from genes to the field. **Journal of experimental botany**, v. 63, n. 10, p. 3523-3543, 2012.
Disponível em: <<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22467407/>>. Acesso em: 29 set. 2021.
- ATKINSON, R. G. et al. Analysis of xyloglucan endotransglucosylase/hydrolase (XTH) gene families in kiwifruit and apple. **Postharvest Biology and Technology**, v. 51, n. 2, p. 149–157, 2009.

AUGUSTO, F. et al. Screening of Brazilian fruit aromas using solid-phase microextraction–gas chromatography–mass spectrometry. **Journal of chromatography A**, v. 873, n. 1, p. 117–127, 2000.

BANWO, K. et al. Functional importance of bioactive compounds of foods with Potential Health Benefits: A review on recent trends. **Food Bioscience**, v. 43, p. 101320, 2021.

BAPAT, V. A. et al. Ripening of fleshy fruit: Molecular insight and the role of ethylene. **Biotechnology Advances**, v. 28, n. 1, p. 94–107, 2010.

BARREIROS, M. L. et al. Volatile constituents of cajá-umbu (*Spondias* sp.) fruit obtained by simultaneous distillation and extraction and solid phase microextraction. In: **III International Symposium on Medicinal and Nutraceutical Plants and III Conference of National Institute of Science and 1198**. 2012. p. 265-272.

BEMFEITO, C. M. et al. Carotenoides em alimentos: fatores interferentes na biossíntese e estabilidade frente ao processamento. In: CORDEIRO, A. M. **Tecnologia de Alimentos Tópicos Físicos, Químicos e Biológicos**. 1. ed. Guarujá, SP: Editora Científica Digital, 2020. v.1, p. 445-465.

BRASIL. **Caatinga**. Disponível em: <<https://antigo.mma.gov.br/biomas/caatinga.html>>. Acesso em: 19 ago. 2021.

BRUMMELL, D. A. Cell wall disassembly in ripening fruit. **Functional Plant Biology**, v. 33, n. 2, p. 103–119, 2006.

BRUMOS, J. Gene regulation in climacteric fruit ripening. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 63, p. 102042, 2021.

BUCHANAN, B. B.; GRUISSEM, W.; JONES, R. L. **Biochemistry and molecular biology of plants**. 2. ed. John Wiley & sons, 2015.

BUREN, J. P. van. The Chemistry of Texture in Fruits and Vegetables. **Journal of Texture Studies**, v. 10, n. 1, p. 1–23, 1979.

CARVALHO, A. P. A.; CONTE-JUNIOR, C. A. Health benefits of phytochemicals from Brazilian native foods and plants: Antioxidant, antimicrobial, anti-cancer, and risk factors of metabolic/endocrine disorders control. **Trends in Food Science & Technology**, v. 111, p. 534–548, 2021.

CEVA-ANTUNES, P. M. N et al. Analysis of volatile compounds of tapereba (*Spondias mombin* L.) and caja (*Spondias mombin* L.) by simultaneous distillation and extraction (SDE) and solid phase microextraction (SPME). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 51, n. 5, p. 1387-1392, 2003.

CEVA-ANTUNES, P. M. N. et al. Analysis of volatile composition of siriguela (*Spondias purpurea* L.) by solid phase microextraction (SPME). **LWT-Food Science and Technology**, v. 39, n. 4, p. 437–443, 2006.

CHIKEZIE, P. C.; IBEGBULEM, C. O.; MBAGWU, F. N. Bioactive principles from

medicinal plants. **Research Journal of Phytochemistry**, v. 9, n. 3, p. 88–115, 2015.

CHOO, W. S. Fruit pigment changes during ripening. **Encyclopedia of Food Chemistry**, p. 117–123. 2019.

CORADIN, L.; CAMILLO, J.; PAREYN, F. G. C. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial : plantas para o futuro : região Nordeste**. Brasília, DF: MMA, 2018. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/1073295/especies-nativas-da-flora-brasileira-de-valor-economico-atual-ou-potencial-plantas-para-o-futuro-regiao-centro-oeste>. Acesso em: 05 nov. 2021.

DANTAS, A. L. et al. Development, physiology of maturation, and indication of harvest point of umbuguela tree fruits (*Spondias* sp.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, n. 1, p. 33–42, 2016.

DI MEO, S. et al. Role of ROS and RNS sources in physiological and pathological conditions. **Oxidative medicine and cellular longevity**, v. 2016, 2016.

DIXON, J.; HEWETT, E. W. Factors affecting apple aroma/flavour volatile concentration: A Review. <http://dx.doi.org/10.1080/01140671.2000.9514136>, v. 28, n. 3, p. 155–173, 2010.

DUTRA, R. L. T. et al. Bioaccessibility and antioxidant activity of phenolic compounds in frozen pulps of Brazilian exotic fruits exposed to simulated gastrointestinal conditions. **Food Research International**, v. 100, p. 650–657, 2017.

FERNANDES, M. F.; CARDOSO, D.; QUEIROZ, L. P. An updated plant checklist of the Brazilian Caatinga seasonally dry forests and woodlands reveals high species richness and endemism. **Journal of Arid Environments**, v. 174, p. 104079, 2020.

FLUHR, R.; MATTOO, A. K.; DILLEY, D. R. Ethylene-biosynthesis and perception. **Critical Reviews in Plant Sciences**, v. 15, n. 5–6, p. 479–523, 1996.

FOYER, C. H.; NOCTOR, G. Ascorbate and Glutathione: The Heart of the Redox Hub. **Plant Physiology**, v. 155, n. 1, p. 2, 2011.

FRANCO, M. R. B.; JANZANTTI, N. S. Aroma of minor tropical fruits. **Flavour and fragrance journal**, v. 20, n. 4, p. 358–371, 2005.

FRANCO, M. R. B.; SHIBAMOTO, T. Volatile composition of some Brazilian fruits: umbu-*caja* (*Spondias citherea*), camu-camu (*Myrciaria dubia*), araçá-boi (*Eugenia stipitata*), and cupuaçu (*Theobroma grandiflorum*). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, n. 4, p. 1263–1265, 2000.

GALADARI, S. et al. Reactive oxygen species and cancer paradox: To promote or to suppress? **Free Radical Biology and Medicine**, v. 104, p. 144–164, 1 mar. 2017.

GOMES, R. P. **Fruticultura brasileira**. 11.ed. ed. Sao Paulo, 1987.

GONDIM, P. J. S. **Identificação de carotenoides e quantificação de compostos bioativos e atividade antioxidante em frutos do gênero *Spondias***. AREIA-PB: Universidade Federal

da Paraíba, 2012.

GOULAO, L. F.; OLIVEIRA, C. M. Cell wall modifications during fruit ripening: when a fruit is not the fruit. **Trends in Food Science & Technology**, v. 19, n. 1, p. 4–25, 2008.

GRIERSON, D. Ethylene and the Control of Fruit Ripening. **The Molecular Biology and Biochemistry of Fruit Ripening**, p. 43–73, 2013.

JARA, K. et al. Molecular insights into FaEG1, a strawberry endoglucanase enzyme expressed during strawberry fruit ripening. **Plants**, v. 8, n. 6, p. 140, 2019.

KARAKAYA, S. Bioavailability of Phenolic compounds. <http://dx-doi.ez291.periodicos.capes.gov.br/10.1080/10408690490886683>, v. 44, n. 6, p. 453–464, 2010.

KUMAR, S. et al. Enzymes. **Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables**, p. 335–358, 2019.

LADO, J.; GAMBETTA, G.; ZACARIAS, L. Key determinants of citrus fruit quality: Metabolites and main changes during maturation. **Scientia Horticulturae**, v. 233, p. 238–248, 2018.

LAMPUGNANI, E. R. et al. Building a plant cell wall at a glance. **Journal of Cell Science**, v. 131, n. 2, p. jcs207373, 2018.

LEAL, C. K. A.; AGRA, M. F. Estudo farmacobotânico comparativo das folhas de *Jatropha molissima* (Pohl) Baill. e *Jatropha ribifolia* (Pohl) Baill.(Euphorbiaceae). **Acta Farm Bonaerense**, v. 24, n. 1, p. 5–13, 2005.

LEHNER, T. B.; SIEGMUND, B. The impact of ventilation during postharvest ripening on the development of flavour compounds and sensory quality of mangoes (*Mangifera indica* L.) cv. Kent. **Food Chemistry**, v. 320, p. 126608, 2020.

LI, R. et al. Chemical composition and the cytotoxic, antimicrobial, and anti-inflammatory activities of the fruit Peel essential oil from *Spondias pinnata* (Anacardiaceae) in Xishuangbanna, Southwest China. **Molecules**, v. 25, n. 2, p. 343, 2020.

LIMA, F. S. **Caracterização físico-química e bromatológica da polpa de *Spondias* sp. (Cajarana do Sertão)**. PATOS – PB : Universidade Federal de Campina Grande, 2010.

LIMA, M. A. C.; SILVA, S. M.; OLIVEIRA, V. R. Umu - *Spondias tuberosa*. In: RODRIGUES, S.; SILVA E. O.; BRITO, E. S. **Exotic Fruits**. Elsevier, 2018. p. 427–433.

LISBOA, M. C. et al. Oleochemistry potential from Brazil northeastern exotic plants. **Biochimie**, v. 178, p. 96–104, 2020.

LIU, X. et al. Determination of phenolic compounds and antioxidant activities from peel, flesh, seed of guava (*Psidium guajava* L.). **Electrophoresis**, v. 39, n. 13, p. 1654–1662, 2018.

MARCILLO-PARRA, V. et al. Encapsulation of bioactive compounds from fruit and

vegetable by-products for food application – A review. **Trends in Food Science & Technology**, v. 116, p. 11–23, 2021.

MCMURCHIE, E. J.; MCGLASSON, W. B.; EAKS, I. L. Treatment of fruit with propylene gives information about the biogenesis of ethylene. **Nature**, v. 237, n. 5352, p. 235–236, 1972.

MEDEIROS TEODOSIO, A. E. M. et al. Effects of edible coatings of *Chlorella* sp. containing pomegranate seed oil on quality of *Spondias tuberosa* fruit during cold storage. **Food Chemistry**, v. 338, p. 127916, 2021.

MERCADO, J. A.; PLIEGO-ALFARO, F.; QUESADA, M. A. Fruit shelf life and potential for its genetic improvement. **Breeding for fruit quality**, p. 81–104, 2011.

MIRZA, B. et al. Mango (*Mangifera indica* L.): a magnificent plant with cancer preventive and anticancer therapeutic potential. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 61, n. 13, p. 2125–2151, 2021.

MITCHELL, J. D.; DALY, D. C. A revision of *Spondias* L. (Anacardiaceae) in the neotropics. **PhytoKeys**, v. 55, n. 1, p. 1–92, 2015.

NARAIN, N. et al. Compostos voláteis dos frutos de maracujá (*Passiflora edulis* forma *Flavicarpa*) e de cajá (*Spondias mombin* L.) obtidos pela técnica de headspace dinâmico. **Food Science and Technology**, v. 24, p. 212–216, 2004.

NARAIN, N.; GALVÃO, M. S.; MADRUGA, M. S. Volatile compounds captured through purge and trap technique in caja-umbu (*Spondias* sp.) fruits during maturation. **Food Chemistry**, v. 102, n. 3, p. 726–731, 2007.

NEIENS, S. D.; GEIßLITZ, S.; STEINHAUS, M. Aroma-active compounds in *Spondias mombin* L. fruit pulp. **European Food Research and Technology**, v. 243, n. 6, p. 1073–1081, 2017.

NI, Z. J. et al. Recent updates on the chemistry, bioactivities, mode of action, and industrial applications of plant essential oils. **Trends in Food Science & Technology**, v. 110, p. 78–89, 2021.

OLADIMEJI, A. O. et al. Identification and comparison of the volatile constituents of fresh and dried leaves of *Spondias mombin* found in North-central Nigeria: in vitro evaluation of their cytotoxic and antioxidant activities. **Pharmaceutical biology**, v. 54, n. 11, p. 2674–2678, 2016.

PEREIRA, A. P. A. et al. Impact of ripening on the health-promoting components from frutadillo (*Solanum lycocarpum* St. Hill). **Food Research International**, v. 139, p. 109910, 2021.

PÉREZ, A. G.; SANZ, C. Formation of fruit flavour. **Fruit and Vegetable Flavour: Recent Advances and Future Prospects**, p. 41–70, 2008.

POYTON, R. O.; BALL, K. A.; CASTELLO, P. R. Mitochondrial generation of free radicals

and hypoxic signaling. **Trends in Endocrinology & Metabolism**, v. 20, n. 7, p. 332–340, 2009.

PRASANNA, V.; PRABHA, T. N.; THARANATHAN, R. N. Fruit ripening phenomena - An overview. <https://doi.org/10.1080/10408390600976841>, v. 47, n. 1, p. 1–19, 2010.

R CORE TEAM (2020). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em: <https://www.R-project.org/>. Acesso em: 18 de out. 2021.

RIBEIRO, R. A. S. et al. Process optimization for elaboration of cajá-umbu (*Spondias* spp.) fruit jelly: The effect of pulp and pectin contents on sensory attributes and volatile constituents. **International Journal of Gastronomy and Food Science**, v. 24, p. 100315, 2021.

RUIZ-MAY, E.; ROSE, J. K. C. Cell wall architecture and metabolism in ripening fruit and the complex relationship with softening. **The Molecular Biology and Biochemistry of Fruit Ripening**, p. 163–187, 2013.

SAGRERO-NIEVES, L.; POOTER, H. L. Volatiles of the Jobo fruit (*Spondias mombin* L.). **Journal of Essential Oil Research**, v. 4, n. 5, p. 535-537, 1992.

SAMYNATHAN, R. et al. The effect of abiotic and biotic stresses on the production of bioactive compounds in tea (*Camellia sinensis* (L.) O. Kuntze). **Plant Gene**, v. 27, p. 100316, 2021.

SANTOS, R. A. R. et al. Process optimization for elaboration of cajá-umbu (*Spondias* spp.) fruit jelly: The effect of pulp and pectin contents on sensory attributes and volatile constituents. **International Journal of Gastronomy and Food Science**, v. 24, p. 100315, 2021.

SCHULZE-KAYSERS, N.; FEUEREISEN, M. M.; SCHIEBER, A. Phenolic compounds in edible species of the Anacardiaceae family – A review. **RSC Advances**, v. 5, n. 89, p. 73301–73314, 2015.

SEYMOUR, G. et al. **The molecular biology and biochemistry of fruit ripening**. [s.l.] John Wiley & Sons, 2013.

SILVA, A. R. A. et al. Chemical composition, antioxidant and antibacterial activities of two *Spondias* species from Northeastern Brazil. **Pharmaceutical Biology**, v. 50, n. 6, p. 740–746, 2012.

SOUZA, F. X. PORTO FILHO, F. Q.; MENDES, N. V. B. **Umbu-cajazeira: descrição e técnicas de cultivo**. Mossoró: EdUFERSA, 2020.

STAFUSSA, A. P. et al. Bioactive compounds of 44 traditional and exotic Brazilian fruit pulps: phenolic compounds and antioxidant activity. **International Journal of Food Properties**, v. 21, n. 1, p. 106–118, 2018.

TAIZ, L. et al. **Plant physiology and development**. 6. ed. Santa Cruz, California, USA.

Sinauer Associates Incorporated, 2015.

TEIXEIRA, N. et al. Edible fruits from Brazilian biodiversity: A review on their sensorial characteristics versus bioactivity as tool to select research. **Food Research International**, v. 119, p. 325–348, 2019.

TODISCO, K. M. et al. The Use of Headspace Solid-Phase Microextraction (HS-SPME) to Assess the Quality and Stability of Fruit Products: An Example Using Red Mombin Pulp (*Spondias purpurea* L.). **Molecules**, v. 19, n. 10, p. 16851-16860, 2014.

WANG, D. et al. Fruit softening: Revisiting the role of pectin. **Trends in Plant Science**, v. 23, n. 4, p. 302–310, 2018.

YAHIA, E. M. Introduction. **Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables**, p. 1–17, 2019.

YANG, L. et al. Silencing of Sl PL, which encodes a pectate lyase in tomato, confers enhanced fruit firmness, prolonged shelf-life and reduced susceptibility to grey mould. **Plant Biotechnology Journal**, v. 15, n. 12, p. 1544–1555, 2017.

YANG, S. F.; HOFFMAN, N. E. Ethylene biosynthesis and its regulation in higher plants. <http://dx.doi.org/10.1146/annurev.pp.35.060184.001103>, v. 35, n. 1, p. 155–189, 28 2003.

ZEB, A. Concept of Antioxidants in Foods. **Phenolic Antioxidants in Foods: Chemistry, Biochemistry and Analysis**, p. 3–23, 2021.

ZEB, A.; IMRAN, M. Carotenoids, pigments, phenolic composition and antioxidant activity of *Oxalis corniculata* leaves. **Food Bioscience**, v. 32, p. 100472, 2019.

ZHANG, Z. et al. Analysis of the xyloglucan endotransglucosylase/hydrolase gene family during apple fruit ripening and softening. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 65, n. 2, p. 429–434, 2017.

3. ARTIGO I

FISIOLOGIA, QUALIDADE E PROPRIEDADES FUNCIONAIS DE FRUTOS DE *Spondias* sp. DURANTE A MATURAÇÃO

Highlights

Spondias sp. apresenta padrão respiratório típico climatérico.

Compostos bioativos se acumulam com a maturação.

A Cajarana do Sertão representa uma importante fonte de carotenoides.

Casca apresentou o maior teor de bioativos e capacidade antioxidante.

A Cajarana do Sertão é fonte rica de nutrientes e compostos bioativos

Journal: Food Research International

Resumo

Frutos da cajaraneira do Sertão *Spondias* sp. apresentam coloração alaranjada forte e sabor exótico atrativo para consumo fresco, mas são explorados apenas de forma extrativa. A planta está presente no bioma Caatinga na região Nordeste do Brasil. Pesquisas aprofundadas relacionadas ao seu potencial funcional são escassas. Com isso, o objetivo deste estudo foi caracterizar a Cajarana do Sertão quanto a fisiologia da maturação em relação a produção de etileno, taxa respiratória, como também quanto às características física, físico-química, teores de ácido ascórbico, flavonoides amarelos, clorofila total, carotenoides, polifenóis extraíveis totais, capacidade antioxidante por DPPH e ABTS e atividade enzimática. Os resultados indicaram elevação nas taxas de produção de CO₂ e etileno em três dias após a colheita dos frutos verdes maduros. As características físicas não diferiram de forma significativa com a maturação, quanto ao comprimento e firmeza dos frutos. A maioria dos parâmetros físico-químicos, atividade enzimática, compostos bioativos e atividade antioxidante foram de maior concentração na casca e aumentou com a maturação. Os resultados indicaram que a Cajarana do Sertão, até o momento pouco pesquisada, apresentou comportamento de fruto climatérico com elevado conteúdo de carotenóides e qualidade nutricional.

Palavras-chave: Anacardiaceae; produção de etileno; atividade respiratória; carotenoides; compostos fenólicos; atividade de enzimas antioxidantes.

ABSTRACT

“Cajarana Sertão” *Spondias* sp. fruits have a strong orange color and an attractive exotic flavor for fresh consumption, however they are exploited only in an extractive way. The plant is present in the Caatinga biome in the Northeast region of Brazil. In-depth research related to its functional potential is scarce. Thus, the objective of this study was to characterize ‘Cajarana do Sertão’ fruits in terms of maturation physiology in relation to ethylene production, respiratory rate, as well as physical, physicochemical, ascorbic acid contents, yellow flavonoids, total chlorophyll, carotenoids, total extractable polyphenols, antioxidant capacity by DPPH and ABTS and enzymatic activity. The results indicated an increase in CO₂ and ethylene production rates in three days after mature green fruit harvest. The physical characteristics did not differ significantly with maturation, regarding the length and firmness of the fruits. Most of the physicochemical parameters, enzymatic activity, bioactive compounds and antioxidant activity were of higher in the peel and increased with maturation. The results indicated that “Cajarana do Sertão”, until now little studied, showed pattern of a climacteric fruit with high carotenoid content and nutritional quality.

Keywords: Anacardiaceae; ethylene production; respiratory activity; carotenoids; phenolic compounds; antioxidant enzyme activity.

1. Introdução

A família Anacardiaceae possui várias espécies de plantas conhecidas por conter uma diversidade de compostos com propriedades bioativas presentes nos frutos, folhas e caules (SCHULZE-KAYSERS; FEUEREISEN; SCHIEBER, 2015). Diversas espécies frutíferas dessa família possuem boa aceitação pelos consumidores como as do gênero *Spondias*. Esse gênero é constituído por aproximadamente 18 espécies distribuídas nas regiões dos neotrópicos, Ásia e na Oceania, com destaque para cajá (*Spondias mombin*), umbu (*Spondias tuberosa*), ciriguela (*Spondias purpurea* L.), cajá-manga (*Spondias dulcis* Parkinson) e as *Spondias* spp. umbuguela, umbu-cajá e Cajarana do Sertão que ainda não tem taxonomia definida (CORADIN; CAMILLO; PAREYN, 2018; DANTAS et al., 2016; MITCHELL; DALY, 2015; SOUZA; PORTO FILHO; MENDES, 2020).

A cajaraneira do Sertão (*Spondias* sp.) está presente no bioma Caatinga na região Nordeste do Brasil. É encontrada na mesorregião do Sertão dos estados do Ceará, Paraíba e Rio Grande do Norte, sendo uma planta adaptada às condições climáticas do semiárido que apresenta chuvas irregulares e temperaturas elevadas. Está presente em pomares domésticos sem exploração econômica. São propagadas por estaquia com risco de extinção.

A planta produz frutos atrativos para os consumidores devido sua cor e sabor que são obtidos de forma extrativa. São arredondados e sua cor varia do verde para laranja no último estágio. Possui um sabor doce e ácido sendo consumidos *in natura* com a casca. Também apreciado como suco, possui amplo potencial para mercados emergentes.

A Cajarana do Sertão é um fruto que possui poucas pesquisas que revelam o seu potencial funcional. Além disso, uma avaliação sobre as diferenças existentes nas partes comestíveis também não foi investigada até o presente estudo, o que nos revela que estudos com espécies frutíferas com potencial como a Cajarana do Sertão são essenciais para estimular seu melhor aproveitamento e fortalecer a economia local, promovendo o cultivo e a exploração desses frutos. Além disso, estudos que comparam as variações de compostos bioativos e nutricionais em diferentes estádios de maturação são importantes para determinar o período de colheita apropriado com a máxima qualidade do fruto (LADO; GAMBETTA; ZACARIAS, 2018).

Nesse contexto, pesquisas com a Cajarana do Sertão como a fisiologia da maturação e propriedades funcionais do fruto em suas porções são importantes para definir seu potencial nutricional e funcional, podendo valorizar uma espécie subexplorada. Com isso, esta pesquisa objetivou determinar a qualidade dos frutos em diferentes estádios de maturação com a

determinação da taxa respiratória, produção de etileno e caracterização física. Também foi avaliado na casca e na polpa aos parâmetros físico-químicos, compostos bioativos e atividade antioxidante e enzimática nos diferentes estádios de maturação.

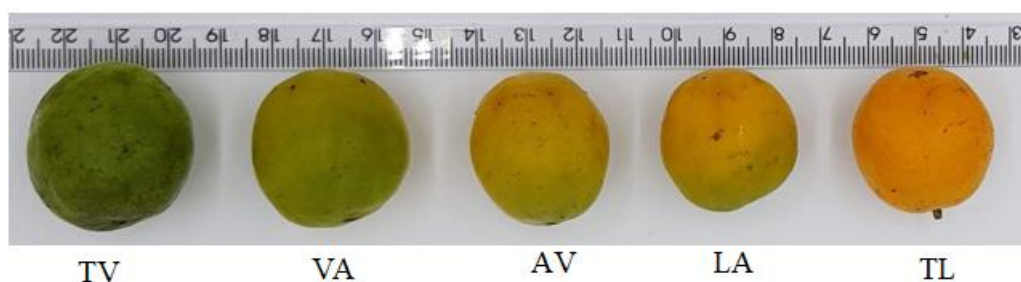
2. Material e métodos

2.1 Material vegetal

A amostragem dos frutos da Cajarana do Sertão *Spondias* sp. aconteceu em maio de 2019. Foi obtida após a colheita em 28 plantas com aproximadamente 30 anos de propagação por estaquia. Foram vários pomares domésticos presentes em uma extensão territorial de aproximadamente 45 Km com exploração extrativa na cidade de Tarrafas, Ceará, Brasil. Município localizado no semiárido Nordeste com volume de chuva média anual de 557,6 mm entre os anos de 2011 a 2020 segundo dados da Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos (FUNCEME). Durante esses anos o período de maior precipitação aconteceu entre os meses de fevereiro a abril (FUNCEME, 2020).

Os frutos foram transportados ao Laboratório de Biologia e Tecnologia Pós-Colheita, no Centro de Ciências Agrárias (CCA), da Universidade Federal da Paraíba (UFPB) na cidade de Areia, Paraíba, Brasil em embalagens de polietileno em temperatura ambiente (26 °C). Depois foram classificados em cinco estádios de maturação de acordo com a cor da casca observado após a colheita: (TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja (Figura 1).

Figura 1 - Estádios de maturação de acordo com a cor da casca observado após a colheita



Fonte: Autoria própria

Em seguida foram separados as amostras para cada análise conforme descrito a seguir:

a) Amostras para análises físicas

As características físicas referentes ao comprimento, diâmetro, massa, firmeza e cor

dos frutos foram avaliadas em 30 frutos para cada estágio de maturação.

b) Amostras para análises da taxa respiratória e a produção de etileno

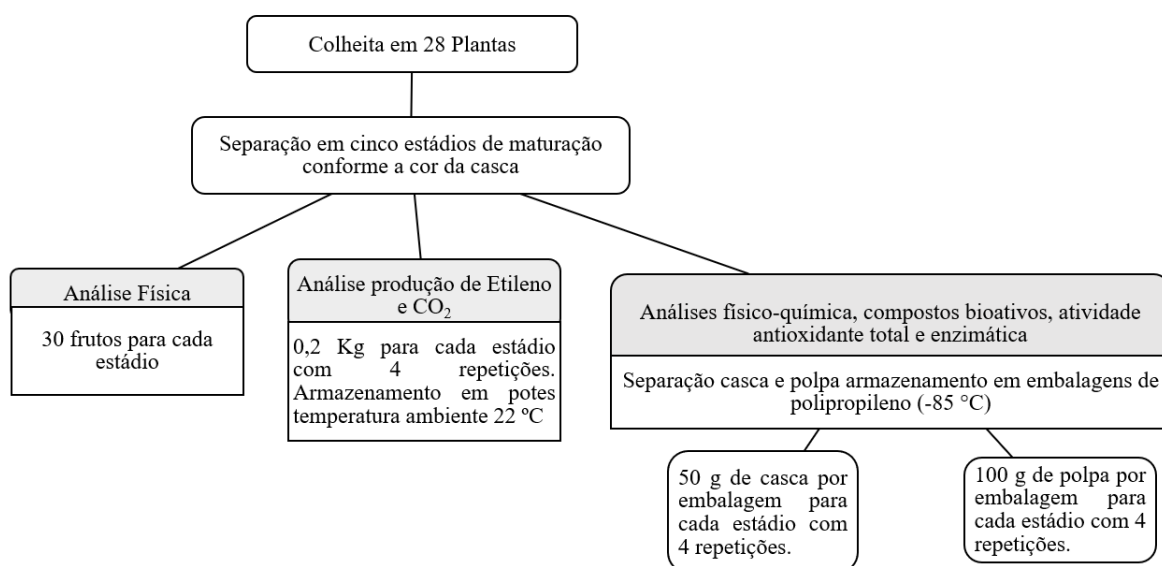
Após lavagem e sanitização os frutos foram selecionados aleatoriamente de cada estágio e aproximadamente 250 g de frutos íntegros com quatro repetições e colocados em recipientes de vidro 1000 mL com tampa de polipropileno, os quais foram fechados hermeticamente e mantidos na condição ambiente de 24 °C.

c) Amostras para análises físico-químicas, compostos bioativos, atividade antioxidante total e enzimática.

As demais análises foram realizadas comparando-se casca com polpa nos cinco estágios de maturação com quatro repetições. A polpa foi separada da casca e endocarpo utilizando uma faca de aço inoxidável. Já a casca foi removida por desprendimento ao ser puxada com o auxílio da faca e a polpa foi obtida com cortes próximo ao endocarpo após a remoção da casca. Em seguida, foram armazenadas aproximadamente 50 g de casca e 100 g de polpa; cada repetição em recipientes protegidos da luz e armazenados em ultrafreezer horizontal (-85 °C) até a realização das análises.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado. O preparo das amostras foi feita de acordo com o fluxograma apresentado na Figura 2.

Figura 2 - Fluxograma representativo do preparo das amostras



Fonte: Autoria própria

2.2 Métodos

2.2.1. Respiração e taxa de produção de etileno

Para a quantificação de CO₂ foram retirados 0,1 mL da amostra de gás no interior dos frascos contendo os frutos com auxílio de uma seringa e injetados no Sable Systems CA-10 a CO₂ Analyzer com fluxo de 20 mL/Min. Para determinar a produção de etileno, o volume da amostra retirada dos frascos e injetado foi de 1 mL em cromatógrafo a gás GC FID EG & G Chandler Engineering Carle Series 100 Agc (DANTAS et al., 2016; ESCRIBANO et al., 2017). A produção de CO₂ e etileno foram avaliadas duas vezes ao dia durante 3 dias em temperatura ambiente de 22 °C.

2.2.2. Características físicas da fruta

As características físicas avaliadas foram: comprimento e diâmetro, medidos com auxílio de paquímetro; massa fresca (g), obtida com a ajuda de uma balança semi-analítica (UX 4200H); firmeza (N), determinada em pontos na região equatorial de cada fruto, utilizando penetrômetro de bancada (Fruit Hardness Tester), e a cor do fruto foi determinada utilizando um colorímetro digital Minolta.

2.2.3. Características físico-químicas

Os sólidos solúveis (SS), foram determinados com um refratômetro de bancada Abbe com controle de temperatura (20 °C). Acidez total titulável (AT), por titulação com NaOH 0,1 M (IAL, 2008). Razão SS/AT pelo quociente entre SS e AT. O pH, determinado com o pHmetro digital DM-22, umidade (g/100 g), proteína (g/100 g) e cinzas (g/100 g) foram determinados pelos métodos Horwitz e Latimer (2005).

2.2.4. Determinação de compostos bioativos e capacidade antioxidante na casca e polpa da Cajarana do Sertão

A concentração de ácido ascórbico (AA) foi determinada utilizando o Método de Tillmans de acordo com a metodologia descrita por Strohecker e Henning (1967). Um grama de amostra foi homogeneizado em 50 mL de ácido oxálico 1%. Em seguida, a solução foi titulada em reagente de Tillmans (2,6-dicloroindofenol, 0,02%) até a coloração rosa claro permanente. Os resultados foram expressos em mg por 100 g peso fresco (mg/100 g).

O conteúdo de flavonoides amarelos foi determinado em 1 g de polpa e 0,5 g da casca utilizando a 10 mL de solução extratora e etanol 95% HCl 1,5 N (85:15), cada amostra homogeneizada por 1 min em homogeneizador. Em seguida, o extrato foi transferido para

tubo falcon de 10 mL protegido da luz e conservado em repouso por 12 h sob refrigeração e, em seguida centrifugado a 9000 RPM durante 15 minutos à temperatura de 24 °C e determinado por espectrofotômetro a 374 nm (FRANCIS, 1982).

A clorofila total foi determinada de acordo com Bruinsma e Patil (1963) e Engel e Poggiani (1991). Amostras de 0,5 g de casca e 2 g de polpa foram para extração em acetona 80%. Após as etapas de maceração e centrifugação em 8000 RPM por 10 min a 10 °C, foi realizada a leitura em espectrofotômetro a 652 nm absorbância.

Os carotenoides totais foram determinados de acordo com a metodologia descrita por Higby (1962), cuja extração ocorreu por maceração de 0,5 g de casca e 2 g de polpa em hexano. Depois as amostras foram transferidas para um tubo de 10 mL e armazenado em refrigeração a 4 °C durante 12 horas. Depois foram centrifugadas em 8000 RPM por 10 min a 10 °C e em seguida foi realizada a leitura em espectrofotômetro a 652 nm absorbância.

Os polifenóis totais foram determinados pelo método de Folin-Ciocalteu. O teste de oxidação foi realizado com adição de 1 mL de Folin-Ciocalteu's, 2,0 mL de carbonato de sódio a 20% e 2,0 mL de água destilada. As leituras foram realizadas a 700 nm e os resultados expressos em mg de ácido gálico por 100 g de massa fresca (mg GAE/100 g) (LARRAURI; RUPÉREZ; SAURA-CALIXTO, 1997; OBANDA; OWUOR; TAYLOR, 1997).

A atividade antioxidante foi medida pelos métodos de eliminação de radicais livres de 2,2-difenil-1-picrilidrazil (DPPH) (BLOIS, 1958; BRAND-WILLIAMS; CUVELIER; BERSET, 1995) e 2,2'-azino-bis (3-etil-benzolína-6-sulfonado (ABTS) seguindo metodologia de Re et al. (1999) com adaptações de Rufino et al. (2007).

2.2.5. Atividade enzimática

Foram avaliadas a atividade antioxidante da catalase (CAT) na casca e polpa da Cajarana do Sertão seguindo metodologia Bailly et al. (1996) e peroxidases (POD) conforme Upadhyaya et al. (1985). A ascorbate peroxidase (APX) foi determinada usando os métodos de Nakano e Asada (1981) com modificações sugeridas por Dantas et al. (2016) na medida das amostras 0,5 g para a casca e 2 g para polpa e superoxide dismutase (SOD) determinado pelo método Rao, Paliyath e Ormrod (1996).

2.3 *Análise estatística*

Os dados foram expressos através da média $\pm$ desvio padrão ($\bar{x} \pm \sigma$) e submetidos à análise de variância. As comparações entre os estádios de maturação e entre casca e polpa

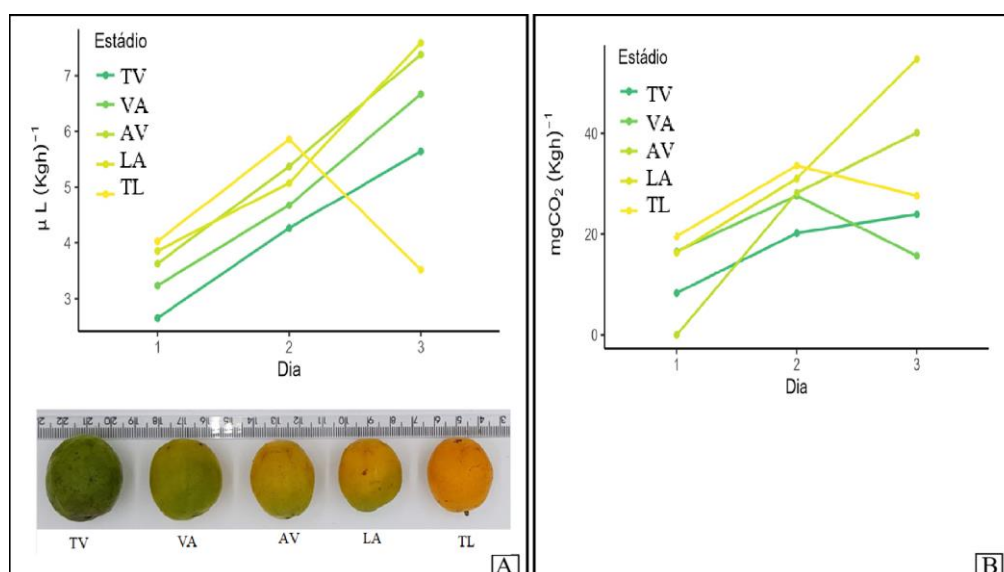
foram feitas pelo do teste de Tukey. Também foi verificada a correlação entre os compostos bioativos e atividade antioxidante com base no coeficiente de correlação de Pearson. Para todos os testes aplicados foi utilizado um nível de significância de 5%. Realizou-se ainda análises de componentes principais (PCA) e de agrupamento (a partir dos scores obtidos na PCA) utilizou-se o software estatístico livre R, versão 4.00 (R CORE TEAM, 2020). Para otimização do clustering, foi usado o pacote clusterSim, que determina o procedimento de agrupamento ideal entre todas as combinações de fórmulas de normalização, medidas de distância e métodos de agrupamento. As variáveis participantes em cada PC foram determinadas com base na correlação de $\pm 0,5$ do autovetor com o componente em questão (WAIREGI; VAN ASTEN, 2011).

3. Resultados e discussão

3.1 Produção de etileno e CO_2

Foi observado pico de etileno em torno de 5,85 mg ($\mu\text{L/kg h}$) para os frutos colhidos no estágio totalmente laranja (TL), atingindo o climatério em 2 dias após a colheita. A produção máxima de CO_2 no estágio totalmente laranja (TL) com 33,56 ($\text{mg } CO_2/\text{kg h}$). No segundo estágio que apresentou a cor verde amarelada (VA) houve a produção mínima de 8,277 ($\text{mg } CO_2/\text{kg h}$) indicando o início da senescência do fruto (Figura 3).

Figura 3 - Produção de etileno ($\mu\text{L/kg h}$) e CO_2 ($\text{mg } CO_2/\text{kg h}$) em frutos Cajarana do Sertão em diferentes estádios de maturação



A) produção de etileno ($\mu\text{L/kg h}$) e B) Taxa produção de CO_2 ($\text{mg } CO_2/\text{kg h}$); (TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja.

Os frutos apresentam comportamento respiratório similar aos da *Spondias purpurea* L. (MALDONADO-ASTUDILLO et al., 2014), umbuguela (*Spondias* sp.) (DANTAS et al., 2016) e cajá (*Spondias mombin* L.) (MOURA et al., 2003). Para frutos com estas características a colheita é indicada no início da maturação, quando estão completamente formados, embora com coloração ainda verde (TV) com o objetivo de obter maior vida útil pós-colheita.

O aumento significativo da produção de etileno (C_2H_4) entre os estádios de maturação está relacionado à fisiologia do amadurecimento, onde a síntese e degradação de ácidos orgânicos, carboidratos, compostos fenólicos, pigmentos e compostos voláteis refletem diretamente alterações no sabor, cor e aroma da fruta (DEFILIPPI et al., 2009).

3.2 Análises físicas

Os resultados para as análises de comprimento (mm), diâmetro (mm), massa fresca (g), firmeza (N) e cor estão apresentados na Tabela 1.

Tabela 1. Análises físicas da Cajarana do Sertão

Características	Estádios de maturação				
	TV	VA	AV	LA	TL
Comprimento (mm)	28,30 ± 2,13a	28,72 ± 1,85a	28,57 ± 2,60a	28,81 ± 2,25a	28,6 ± 2,2a
Diâmetro (mm)	24,96 ± 2,30c	26,06 ± 2,01b	25,51 ± 1,57bc	27,48 ± 2,08a	27,59 ± 2,26a
Massa fresca (g)	11,38 ± 2,61b	12,00 ± 2,43ab	11,77 ± 2,10ab	12,52 ± 2,61ab	11,83 ± 2,62a
Firmeza (N)	4,58 ± 0,86a	4,62 ± 0,93a	4,58 ± 2,08a	4,48 ± 0,77a	4,07 ± 2,42a
Cor	TV	VA	AV	LA	TL
L	33,23 ± 2,44c	34,80 ± 2,63b	37,35 ± 2,69a	37,89 ± 2,05a	37,83 ± 2,66a
a*	1,49 ± 1,46e	3,67 ± 1,86d	9,11 ± 2,99c	14,49 ± 3,12b	19,44 ± 1,65a
b*	35,32 ± 3,93c	37,49 ± 2,75b	40,19 ± 5,17a	41,02 ± 4,24a	40,59 ± 3,28a

(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha diferem pelo teste de Tukey.

Nesse estudo o comprimento da Cajarana do Sertão não apresentou diferença significativa entre os estádios de maturação. Enquanto, o diâmetro aumentou de 24,96 ± 2,30 mm no estágio (TV) para 27,59 ± 2,26 mm (TL) com diferença significativa (Tabela 1). Esse comportamento foi observado nos frutos selecionados de forma aleatória para essa pesquisa. A massa fresca dos frutos aumentou com a maturação até o estágio com a cor laranja amarelado (LA) e apresentou uma redução no estágio com a cor totalmente laranja (TL) (Tabela 1).

Os atributos de tamanho e massa estão entre aqueles mais relacionados à aparência do fruto e importante para sua qualidade. O aumento da massa e do volume do fruto no período de maturação ocorre pela divisão celular e as alterações metabólicas responsáveis pela biossíntese de compostos fenólico, amido, açúcares solúveis, ácidos orgânicos, antocianinas (HANDA; TIZNADO-HERNÁNDEZ; MATTOO, 2012). Devido a maior perecibilidade da casca e o aumento de umidade ocorre a perda de massa fresca do fruto. Isso está associado à transpiração e deterioração da fruta (KUMAR et al., 2017; MALDONADO-ASTUDILLO et al., 2014).

Em relação a firmeza ocorreu a redução com a maturação (Tabela 1). Essa perda de firmeza durante o processo de amadurecimento é regulada pelo etileno. Ocorre aumento do metabolismo dos carboidratos e do catabolismo dos polissacarídeos da parede celular. A degradação enzimática principalmente da pectina é o responsável pelo afrouxamento entre as células (MALDONADO-ASTUDILLO et al., 2014).

Em relação às modificações na cor da casca foram observadas um aumento significativo nos valores de L, a* e b* (Tabela 1). Os frutos perderam a cor verde (TV) passando a ter a cor totalmente laranja (TL). A perda da cor verde com a maturação é característica da maioria das *Spondias* como ciriguela (MARTINS et al., 2003) e cajá (MOURA et al., 2003). O pico na produção de etileno promove aumento na atividade das enzimas clorofilase, responsáveis pela degradação da clorofila, e induz a síntese de novas enzimas responsáveis pela biossíntese de carotenoides. Com isso, leva a modificações na coloração dos frutos (FORATO et al., 2015).

3.3 Análises físico-química

A maturação dos frutos também foi avaliada pelas alterações físico-químicas SS (%), AT (%), Ratio (SS/AT), pH, proteína (g/100 g), cinzas (g/100 g) e umidade (g/100 g) e os resultados estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2. Evolução das características físico-químicas nos estádios de maturação na casca e na polpa da Cajarana do Sertão

Características		Estádios de maturação				
		TV	VA	AV	LA	TL
SS (%)	casca	nd	nd	Nd	nd	nd
	polpa	13,85 ± 0,34a	13,85 ± 0,30a	14,7 ± 0,48a	13,9 ± 0,35a	14,1 ± 0,62a
AT (% ácido cítrico)	casca	2,01 ± 0,52aA	1,82 ± 0,25aA	2,14 ± 0,14aA	2,15 ± 0,22aA	2,27 ± 0,24aA
	polpa	1,76 ± 0,24aA	1,29 ± 0,12abB	1,17 ± 0,15bB	0,93 ± 0,10bB	0,83 ± 0,12bB
Ratio SS/AT	casca	nd	nd	Nd	nd	nd
	polpa	8,02 ± 1,26d	10,80 ± 1,15dc	12,76 ± 1,81cb	15,03 ± 1,74ba	17,25 ± 2,66a
pH	casca	3,24 ± 0,14aA	3,23 ± 0,07abA	3,13 ± 0,14abA	3,12 ± 0,15abB	3,05 ± 0,05bB
	polpa	3,01 ± 0,05cB	3,04 ± 0,06cB	3,09 ± 0,08cbA	3,26 ± 0,05baA	3,30 ± 0,05aA
Proteína (g/100 g)	casca	1,55 ± 0,02aA	1,65 ± 0,13aA	1,31 ± 0,12aA	1,64 ± 0,13aA	1,41 ± 0,12aA
	polpa	0,74 ± 0,12bB	1,30 ± 0,13aB	1,36 ± 0,003aA	1,20 ± 0,02aB	1,52 ± 0,14aA
Cinzas (g/100 g)	casca	0,84 ± 0,01bA	0,85 ± 0,001abA	0,86 ± 0,004abA	0,85 ± 0,001abA	0,88 ± 0,04aA
	polpa	0,55 ± 0,001aB	0,50 ± 0,000bB	0,46 ± 0,005cB	0,43 ± 0,000cB	0,53 ± 0,004abB
Umidade (g/100 g)	casca	80,95 ± 0,03dB	82,82 ± 0,03bB	81,22 ± 0,001cB	82,86 ± 0,01bB	84,65 ± 0,02aB
	polpa	85,55 ± 0,02dA	86,86 ± 0,02bA	88,93 ± 0,04aA	86,47 ± 0,05cA	86,95 ± 0,001bA

(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja. (nd) não determinado. (SS) Teor de sólidos solúveis; (AT) acidez titulável; Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha e maiúsculas na coluna diferem pelo teste de Tukey.

Os SS não foram determinados na casca devido às limitações no preparo da amostra. O conteúdo de SS na polpa aumentou de 13,85 ± 0,34% no fruto verde (TV) para 14,1 ± 0,62% estágio de cor totalmente laranja (TL) sem diferenças significativas (Tabela 2). Moura et al. (2003) avaliaram as características de maturação de cajá e seus resultados indicaram aumento contínuo dos SS durante a maturação; a mesma pesquisa justificou ser provavelmente devido à conversão do amido em açúcares.

A AT determinada na casca da Cajarana do Sertão possuía a maior concentração comparada à polpa ($p < 0,05$). Em relação a maturação, a casca aumentou a concentração sem diferença estatística, entretanto na polpa houve uma redução significativa de 1,76 ± 0,24% ácido cítrico no estágio que apresentou a cor totalmente verde (TV) para 0,83 ± 0,12% ácido cítrico no estágio de cor totalmente laranja (TL) (Tabela 2).

A redução AT pode ser devido ao processo respiratório que é essencial na conversão dos ácidos em açúcares e síntese de compostos fenólicos (LOMBARDI; MORAES; CAMELATTO, 2000). O aumento na acidez pode estar relacionado à liberação de ácido galacturônico durante a hidrólise de componentes da parede celular. As enzimas

pectinametilesterase (PME) e poligalacturonase (PG) realizam a hidrólise dos componentes da parede celular liberando o ácido galacturônico durante o amadurecimento do fruto proporcionando aumento na acidez (GERMANO et al., 2019).

Silva et al. (2018) avaliaram *Spondias mombin* L. durante seu desenvolvimento fisiológico e observaram o mesmo comportamento de diminuição da acidez titulável com o desenvolvimento do fruto, de $3,14 \pm 0,00$ (g/100 g) para $0,89 \pm 0,02$ (g/100 g) de ácido cítrico. O mesmo foi observado por Moura et al. (2003) na maturação de cajá (*Spondias mombin* L.). Assim como em frutos umbuguela (*Spondias* sp.) de 1,24 para 0,63 (g/100 g) de ácido cítrico (DANTAS et al., 2016). Meinhart et al. (2019) determinaram AT 2,10, 1,53, 1,32 (g/100 g) ácido cítrico em umbu (*Spondias tuberosa*) colhidos nas regiões brasileiras Sul, Sudeste e Nordeste, respectivamente.

Houve aumento linear na relação SS/AT na polpa da Cajarana do Sertão com a maturação ($p < 0,05$), variando de $8,02 \pm 1,26$ (TV) para $17,25 \pm 2,66$ (TL) (Tabela 2). Geralmente a razão (SS/AT) aumenta com o avanço da maturação por conta da degradação dos polissacarídeos e oxidação dos ácidos do ciclo do ácido tricarboxílico no processo respiratório (LIMA; SILVA; OLIVEIRA, 2018).

A determinação SS e AT está ligado à percepção humana do paladar (RIBEIRO; SCHWAN; LIMA, 2003). Assim como a razão SS/AT apresenta de forma mais precisa a qualidade do fruto, pois indica o equilíbrio dos teores de açúcar e ácidos orgânicos da fruta, evidenciando qual o sabor predominante, o doce ou o ácido. Portanto, um parâmetro importante para determinar a maturação e a palatabilidade dos frutos (PEREIRA et al., 2019). De acordo com Chitarra e Chitarra (2005) esse valor da proporção é adequado para processamento industrial, uma vez que é utilizado como um indicador de maturação e sabor desenvolvido pelos frutos e quanto maior o índice, menos ácida e/ou mais doce será a polpa ou o suco (HUI, 2008).

Meinhart et al. (2019) encontraram em umbu (*Spondias tuberosa*) colhidos das regiões brasileiras Sul, Sudeste e Nordeste médias inferiores para SS/AT 3,24, 6,66 e 7,27, respectivamente. Santos et al. (2010) avaliaram características de qualidades também inferiores em fruto umbu-cajá obtiveram valor médio de 7,57 para o ratio.

Nos frutos da Cajarana do Sertão (*Spondias* sp.) o pH na casca variou de $3,24 \pm 0,14$ para $3,05 \pm 0,05$, na polpa ocorreu o aumento de $3,01 \pm 0,05$ (TV) para $3,30 \pm 0,05$ (TL) (Tabela 2). Sendo assim, no estágio que apresentou a cor totalmente verde (TV) e verde amarelado (VA) o pH foi maior na casca, porém com o avanço da maturação passou a ser na polpa ($p < 0,05$). Desse modo, na casca o pH reduziu com a maturação e na polpa aumentou

com a maturação. A redução de pH com a maturação pode estar associada a maior taxa respiratória e à ação das enzimas pectinolíticas que levam ao acúmulo de ácidos orgânicos e açúcares (DUTRA et al., 2017; PAREEK, 2016).

O pH de outros frutos do gênero *Spondias* apresentaram valores similares ao desta pesquisa. Em cajá (*Spondias mombim* L.) os autores determinaram valores de 3,30 (ALDRIGUE, 1998) e Lima et al. (2002) em umbu-cajá (*Spondias* sp.) maduro pH 2,09 Silva et al. (2018) também observaram aumento no pH de cajá-manga de $2,47 \pm 0,01$ para $2,67 \pm 0,00$.

Outros compostos importantess para a nutrição e qualidade dos frutos que também foram avaliados na Cajarana do Sertão foram proteína, cinzas e umidade. Em relação a concentração de proteínas não houve mudanças significativas com a maturação na casca. Apenas na polpa entre o primeiro (TV) e o estágio verde amarelado (VA). Com variação de $1,55 \pm 0,02$ (TV) para $1,65 \pm 0,13$ (g/100 g) (VA) e na polpa $0,74 \pm 0,12$ (TV) para $1,20 \pm 0,2$ (g/100 g) (TL) (Tabela 2). As frutas e vegetais são fontes de proteínas disponíveis, acessíveis e confiáveis. Pesquisas têm demonstrado a potencialidade das frutas e vegetais como fontes de peptídeos bioativos que proporcionam benefícios à saúde (JIMÉNEZ-MUNOZ; TAVARES; CORREDIG, 2021).

Em relação às cinzas na casca, a concentração diferiu estatisticamente com a maturação aumentando de $0,84 \pm 0,01$ (TV) para $0,88 \pm 0,00$ (g/100 g) (TL). No entanto, na polpa a concentração reduziu de $0,55 \pm 0,001$ (TV) para $0,43 \pm 0,00$ (g/100 g) (LA) ($p < 0,05$) (Tabela 2). As cinzas representam uma estimativa do conteúdo mineral nos alimentos e são determinadas pela medida do resíduo após a queima dos compostos orgânicos (SILVA; TASSI; PASCOAL, 2016). A casca apresentou maiores concentrações de proteínas e cinzas comparando-se a polpa dos frutos ($p < 0,05$).

O teor de umidade foi maior na polpa comparado a casca ($p < 0,05$). Na casca a umidade aumentou com a maturação $80,95 \pm 0,03$ (g/100 g) (TV) para $84,65 \pm 0,02$ (g/100 g) (TL) ($p < 0,05$). Na polpa variou de $85,55 \pm 0,02$ (g/100 g) (TV) para $88,93 \pm 0,04$ (g/100 g) (AV) (Tabela 2). O percentual de umidade é um fator importante que afeta a qualidade influenciando na textura, aparência e no sabor. A água atua como solvente em reações biológicas e processos de transporte (DAMODARAN; PARKIN, 2018).

3.4 Compostos bioativos

A Tabela 3 mostra os resultados da determinação do ácido ascórbico (AA), flavonoides amarelos (Flavon), clorofila total (Clorof), carotenoides (Carot) e polifenóis

extraíveis totais (PET) da casca e da polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação. A análise estatística indicou diferença significativa entre os seguintes parâmetros: flavonoides amarelos, clorofila total e PET na casca em todos os estádios de maturação. A casca também apresentou as maiores concentrações dos compostos bioativos avaliados, com exceção apenas do AA no estádio verde amarelado (VA) em que a polpa apresentou maior teor ($14,21 \pm 0,99$ (mg/100 g)).

Tabela 3. Compostos bioativos na casca e na polpa na Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação

Características		Estádios de maturação				
		TV	VA	AV	LA	TL
AA (mg/100 g)	casca	$13,97 \pm 0,79aA$	$13,71 \pm 1,10aA$	$15,38 \pm 1,19aA$	$13,87 \pm 0,68aA$	$14,81 \pm 0,60aA$
	polpa	$11,83 \pm 1,32aB$	$14,21 \pm 0,99aA$	$13,61 \pm 1,51aA$	$13,84 \pm 1,97aA$	$14,25 \pm 2,29aA$
Flavon (mg/100 g)	casca	$31,07 \pm 1,98dA$	$34,97 \pm 0,60cA$	$36,06 \pm 1,29cA$	$45,15 \pm 0,91bA$	$51,52 \pm 0,69aA$
	polpa	$3,00 \pm 2,23aB$	$1,70 \pm 0,56aB$	$1,05 \pm 0,17aB$	$1,01 \pm 0,29aB$	$0,79 \pm 0,45aB$
Clorof (mg/100 g)	casca	$2,45 \pm 0,69aA$	$1,55 \pm 0,38bA$	$1,23 \pm 0,09bA$	$1,03 \pm 0,27bcA$	$0,64 \pm 0,28cA$
	polpa	$0,38 \pm 0,22aB$	$0,15 \pm 0,01aB$	$0,10 \pm 0,01aB$	$0,08 \pm 0,01aB$	$0,08 \pm 0,02aB$
Carot (mg/100 g)	casca	$0,93 \pm 0,21aA$	$0,71 \pm 0,11aA$	$0,73 \pm 0,11aA$	$0,88 \pm 0,32aA$	$0,92 \pm 0,07aA$
	polpa	$0,14 \pm 0,07bB$	$0,44 \pm 0,4abA$	$0,51 \pm 0,09abB$	$0,66 \pm 0,17aA$	$0,72 \pm 0,14aB$
PET (mg GAE/100g)	casca	$235,47 \pm 2,46aA$	$229,40 \pm 1,05bA$	$220,34 \pm 1,55cA$	$219,66 \pm 2,75cA$	$196,57 \pm 2,32dA$
	polpa	$80,27 \pm 1,67aB$	$78,69 \pm 2,89abB$	$74,80 \pm 2,69bcB$	$71,06 \pm 1,90dcB$	$69,59 \pm 0,55cB$

(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja. (AA) ácido ascórbico, flavon (flavonóides amarelo); clorof (clorofila total), (carot) Carotenoides, (PET) polifenóis extraíveis totais; (nd) não determinado. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha e maiúsculas na coluna diferem pelo teste de Tukey.

A Cajarana do Sertão apresentou aumento na concentração de ácido ascórbico (AA) na casca de $13,9 \pm 0,79$ (TV) a $14,81 \pm 0,60$ (mg/100 g) (TL) e na polpa $11,83 \pm 1,32$ (TV) para $14,10 \pm 2,29$ (mg/100 g) (TL) sem diferenças significativa (Tabela 3).

O AA é um composto bioativo com atividade antioxidante presente nos vegetais que, reduz a oxidação nas células devido a geração de radicais livres em excesso e isso pode valorizar o fruto para a comercialização devido ao seu potencial funcional (GUO et al., 2016). Também proporciona os seguintes benefícios para a saúde: cicatrizante, anti-inflamatório, prevenção de hemorragia mucosa, absorção de ferro, além da função antioxidante (CUNHA-SANTOS et al., 2019). Segundo Lima, Silva e Oliveira (2018) o teor de ácido ascórbico pode variar dependendo de alguns fatores, como estágio de maturação, ambiente de crescimento, estação e acidez de frutas.

A concentração dos flavonoides amarelos foi de 20 a 65 vezes maior na casca do que na polpa. Isso indica que o fruto é excelente fonte desse composto para nutrição, já que a casca pode ser consumido *in natura* junto com a polpa e também nos produtos processados. Além disso, foi observado na casca aumento na concentração entre os estádios de maturação de $31,07 \pm 1,98$ (TV) para $51,52 \pm 0,69$ (mg/100 g) (TL) com diferenças significativas. Na polpa ocorreu uma redução sem diferenças significativas durante a maturação de $3,00 \pm 2,23$ (TV) para $0,79 \pm 0,45$ mg/100 g (TL) (Tabela 3).

Em várias pesquisas destacam-se os efeitos benéficos para a saúde dos flavonoides devido à capacidade antioxidante e quelante (RENGARAJAN et al., 2020). Valores inferiores ao deste estudo foram determinados por Gordim (2012) no estágio classificado pelo autor como “de vez” o resultado foi 2,69 mg/100 g aumentando para 3,52 mg/100 g quando maduro.

Em relação ao teor de clorofila tanto na casca quanto na polpa houve redução com a maturação de $2,45 \pm 0,69$ (TV) a $0,64 \pm 0,28$ mg/100 g (TL) e $0,38 \pm 0,22$ (TV) a $0,08 \pm 0,02$ mg/100 g (TL), respectivamente (Tabela 3). Esse declínio está relacionado à degradação da clorofila causada por mudanças no pH, estado redox celular e atividade da enzima clorofilase (BERTOLDI; SANT’ANNA; OLIVEIRA, 2008).

O teor de carotenoides na casca não diferiu durante a maturação de $0,93 \pm 0,21$ para $0,92 \pm 1,34$ mg/100 g entre o primeiro e último estágio, No entanto, na polpa sua concentração aumentou sinificativamente de $0,14 \pm 0,07$ mg/100 g (TV) para $0,72 \pm 0,14$ mg/100 g (TL) (Tabela 3). Portanto, os frutos são boas fontes desse importante composto para nutrição humana. Isso porque os carotenoides possuem propriedades bioativas antioxidantes e pró-vitamina A (EKESA et al., 2012).

Sabe-se que no estágio de maturação, condições climáticas, variedade e parte da planta consumida entre outros fatores pode proporcionar variação na concentração de carotenoides nos frutos (GUALBERTO et al., 2021). Gondim (2012) determinou uma maior concentração de carotenoides totais na Cajarana do Sertão do que no umbu-cajá e umbu 113,034, 1,207, 0,246 (mg/100 g), respectivamente. Três carotenoides foram quantificados e identificados por Gondim (2012) na Cajarana do Sertão. A zeaxantina foi o componente majoritário, com média geral de 46,367 mg 100 g⁻¹, seguido pelo β -caroteno (27,879 mg/100 g) e a β -cryptoxantina (18,966 mg/100 g).

Pesquisas indicam que a zeaxantina contribui para a saúde, diminuindo o risco de catarata e entre outras doenças oculares relacionada à idade (CARPENTIER; KNAUS; SUH, 2009). Além disso, os carotenoides possuem ação antioxidante capaz de reduzir o desenvolvimento de algumas doenças como alzheimer, doença cardíaca e câncer ocasionadas devido à ação dos radicais livres (RAM et al., 2020).

O teor de PET reduziu com a maturação tanto na casca de $235,47 \pm 2,46$ (TV) para $196,57 \pm 2,32$ mg GAE/100 g (TL) quanto na polpa de $80,27 \pm 1,67$ (TV) para $69,59 \pm 0,55$ mg GAE/100 g (TL). A casca apresentou maior concentração dos PET comparado com a polpa (Tabela 3). Omena et al. (2012) afirmam que em geral, os compostos fenólicos estão localizados preferencialmente nas cascas e sementes e, em menor grau, na polpa e desempenham importante atividade antioxidante.

3.5 Atividade antioxidante total e enzimática

O resultado expresso em IC₅₀ corresponde à concentração necessária do antioxidante para reduzir em 50% o radical DPPH. Portanto, quanto menor o IC₅₀, maior a atividade antioxidante do fruto (NEGRI; POSSAMAI; NAKASHIMA, 2009). Assim sendo, a atividade antioxidante medida pelo método DPPH apresentou maior atividade na casca, sem diferença significativa durante a maturação. Na polpa a atividade aumentou com a maturação (Tabela 4).

Tabela 4. Atividade antioxidante total (AAT) e enzimática na casca e polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação

AAT		Estádio de maturação				
		TV	VA	AV	LA	TL
DPPH*	Casca	453,41 ± 41,15aB	442,08 ± 84,04aB	455,54 ± 80,52aB	439,53 ± 61,61aB	571,25 ± 125,98aB
	Polpa	1742,91 ± 345,36aA	1228,64 ± 155,34bA	1731,47 ± 274,44aA	1443,70 ± 184,61bA	1320,37 ± 339,07bA
ABTS**	Casca	15,28 ± 1,80aA	21,36 ± 5,65aA	19,72 ± 4,33aA	17,20 ± 1,84aA	16,43 ± 3,22aA
	Polpa	6,39 ± 4,57aB	6,92 ± 2,92aB	5,14 ± 2,01aB	6,58 ± 0,52aB	8,96 ± 0,17aB
Atividade enzimática		TV	VA	AV	LA	TL
SOD	Casca	18,73 ± 2,94aA	21,88 ± 0,80aA	14,33 ± 0,31bA	13,12 ± 1,89bA	0,95 ± 0,53cA
	Polpa	10,55 ± 0,92aB	5,23 ± 0,20bB	3,20 ± 0,46bcB	1,22 ± 0,16cB	0,43 ± 0,00cA
CAT	Casca	28,85 ± 6,45bA	38,53 ± 12,71bA	25,80 ± 4,22bA	92,11 ± 7,10aA	29,49 ± 4,22bB
	Polpa	15,82 ± 2,13bcB	15,66 ± 1,60bcB	14,32 ± 4,10cA	32,22 ± 9,30bB	86,61 ± 7,98aA
APX	Casca	39,08 ± 5,58abA	30,08 ± 10,67bA	35,01 ± 15,72bA	56,39 ± 9,77aA	24,88 ± 2,76bB
	Polpa	11,17 ± 9,77cB	34,09 ± 5,75bA	34,91 ± 2,69bA	49,23 ± 1,55bA	80,16 ± 7,31aA
POD	Casca	1454,44 ± 36,93cA	1464,29 ± 65,66cA	1507,45 ± 31,80cA	1656,95 ± 9,90bA	2085,18 ± 39,13aA
	Polpa	503,42 ± 30,97dB	1282,62 ± 29,12cB	1407,98 ± 57,36cB	1569,10 ± 87,19bA	2060,30 ± 82,20aA

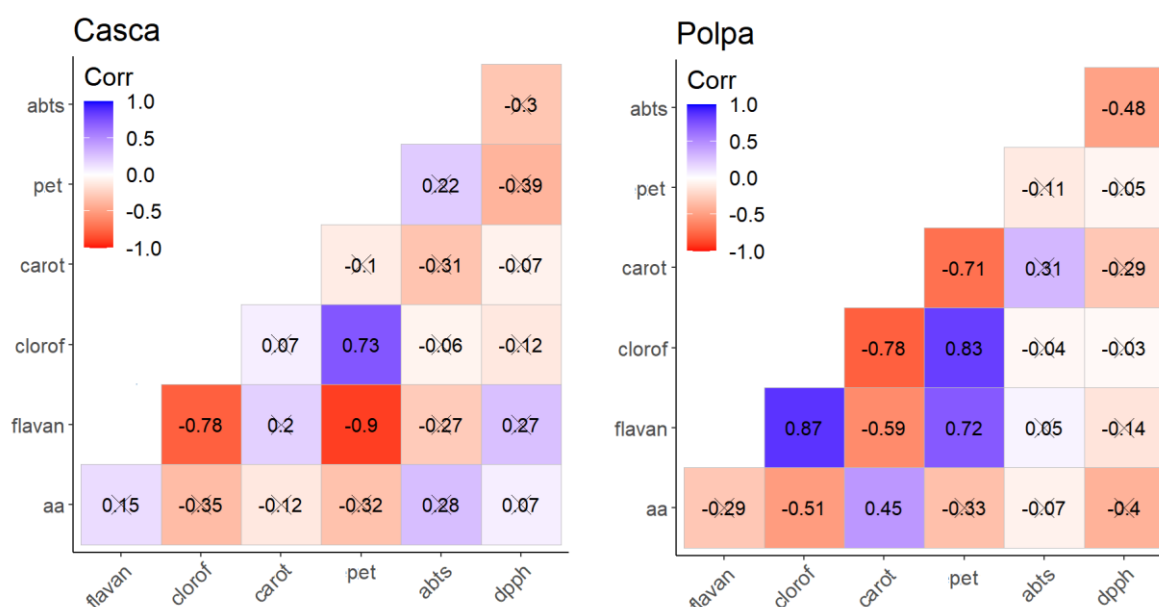
(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja; * IC 50 g amostra/g DPPH; ** μ M Trolox/g amostra; (SOD) Superóxido dismutase; (CAT) Catalase; (APX) Ascorbato peroxidase; (POD) Peroxidase. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha e maiúsculas na coluna diferem pelo teste de Tukey.

O IC₅₀ g/g DPPH para a Cajarana do Sertão na polpa variou de $1742,91 \pm 345,36$ (TV) a $1320,37 \pm 339,07$ (TL) (Tabela 4), possuindo atividade antioxidante maior que de outras espécies de *Spondias*, como em cajá e umbu com $9397 \pm 64,8$ e 7074 ± 218 (IC₅₀ g/g DPPH) respectivamente avaliados por Rufino et al. (2010).

Pelo ensaio ABTS, a atividade também foi mais elevada na casca comparando-se com a polpa. A avaliação de ABTS na casca também obteve médias superiores à pesquisa realizada por Rufino et al. (2010) para cajá e umbu $7,8 \pm 0,2$ e $6,3 \pm 0,2$ μ M Trolox/g amostra, respectivamente. Os resultados da pesquisa realizada por Omena et al. (2012) também indicaram uma atividade antioxidante maior na casca quando comparado com polpa em frutos de ciriguela e umbu.

Em relação a correlação das variáveis, a casca possuiu alta correlação positiva significativa entre polifenóis extraíveis totais e clorofila (Figura 4).

Figura 4 - Correlação entre as atividades antioxidantes (ABTS e DPPH) e os níveis de compostos bioativos da casca e da polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação



(AA) ácido ascórbico, flavon (flavonoides amarelo); clorof (clorofila total), (carot) Carotenoides, (PET) polifenóis extraíveis totais; (DPPH) 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl; (ABTS) 2,2'-Azino-bis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid), (CP) componente principl. A- casca e B- polpa.

Obseva-se que a atividade antioxidante medida por ABTS obteve correlação positiva não significativa com ácido ascórbico e polifenóis extraíveis totais. O DPPH foi negativamente correlacionada com PET. Isso indica que quanto maior a concentração de PET

haverá uma maior atividade antioxidante e menos quantidade de amostra do fruto (g) será necessária para que elimine o radical livre DPPH.

Na polpa, os flavonoides amarelos possuem correlação positiva e significativa com clorofila e polifenóis extraíveis totais. Esse, por sua vez, também está correlacionado de forma significativa e positiva com a clorofila. Os carotenoides também tem correlação positiva e significativa com ácido ascórbico e com ABTS. O DPPH também se correlaciona com ABTS porém, não foi significativo.

Em relação à atividade das enzimas antioxidantes na Cajarana do Sertão (*Spondias* sp.) apresentou maior atividade na casca. A atividade da CAT, APX e POD aumentou com a maturação enquanto a SOD diminuiu (Tabela 4).

O amadurecimento dos frutos foi caracterizado como um fenômeno oxidativo (BRENNAN; FRENKEL, 1977). Durante o metabolismo aeróbio, realizado na respiração, são gerados como subprodutos as espécies reativas de oxigênio (EROs) a partir da cadeia transportadora de elétrons (CHOMKITICHAJ et al., 2014). As EROs desencadeiam muitas vias metabólicas associadas à fisiologia do amadurecimento todavia, seu excesso pode causar danos aos carboidratos, proteínas, lipídios e DNA (GILL; TUTTEJA, 2010). As frutas possuem vários antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos para evitar este estresse oxidativo (MONDAL et al., 2004).

Os frutos da cajaraneira do Sertão nos estádios de maturação TV e VA apresentaram as maiores atividades de superóxido dismutase (SOD) quando comparado aos demais estádios com diferença significativa. A SOD está diretamente ligada à regulação do desenvolvimento e maturação dos frutos. Sua atividade está envolvida na eliminação dos radicais livres do ânion superóxido intracelular ($O_2^{\bullet-}$) e a catalisa em oxigênio molecular e peróxido de hidrogênio (H_2O_2) (FANG et al., 2021).

Sendo assim, o consumo de Cajarana do Sertão maduro provavelmente desempenha importante função para a saúde, uma vez que apresenta uma alta atividade enzimática, que exerce funções como a neutralização do estresse oxidativo, interrompendo reações oxidantes em cadeia e minimiza os danos causados pelos radicais livres (WANG et al., 2021).

A catalase, ascorbato peroxidase (APX) e peroxidase (POD) são as principais enzimas antioxidantes em plantas, pois têm a capacidade de quebrar o excesso de H_2O_2 e desempenham um papel crucial no processo de desintoxicação de oxi-radicais (TIAN; QIN; LI, 2013). Neste sentido, os resultados indicam que a Cajarana do Sertão em estádios de maturação com as cores laranja amarelado (LA) e totalmente laranja (TL) são os que

apresentam alta capacidade na remoção das espécies reativas de oxigênio como o H_2O_2 .

O aumento da atividade da POD no estágio de maturação totalmente laranja (TL), pode ser um indicativo de reações deteriorantes presentes na fase de senescência, como as mudanças no sabor, cor e textura (MALDONADO-ASTUDILLO et al., 2014).

3.6 Análise de componentes principais

A variabilidade dos compostos bioativos e atividade antioxidante total e enzimática da casca e polpa da Cajarana do Sertão, em cinco estádios de maturação, foi explicada em 77,1% na casca e 90,8% na polpa pelos dois primeiros componentes principais (CP 1 e CP 2) (Tabela 5).

Tabela 5. Autovetores e autovalores de duas componentes principais (CP1 e CP2), com base nas variáveis que contribuíram para a capacidade antioxidante da casca e polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação

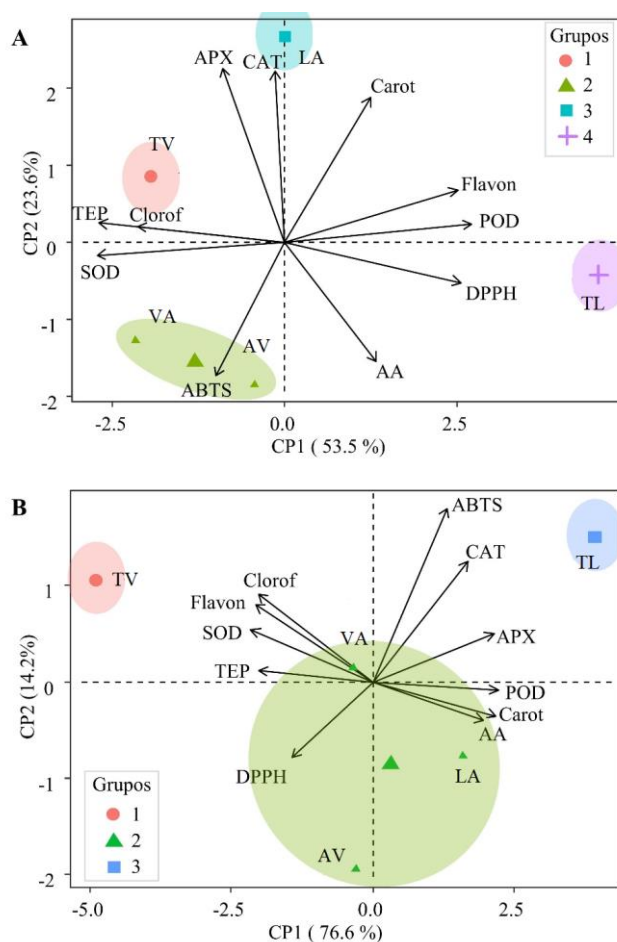
Variáveis	Casca		Polpa	
	CP1	CP2	CP1	CP2
AA	0,199	-0,346	0,303	-0,146
Flavon	0,375	0,152	-0,320	0,288
Clorof	-0,320	0,046	-0,312	0,327
Carot	0,186	0,421	0,338	-0,128
PET	-0,404	0,056	-0,312	0,044
DPPH	0,382	-0,117	-0,221	-0,281
ABTS	-0,151	-0,389	0,203	0,647
SOD	-0,408	-0,037	-0,333	0,194
CAT	-0,022	0,498	0,262	0,449
APX	-0,136	0,507	0,332	0,180
POD	0,405	0,054	0,342	-0,031
Autovalor	5,884	2,597	8,426	1,557
Variância acumulada (%)	53,494	77,101	76,600	90,751
Critério de seleção*	0,206	0,310	0,172	0,401

(AA) ácido ascórbico, (flavon) flavonoides amarelo; (clorof) clorofila total, (carot) Carotenoides, (PET) polifenóis extraíveis totais; (DPPH) 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl; (ABTS) 2,2'-Azino-bis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid), (CP) componente principal. *os valores iguais ou superiores ao critério de seleção = $(0,5/(\text{autovalor do PC})^{0,5})$ foram considerados significativos (WAIREGI; VAN ASTEN, 2011).

O primeiro componente (CP1) relacionado às características da casca representou 53,5% da variação total enquanto o segundo componente (CP2) representou 23,6%. O CP1 relacionado às características da polpa foi responsável por 76,6% da variação total e CP2 representou 14,2% da variação total.

Observou-se a formação de 4 grupos para os estádios de maturação com base nas características da casca (Figura 5A). O grupo 1 referente ao primeiro estágio (TV), caracterizado pelo alto teor de PET, clorofila total e maior atividade antioxidante por DPPH. O grupo 2 compreendeu os estádios VA e AV, e foi caracterizado principalmente por maior atividade antioxidante por ABTS, maiores teores de ácidos ascórbico e também elevada atividade da SOD. O grupo 3 contemplou o estágio LA, caracterizado por maior atividade da CAT e APX e elevado conteúdo de carotenoides. Finalmente, o grupo 4, contendo o estágio TL, foi caracterizado por maior atividade da POD e conteúdo de flavonoides, menor atividade antioxidante por DPPH e menor conteúdo de PET.

Figura 5 - Biplots dos autovetores das variáveis que contribuíram para a capacidade antioxidante da casca (A) e da polpa (B) com as pontuações para a Cajarana do Sertão em cinco estágio de maturação dos 2 primeiros componentes principais



(TV) E1 totalmente verde; (VA) E2 verde amarelado; (AV) E3 amarelo com traços verdes; (LA) E4 laranja amarelado; (TL) E5 totalmente laranja., (AA) ácido ascórbico, flavon (flavonoides amarelo); clorof (clorofila total), (carot) Carotenoides, (PET) polifenóis extraíveis totais; (DPPH) 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl; (ABTS) 2,2'-Azino-bis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid), (CP) componente principi. A- casca e B- polpa.

Em conjunto, as principais características de cada grupo revelam os padrões do sistema antioxidante na casca dos frutos da cajaraneira, indicando que o sistema antioxidante não-enzimático atua principalmente nos estádios mais verdes da maturação (grupo 1 e 2), enquanto o sistema antioxidante enzimático tem maior atividade nos estádios de maturação mais avançados (grupos 3 e 4). No entanto, é importante mencionar o suporte que alguns compostos bioativos dão ao sistema antioxidante enzimático nos diferentes estágios da maturação, indicado pelas correlações negativas entre a atividade da APX e o conteúdo de AA (principalmente no LA) e entre atividade da POD e o conteúdo de PET (principalmente no TL). A redução do AA e dos fenólicos com a maior atividade da APX e POD pode estar relacionado com a degradação destes compostos durante as reações enzimáticas de eliminação de radicais livres, uma vez que atuam como doadores de elétrons para estas enzimas (KUMAR et al., 2016; LÓPEZ-HUERTAS; PALMA, 2020).

Com base nas características da polpa, foi observado a formação de apenas 3 grupos (Figura 5B). O grupo 1 referente ao primeiro estágio (TV), caracterizado principalmente pelos maiores teores de PET, clorofila total e flavonoides e maior atividade da SOD. O grupo 2 compreendeu os estádios VA, AV e LA, com escore médio positivo e muito baixo no CP1 e negativo mediano no CP2, indicando valores próximos à média geral para a maioria das variáveis originais em estudo, mas com valores baixos de atividade antioxidante por ABTS e DPPH e menor atividade da CAT. Já o grupo 3, composto pelo estágio TL, foi caracterizado por maior atividade antioxidante por ABTS e DPPH, maior atividade da CAT e APX.

4. Conclusões

A Cajarana do Sertão apresentou uma diversidade de antioxidantes naturais com potencial para consumo *in natura* ou na elaboração de produtos agroindustriais como polpas, geléias e sorvetes capazes de promover benefícios à saúde humana. Apresentou características de fruto climatérico. Além disso, o estágio com a coloração amarelo predominante (TL) indicou a máxima qualidade nutricional. Outra característica observada foi a casca do fruto apresentar atividade antioxidante significativamente maior quando comparado a polpa, principalmente em relação aos flavonoides amarelos e polifenóis extraíveis totais. Na polpa, o ácido ascórbico e os carotenoides foram os constituintes que mais contribuíram para a atividade antioxidante. Observou-se ainda aumento na atividade enzimática no último estágio de maturação (TL) para as enzimas ascorbato peroxidase (APX) e peroxidase (POD) tanto na casca quanto na polpa. Já a catalase (CAT) houve aumento significativo na polpa e a

superóxido dismutase (SOD) reduziu com o avanço da maturação tanto na casca quanto na polpa.

REFERÊNCIAS

- ALDRIGUE, M. L. Desenvolvimento e validação de metodologia analítica, utilizando a CLAE, para determinação de vitamina C em frutas e seus principais produtos. 1998.
- BAILLY, C. et al. Changes in malondialdehyde content and in superoxide dismutase, catalase and glutathione reductase activities in sunflower seeds as related to deterioration during accelerated aging. **Physiologia Plantarum**, v. 97, n. 1, p. 104–110, 1996.
- BERTOLDI, F. C.; SANT'ANNA, E.; OLIVEIRA, J. L. B. Teor de clorofila e perfil de sais minerais de *Chlorella vulgaris* cultivada em solução hidropônica residual. **Ciência Rural**, v. 38, n. 1, p. 54–58, 2008.
- BIAGGI, M. et al. Emerging species with nutraceutical properties: Bioactive compounds from *Hovenia dulcis* pseudofruits. **Food Chemistry**, v. 310, p. 125816, 2020.
- BLOIS, M. S. Antioxidant Determinations by the Use of a Stable Free Radical. **Nature**, v. 181, n. 4617, p. 1199–1200, 1958.
- BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M. E.; BERSET, C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. **LWT-Food science and Technology**, v. 28, n. 1, p. 25–30, 1995.
- BRENNAN, T.; FRENKEL, C. Involvement of hydrogen peroxide in the regulation of senescence in pear. **Plant Physiology**, v. 59, n. 3, p. 411–416, 1977,
- BRUINSMA, J.; PATIL, S. S. The effects of 3-indoleacetic acid, gibberellic acid and vitamin E on flower initiation in unvernalsed Petkus winter rye plants. **Naturwissenschaften**, v. 50, n. 14, p. 505, 1963.
- CARPENTIER, S.; KNAUS, M.; SUH, M. Associations between lutein, zeaxanthin, and age-related macular degeneration: an overview. **Critical reviews in food science and nutrition**, v. 49, n. 4, p. 313–326, 2009.
- CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutas e hortaliça: Fisiologia e Manuseio**. Ufla. Lavras, 2005.
- CHOMKITICHAI, W. et al. Reduction of reactive oxygen species production and membrane damage during storage of 'Daw' longan fruit by chlorine dioxide. **Scientia Horticulturae**, v. 170, p. 143–149, 2014.
- CORADIN, L.; CAMILLO, J.; PAREYN, F. G. C. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial : plantas para o futuro : região Nordeste**. Brasília, DF: MMA, 2018. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/1073295/especies-nativas-da-flora-brasileira-de-valor-economico-atual-ou-potencial-plantas-para-o-futuro-regiao-centro-oeste>. Acesso em: nov. 2021.
- CUNHA-SANTOS, E. C. E. et al. Vitamin C in camu-camu [*Myrciaria dubia* (H.B.K.) McVaugh]: evaluation of extraction and analytical methods. **Food Research International**,

v. 115, p. 160–166, 2019.

DAMODARAN, S.; PARKIN, K. L. **Química de alimentos de Fennema**. [s.l.] Artmed Editora, 2018.

DANTAS, A. L. et al. Bioactive compounds and antioxidant activity during maturation of strawberry guava fruit. **Revista Ciência Agronômica**, v. 44, n. 4, p. 805–814, 2013.

DANTAS, A. L. et al. Development, physiology of maturation, and indication of harvest point of umbuguela tree fruits (*Spondias* sp.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, n. 1, p. 33–42, 2016.

DEFILIPPI, B. G. et al. Chapter 1 Aroma Volatiles: Biosynthesis and Mechanisms of Modulation During Fruit Ripening. In: *Advances in Botanical Research*. [s.l.] Academic Press, 2009. v. 50p. 1–37.

DUTRA, F. V. et al. Características físicas e químicas de acessos de umbuzeiros (*Spondias tuberosa* Arr. Cam). **Revista de Ciências Agrárias**, v. 40, n. 4, p. 814–822, 2017.

EKESA, B. et al. Bioaccessibility of provitamin A carotenoids in bananas (*Musa* spp.) and derived dishes in African countries. **Food Chemistry**, v. 133, n. 4, p. 1471–1477, 2012.

ENGEL, V. L.; POGGIANI, F. Estudo da concentração de clorofila nas folhas e seu espectro de absorção de luz em função do sombreamento em mudas de quatro espécies florestais nativas. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v. 3, n. 1, p. 39–45, 1991.

ESCRIBANO, S. et al. Efficacy of liquid 1-methylcyclopropene to delay ripening of ‘Bartlett’ pears. **Postharvest Biology and Technology**, v. 126, p. 57–66, 2017.

FANG, H. et al. 24-epibrassinolide alleviates postharvest yellowing of broccoli via improving its antioxidant capacity. **Food Chemistry**, v. 365, p. 130529, 2021.

FORATO, L. A. et al. Effect of cashew gum-carboxymethylcellulose edible coatings in extending the shelf-life of fresh and cut guavas. **Food Packaging and Shelf Life**, v. 5, p. 68–74, 2015.

FRANCIS, F. J. Analysis of anthocyanins. **Anthocyanins as food colors**, v. 1, p. 280, 1982.

Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos (FUNCEME). 2020. Disponível em: <<http://www.funceme.br/app-calendario/anual/municipios/maxima/2020>>. Acesso em: 10 nov. 2021.

GERMANO, T. A. et al. Galactomannan-carnauba wax coating improves the antioxidant status and reduces chilling injury of ‘Paluma’ guava. **Postharvest Biology and Technology**, v. 149, p. 9–17, 2019.

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 48, n. 12, p. 909–930, 2010.

GOMES, R. P. **Fruticultura brasileira**. 11.ed. Sao Paulo, 1987.

GONDIM, P. J. S. **Identificação de carotenoides e quantificação de compostos bioativos e atividade antioxidante em frutos do gênero *Spondias***. AREIA-PB: Universidade Federal da Paraíba, 2012.

GUALBERTO, N. C. et al. Bioactive compounds and antioxidant activities in the agro-industrial residues of acerola (*Malpighia emarginata* L.), guava (*Psidium guajava* L.), genipap (*Genipa americana* L.) and umbu (*Spondias tuberosa* L.) fruits assisted by ultrasonic or shaker extraction. **Food Research International**, v. 147, p. 110538, 2021.

GUO, W. et al. Vitamin C intervention may lower the levels of persistent organic pollutants in blood of healthy women – A pilot study. **Food and Chemical Toxicology**, v. 92, p. 197–204, 2016.

HANDA, A. K.; TIZNADO-HERNÁNDEZ, M. E.; MATTOO, A. K. Fruit development and ripening: A molecular perspective. **Plant Biotechnology and Agriculture**, p. 405–424, 2012.

HIGBY, W. K. A simplified method for determination of some aspects of the carotenoid distribution in natural and carotene-fortified orange juice. **Journal of food science**, v. 27, n. 1, p. 42-49, 1962.

HORWITZ, W.; LATIMER, G. W. Association of Official Analytical Chemistry—AOAC Official Methods of Analysis. 2005.

HUI, Y. H. **Handbook of fruits and fruit processing**. [s.l.] John Wiley & Sons, 2008.

IAL - INSTITUTO ADOLFO LUTZ. 1ª Edição Digital. **Métodos físicos-químicos para análise de Alimentos**, 2008.

JIMÉNEZ-MUNOZ, L. M.; TAVARES, G. M.; CORREDIG, M. Design future foods using plant protein blends for best nutritional and technological functionality. **Trends in Food Science & Technology**, v. 113, p. 139–150, 2021.

KUMAR, P. et al. Effect of chitosan coating on postharvest life and quality of plum during storage at low temperature. **Scientia Horticulturae**, v. 226, p. 104–109, 2017.

KUMAR, V. et al. Fruit ripening mutants reveal cell metabolism and redox state during ripening. **Protoplasma**, v. 253, n. 2, p. 581-594, 2016.

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 agricultural and food chemistry**, v. 45, n. 4, p. 1390–1393, 1997.

LIMA, E. D. P. A. et al. Physical and chemical characterization on the fruits of umbu-cajazeira (*Spondias* spp) in five ripening stages, frozen pulp and nectar. **Revista Brasileira de Fruticultura (Brazil)**, v. 24, p. 338–343, 2002.

LIMA, F. S. **Caracterização físico-química e bromatológica da polpa de *Spondias* sp. (Cajarana do Sertão)**. PATOS – PB : Universidade Federal de Campina Grande, 2010.

LIMA, M. A. C.; SILVA, S. M.; OLIVEIRA, V. R. Umbu— *Spondias tuberosa*. In: **Exotic**

Fruits. [s.l.] Elsevier, 2018. p. 427–433.

LOMBARDI, S. R. B.; MORAES, D. M. D.; CAMELATTO, D. Avaliação do crescimento e da maturação pós-colheita de pêras da cultivar Shinsseiki. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, p. 2399-2405, 2000.

LÓPEZ-HUERTAS, E.; PALMA, J. M. Changes in glutathione, ascorbate, and antioxidant enzymes during olive fruit ripening. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 68, n. 44, p. 12221-12228, 2020.

MALDONADO-ASTUDILLO, Y. I. et al. Postharvest physiology and technology of *Spondias purpurea* L. and *S. mombin* L. **Scientia Horticulturae**, v. 174, p. 193–206, 2014.

MARTINS, L. P. et al. Desenvolvimento de frutos de ciriguela (*Spondias purpurea* L.). **Revista Brasileira de fruticultura**, v. 25, n. 1, p. 11–14, 2003.

MCATEE, P. et al. A dynamic interplay between phytohormones is required for fruit development, maturation, and ripening. **Frontiers in Plant Science**, v. 4, p. 79, 2013.

MEINHART, A. D. et al. Chlorogenic and caffeic acids in 64 fruits consumed in Brazil. **Food Chemistry**, v. 286, p. 51–63, 2019.

MITCHELL, J. D.; DALY, D. C. A revision of *Spondias* L. (Anacardiaceae) in the neotropics. **PhytoKeys**, v. 55, n. 1, p. 1–92, 2015.

MITCHELL, J. D.; DALY, D. C. Revisão das espécies neotropicais de *Spondias* (Anacardiaceae). In: CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, 46., 1995, São Paulo. **Anais [...]** São Paulo: USP, 1995. p.207.

MONDAL, K. et al. Antioxidant systems in ripening tomato fruits. **Biologia Plantarum**, v. 48, n. 1, p. 49–53, 2004.

MOURA, F. T. et al. **Evolução do crescimento e da maturação de frutos de cajazeira (*Spondias mombin* L.)**. Proc. Interamer. Soc. Trop. Hort. **Anais...**2003.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. **Plant and Cell Physiology**, v. 22, n. 5, p. 867–880, 1981.

NARAIN, N.; SOUSA, M. G.; MADRUGA, M. S. Volatile compounds captured through purge and trap technique in caja-umbu (*Spondias* sp.) fruits during maturation. **Food Chemistry**, v. 102, n. 3, p. 726–731, 2007.

NEGRI, M. L. S.; POSSAMAI, J. C.; NAKASHIMA, T. Atividade antioxidante das folhas de espinheira-santa-Maytenus ilicifolia Mart. ex Reiss., secas em diferentes temperaturas. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 19, n. 2B, p. 553–556, 2009.

OBANDA, M.; OWUOR, P. O.; TAYLOR, S. J. Flavanol 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, n. 2, p. 209–215, 1997.

OMENA, C. M. B. et al. Antioxidant, anti-acetylcholinesterase and cytotoxic activities of ethanol extracts of peel, pulp and seeds of exotic Brazilian fruits: Antioxidant, anti-acetylcholinesterase and cytotoxic activities in fruits. **Food Research International**, v. 49, n. 1, p. 334–344, 2012.

PAREEK, S. **Postharvest ripening physiology of crops**. CRC Press, v. 1, 2016.

PEREIRA, A. P. A. et al. A comprehensive characterization of *Solanum lycocarpum* St. Hill and *Solanum oocarpum* Sendtn: Chemical composition and antioxidant properties. **Food Research International**, v. 124, p. 61–69, 2019.

RAM, S. et al. Bacteria as an alternate biofactory for carotenoid production: A review of its applications, opportunities and challenges. **Journal of Functional Foods**, v. 67, p. 103867, 2020.

RAO, M. V; PALIYATH, G.; ORMROD, D. P. Ultraviolet-B- and ozone-induced biochemical changes in antioxidant enzymes of *Arabidopsis thaliana*. **Plant Physiology**, v. 110, n. 1, p. 125 LP – 136, 1996.

RE, R. et al. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free radical biology and medicine**, v. 26, n. 9–10, p. 1231–1237, 1999.

RENGARAJAN, S. et al. Antioxidant activity of flavonoid compounds isolated from the petals of *Hibiscus rosa sinensis*. **Journal of King Saud University - Science**, v. 32, n. 3, p. 2236–2242, 2020.

RIBEIRO, D. D.; SCHWAN, R. F.; LIMA, L. C. O. Methodology for elaboration of fermented alcoholic beverage from yellow mombin (*Spondias mombin*). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 23, n. 3, p. 342–350, 2003.

RUFINO, M. D. S. M. et al. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, v. 121, n. 4, p. 996–1002, 2010.

RUFINO, M. et al. Metodologia científica: determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS^{o+}. **Embrapa Agroindústria Tropical. Comunicado técnico**, 2007.

SANTOS, M. B. et al. Caracterização e qualidade de frutos de umbu-cajá (*Spondias tuberosa* x *S. mombin*) provenientes do recôncavo sul da Bahia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 4, p. 1089–1097, 2010.

SILVA, C. O.; TASSI, E. M. M.; PASCOAL, G. B. **Ciência dos alimentos: princípios de bromatologia**. Rio de Janeiro: Rubio, 2016.

SILVA, R. S. Qualidade de frutos de genótipos de umbu-cajazeiras (*Spondias* sp.) oriundos da microrregião de Iguatu, CE. **Scientia Plena**, v. 7, n. 8, 2011.

SILVA, T. L. L. E et al. Physicochemical characterization and behavior of biocompounds of caja-manga fruit (*Spondias mombin* L.). **Food Science and Technology**, v. 38, n. 3, p. 399–406, 2018.

SOUZA, F. X.; PORTO FILHO, F. Q.; MENDES, N. V. B. **Umbu-cajazeira: descrição e técnicas de cultivo**. Mossoró: EdUFERSA, 2020.

STROHECKER, R.; HENNING, H. M. **Análisis de vitaminas, métodos comprobados**. 1967.

TIAN, S.; QIN, G.; LI, B. Reactive oxygen species involved in regulating fruit senescence and fungal pathogenicity. **Plant Molecular Biology**, v. 82, n. 6, p. 593–602, 2013.

UPADHYAYA, A. et al. Effect of paclobutrazol on the activities of some enzymes of activated oxygen metabolism and lipid peroxidation in senescing soybean leaves. **Journal of Plant Physiology**, v. 121, n. 5, p. 453–461, 1985.

WAIREGI, L.; VAN ASTEN, P. Norms for multivariate diagnosis of nutrient imbalance in the east african highland bananas (*Musa* spp. AAA). **Journal of Plant Nutrition**, v. 34, n. 10, p. 1453–1472, 2011.

WANG, P. et al. Redox proteomic analysis reveals the involvement of oxidative post-translational modification in tomato fruit ripening. **Postharvest Biology and Technology**, v. 178, p. 111556, 2021.

4. ARTIGO II

PERFIS DE COMPOSTOS VOLÁTEIS E MINERAIS NA POLPA E NA CASCA DE FRUTOS DA CAJARANEIRA DO SERTÃO (*Spondias* sp.) DURANTE A MATURAÇÃO

Highlights

Frutos da cajaraneira do Sertão são ricos em minerais K, Ca, P, Mg e Fe.

A casca apresentou maior teor de minerais.

Voláteis da Cajarana do Sertão foram analisados por SBSE e GC-MS

53 compostos voláteis foram identificados na polpa e 45 na casca dos frutos

A maioria dos compostos identificados foram da classe dos terpenos e esterres.

Journal: Food Chemistry

Resumo

A Cajaraneira do Sertão é uma frutífera de ocorrência no Bioma Caatinga, pertencente à família Anacardiaceae. Neste estudo, nos frutos o perfil de minerais e voláteis foram avaliados na casca e polpa em cinco estádios de maturação definidos com base na cor da casca que variou de verde a totalmente laranja. Vinte e seis (26) minerais foram determinados por espectrometria de emissão óptica com plasma (ICP-OES). Observou-se que a casca apresentou maior teor de minerais K, Ca, P, Mg e Fe (301,70; 65,62; 58,35; 21,396; 2,61 mg/100 g, respectivamente). Os compostos voláteis foram extraídos por SBSE (Stir Bar Sorptive Extraction) e separados, identificados por GC-MS. Um total de 45 compostos voláteis foram identificados na casca e 53 na polpa incluindo terpenos, ésteres, aldeídos e álcoois. A classe dos terpenos apresentou maior variedade de compostos. Os compostos majoritários foram α -Copaene, *Allo-Ocimene*, β -Caryophyllene, trans- β -Ocimenes, Limonene, (Z)-Ocimene, Ethyl butanoate, Butyl acetate, Ethyl hexanoate. Em geral, os esteres mostraram tendências gerais de aumento tanto na casca quanto na polpa enquanto a maioria dos aldeídos e terpenos apresentaram tendências decrescentes com avanço da maturação dos frutos.

Palavras-chave: Anacardiaceae; minerais; esteres; terpenoides; SBSE.

Abstract

“Cajarana do Sertão” is a fruit tree that occurs in the Caatinga Biome, belonging to the Anacardiaceae family. In this study, in its fruits, the profile of minerals and volatiles were evaluated in the peel and pulp in five maturity stages defined based on the peel color, which varied from green to totally orange. Twenty-six (26) minerals were determined by plasma optical emission spectrometry (ICP-OES). It was observed that the peel had a higher content of K, Ca, P, Mg and Fe minerals (301.70; 65.62; 58.35; 21.396; 2.61 mg/100 g, respectively). Volatile compounds were extracted by SBSE (Stir Bar Sorptive Extraction) separated and identified by GC-MS. A total of 45 volatile compounds were identified in the peel and 53 in the pulp including terpenes, esters, aldehydes, and alcohols. The terpene class presented a greater variety of compounds. The major compounds were α -Copaene, Allo-Ocimene, β -Caryophyllene, trans- β -Ocimenes, Limonene, (Z)-Ocimene, Ethyl butanoate, Butyl acetate, and Ethyl hexanoate. The esters showed general trends of increasing in both peel and pulp while most aldehydes and terpenes showed decreasing trends with advancing fruit maturation.

Keywords: Anacardiaceae; minerals; esters; terpenoids; SBSE.

1. Introdução

A cajaraneira do Sertão gênero *Spondias* da família Anacardiaceae está presente na região Nordeste do Brasil no bioma Caatinga (GONDIM, 2012; LIMA; SILVA; OLIVEIRA, 2018). Os frutos são do tipo drupa de forma globosa apresentam-se em cachos e possui sabor ácida doce (Figura 1). Sua obtenção ocorre de forma extrativa (SOUZA; PORTO FILHO; MENDES, 2020) possuindo substâncias bioativas como carotenoides, flavonoides amarelo e ácido áscorbico, além de apresentar boa aceitação para consumo fresco com potencial para uso no setor de agroindústria (GOMES, 1987; GONDIM, 2012; LIMA, 2010).

Figura 1 - A) cajaraneira, B) cachos de Cajarana do Sertão e C) frutos maduros apresentam coloração amarela alaranjada



Fonte: Autoria própria

A maturação dos frutos é uma fase em que ocorre diversas alterações fisiológicas e bioquímicas que levam a várias mudanças na cor, sabor e aroma devido à produção de compostos orgânicos voláteis (COV) (MCATEE et al., 2013; XIN et al., 2021).

Os COV estão envolvidos em uma ampla gama de funções fisiológicas nas plantas como reguladoras de crescimento, pigmentos fotossintéticos e componentes estruturais. Contribuem para os atributos de aroma e sabor importantes na aceitação dos frutos pelos consumidores, bem como agentes aromatizantes nas indústrias alimentícias e cosméticas. Além disso, também fornecem/desempenham uma série de benefícios à saúde humana devido ao seu potencial antioxidante como os terpenoides (MCGARVEY; CROTEAU, 1995; VITHANA; SINGH; JOHNSON, 2018).

As substâncias voláteis são sintetizadas por vias metabólicas durante o crescimento e amadurecimento dos frutos, de modo que a composição dos voláteis apresenta diferentes classes químicas e uma ampla faixa de concentração com o avanço da maturação (AMIRA et al., 2011).

Alguns minerais são cofatores enzimáticos na biossíntese dos compostos voláteis como os íons metálicos bivalentes Fe^{2+} , Mg^{2+} e Mn^{2+} presentes na biossíntese dos terpenoides na via mevalonato (MCGARVEY; CROTEAU, 1995) sendo importantes para a nutrição humana. Alguns deles são necessários para a manutenção das funções vitais do corpo, desenvolvimento de células, tecidos e órgãos. Elementos, como ferro (Fe), cálcio (Ca), zinco (Zn) e magnésio (Mg) desempenham um papel importante nos sistemas biológicos (ORGANIZATION, 2004).

Mais de 22 elementos minerais são importantes para a nutrição humana. A deficiência de qualquer um desses minerais causam aumento no risco de infecções, atraso no crescimento entre outros efeitos devido à desnutrição. Por isso, explorar recursos naturais disponíveis altamente nutritivo pode ser uma alternativa eficaz na obtenção desses nutrientes (AHMAD et al., 2021).

Existem algumas publicações que relatam sobre compostos minerais e voláteis com frutos do gênero *Spondias*. No entanto, são escassas pesquisas com a Cajarana do Sertão em relação ao perfil de minerais e voláteis e sua variação com a maturação comparando-se o teor em suas frações. Por conseguinte, objetivou-se nessa pesquisa definir o perfil de minerais, bem como o perfil dos compostos voláteis na casca e na polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação.

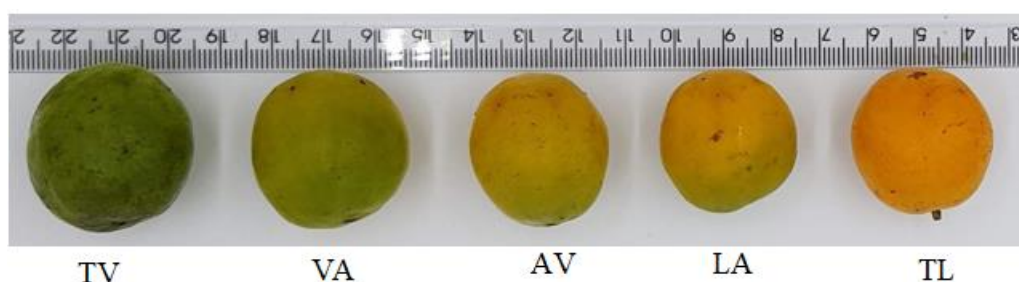
2. Material e métodos

2.1 Material vegetal

A amostragem dos frutos da Cajarana do Sertão *Spondias* sp. aconteceu em maio de 2019. Foi obtida após a colheita em 28 plantas com aproximadamente 30 anos de propagação por estaquia. Foram vários pomares domésticos presentes em uma extensão territorial de aproximadamente 45 Km com exploração extrativa na cidade de Tarrafas, Ceará, Brasil. Município localizado no semiárido Nordeste com volume de chuva média anual de 557,6 mm entre os anos de 2011 a 2020 segundo dados da Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos (FUNCEME). Durante esses anos o período de maior precipitação aconteceu entre os meses de fevereiro a abril (FUNCEME, 2020).

Os frutos foram transportados para o Laboratório de Biologia e Tecnologia Pós-Colheita, no Centro de Ciências Agrárias (CCA), da Universidade Federal da Paraíba (UFPB) na cidade de Areia, Paraíba, Brasil em embalagens de polietileno em temperatura ambiente (26 °C). Depois foram classificados em cinco estádios de maturação de acordo com a cor da casca observado após a colheita: (TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja (Figura 1).

Figura 2 - Estádios de maturação de acordo com a cor da casca observado após a colheita



Fonte: Autoria própria

A polpa foi separada da casca e do endocarpo utilizando uma faca de aço inoxidável. Já a casca foi removida por desprendimento ao ser puxada com o auxílio da faca e a polpa foi obtida com cortes próximo ao endocarpo após a remoção da casca. Em seguida, foram armazenadas aproximadamente 50 g de casca e 100 g de polpa cada repetição em recipientes protegidos da luz e armazenados em ultrafreezer horizontal (-85 °C) até a realização das análises. O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado.

2.2 Perfil de minerais

Foram determinados 26 minerais (Tabela 1) por espectrometria de emissão óptica com plasma (ICP-OES). Foram medidos 0,5 g das amostras em vial específico para o micro-ondas e adicionou-se 7 mL de ácido nítrico 65% e 1 mL de peróxido de hidrogênio 30%. Após os viais serem fechados com auxílio de um tórquimetro e levados ao forno micro-ondas durante 45 min a 200 °C tendo sido resfriado até temperatura ambiente 26 °C por 15 min e transferidos para tubo Falcon 50 mL completando-se o volume e realizando-se leitura no ICP-OES (AOAC, 2007).

2.3 Extração dos compostos voláteis por SBSE (Stir Bar Sorptive Extraction)

Os compostos voláteis da casca e da polpa da Cajarana do Sertão foram extraídos pela técnica de SBSE seguindo a metodologia recomendada por Leite Neta et al. (2019), com adaptações no preparo da amostra. Sendo assim, foram medidos 10 g da amostra e transferidos para um frasco de 20 mL contendo 3 g de NaCl. Um twister PDMS de 10 mm (Gerstel, Mülheim an der Ruhr, Alemanha) foi adicionado ao frasco e a amostra foi agitada continuamente durante 30 min à temperatura ambiente 26 °C. Após esta extração, o twister foi retirado da amostra, lavado com água destilada e seco com papel macio (LEITE NETA et al., 2019). A extração foi realizada em triplicata.

2.4 Análise dos compostos voláteis por GC-MS

Os compostos extraídos foram dessorvidos em uma Unidade de Dessorção Térmica (TDU) (Gerstel) equipada com sistema de injeção à frio (CIS) (Gerstel, Mülheim an der Ruhr, Alemanha), que preserva e concentra os compostos voláteis das amostras. A temperatura da TDU foi programada de 40 a 230 °C (10 min) a uma taxa de 60 °C/min, então os analitos foram dessorvidos e concentrados no CIS-4 com programação de -100 °C a 250 °C (5 min) a 10 °C/s para transferir os voláteis para a coluna analítica. A TDU operou no modo de dessorção sem divisão; a CIS-4 operou no modo “solvente vent” PTV - purgue o fluxo para dividir a ventilação de 30 mL / min, ventilação de 60 mL/min e pressão de 16,40 psi.

A separação e identificação dos compostos foram realizadas em um cromatógrafo de gás (Agilent modelo 7890B) acoplado a um espectrômetro de massa (Agilent modelo 5977 A MSD). O GC estava equipado com uma coluna capilar DB-5MS (30 m de comprimento x 0,25 mm i.d. x 0,25 µm de espessura de filme, Agilent). O hélio foi usado como gás de arraste a uma taxa de fluxo de 1,3 mL/min, com injeção no modo splitless. A temperatura inicial do

forno foi de 35 °C (mantida por 2 min), seguida pelo aumento de 10 °C/min para 100 °C (mantida por 1 min), então a temperatura foi elevada a 3 °C/min até 250 °C. Os compostos voláteis foram positivamente identificados comparando os espectros de massa dos compostos da amostra com o banco de dados NIST (National Institute of Standards & Technology) e comparando com o índice de retenção linear (IRL) de padrões dos compostos, com dados dos de artigos da literatura como Leite Neta et al. (2019) e outros bancos de dados online: Flavornet, Pherobase e PubChem.

2.5 Quantificação dos compostos voláteis

A semiquantificação de todos os compostos identificados foi calculada com base na análise de um composto deuterado (acetato de etila D8; 100 µg L⁻¹; Sigma-Aldrich) executado em condições analíticas idênticas as das amostras. Um fator de resposta igual a um foi considerado entre as áreas de pico relativas de cada composto e a área de pico do padrão deuterado.

2.6 Análise estatística

Os dados foram expressos através da média $\pm$ desvio padrão ($\bar{x} \pm \sigma$) e submetidos à análise de variância (ANOVA). A comparação entre os estádios de maturação foi feita por meio do teste de Tukey. Foi utilizado nível de significância de 5%.

3. Resultados e discussão

3.1 Perfil de minerais

Um total de 22 elementos minerais foram identificados e quantificados nos estádios de maturação da Cajarana do Sertão. Os elementos Sn, As, Co e Bi obtiveram valores abaixo do limite de detecção do equipamento (Tabela 1).

Tabela - 1 Quantificação das mudanças no perfil de minerais através de ICP-OES nos estádios de maturação da Cajarana do Sertão

Minerais (mg/100 g)		Estádio de maturação					LD (mg L ⁻¹)
		TV	VA	AV	LA	TL	
K	casca	272,2357 ± 15,6891abA	251,1600 ± 5,5901bcA	231,7326 ± 13,6401cA	301,7000 ± 4,9832aA	236,1380 ± 19,4822cA	0,0005
	polpa	135,4128 ± 1,0240bB	153,1846 ± 2,0993abB	150,9767 ± 5,4868abB	168,8423 ± 1,4020aB	140,8761 ± 2,3105abB	
Ca	casca	49,6412 ± 4,5743bcA	46,1069 ± 2,1204bcA	65,6205 ± 10,8832aA	51,5157 ± 1,7095bA	38,2628 ± 2,6628cA	0,01
	polpa	13,7510 ± 0,3158aB	15,2264 ± 0,3525aB	13,7393 ± 2,2160aB	14,7571 ± 0,7010aB	11,3264 ± 0,0799aB	
P	casca	49,0031 ± 5,2726aA	39,1529 ± 14,9050aA	44,4485 ± 3,0270aA	58,3517 ± 1,8370aA	48,3254 ± 3,4526aA	0,0005
	polpa	35,4833 ± 0,4764abA	30,6386 ± 13,3218bA	39,2317 ± 0,9818abA	53,8011 ± 2,2162bA	39,6984 ± 0,9857abA	
Mg	casca	18,6473 ± 0,9552bcA	17,5391 ± 0,7820cA	20,2580 ± 1,3829abA	21,3960 ± 0,2993aA	14,3087 ± 0,9488dA	0,0005
	polpa	7,9295 ± 0,1033bB	9,8573 ± 0,2458abB	8,3925 ± 0,3996abB	10,6748 ± 0,5755aB	7,9130 ± 0,1523bB	
Fe	casca	1,9725 ± 0,1167aA	2,1863 ± 0,1145aA	2,6072 ± 0,8683aA	0,9020 ± 0,2280bA	0,7339 ± 0,0381bA	0,001
	polpa	0,4944 ± 0,4326aB	0,2874 ± 0,0234aB	0,3504 ± 0,0772aB	0,5419 ± 0,0339aA	0,3260 ± 0,0113aA	
Sr	casca	1,7895 ± 0,0374aA	1,6221 ± 0,0995aA	1,8263 ± 0,2413aA	1,5631 ± 0,0960aA	1,0519 ± 0,0646bA	0,005
	polpa	0,4255 ± 0,0036aB	0,4433 ± 0,0308aB	0,3776 ± 0,0331aB	0,3953 ± 0,0109aB	0,2651 ± 0,0025aB	
Na	casca	2,1730 ± 0,3379aA	<LD	1,7853 ± 0,2600aA	1,7854 ± 0,1847aA	1,4577 ± 0,5533aA	0,005
	polpa	1,4210 ± 0,1839aA	<LD	1,7963 ± 0,2769aA	7,8408 ± 0,8715aA	2,0235 ± 0,2125aA	
Ba	casca	0,6217 ± 0,0057bcA	0,6549 ± 0,0432bcA	1,8408 ± 0,2347aA	0,7461 ± 0,0040bA	0,4432 ± 0,0325cA	0,0005
	polpa	0,1462 ± 0,0064aB	0,1795 ± 0,0160aB	0,2495 ± 0,0088aB	0,2169 ± 0,0117aB	0,1526 ± 0,0045aB	
B	casca	0,6577 ± 0,0546bA	0,6566 ± 0,0372bA	0,6423 ± 0,0559bA	0,8083 ± 0,0340aA	0,6260 ± 0,0428bA	0,001
	polpa	0,1029 ± 0,0016aB	0,1196 ± 0,0200aB	0,1258 ± 0,0322aB	0,1366 ± 0,0094aB	0,0584 ± 0,0036aB	
Mn	casca	0,4814 ± 0,0420bA	0,5664 ± 0,0871bA	1,0008 ± 0,0859aA	0,8750 ± 0,0068aA	0,3192 ± 0,0237cA	0,0005
	polpa	0,0397 ± 0,0039aB	0,0517 ± 0,0037bB	0,0435 ± 0,0009aB	0,0650 ± 0,0033aB	0,0442 ± 0,0008aB	

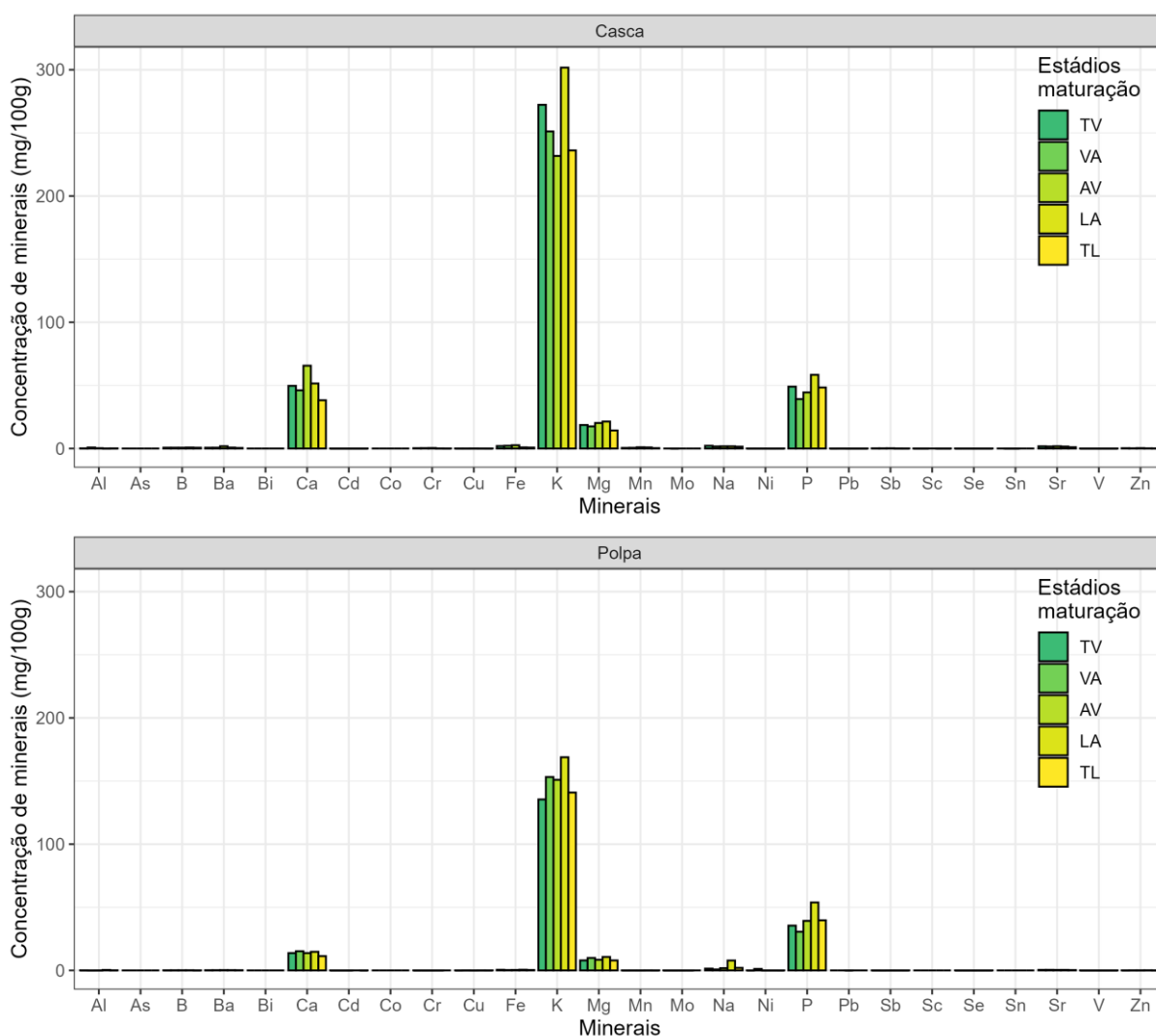
Minerais (mg/100 g)	Estádio de maturação						LD (mg L ⁻¹)
		TV	VA	AV	LA	TL	
Al	casca	0,1336 ± 0,1229aA	0,8110 ± 1,1603aA	0,2743 ± 0,2214aA	0,0567 ± 0,0247aA	0,1111 ± 0,0205aA	0,01
	polpa	0,0793 ± 0,0946aA	<LD	0,0351 ± 0,0770aA	0,3739 ± 0,1337aA	0,1039 ± 0,0106aA	
Cr	casca	0,2749 ± 0,0097aA	0,3241 ± 0,0140aA	0,4064 ± 0,1553aA	0,0870 ± 0,0336bA	0,0530 ± 0,0105bA	0,0005
	polpa	0,0194 ± 0,0261aB	<LD	0,0012 ± 0,0082aB	0,0264 ± 0,0018aA	<LD	
Zn	casca	0,2596 ± 0,1669abA	0,1715 ± 0,0294aA	0,3227 ± 0,0376aA	0,1461 ± 0,0047abA	0,1043 ± 0,0144bA	0,0005
	polpa	0,0473 ± 0,0086aB	0,0834 ± 0,0098aA	0,0830 ± 0,0306aB	0,1104 ± 0,0416aA	0,0636 ± 0,0285aA	
Sb	casca	0,1374 ± 0,0165aA	0,1429 ± 0,0225aA	0,1829 ± 0,0560aA	0,0663 ± 0,0137bA	0,0525 ± 0,0016bA	0,0005
	polpa	0,0378 ± 0,0172aB	0,0207 ± 0,0017aB	0,0412 ± 0,0042aB	0,0341 ± 0,0016aA	0,0298 ± 0,0046aA	
Cu	casca	0,0486 ± 0,0237aA	0,0476 ± 0,0040aA	0,0672 ± 0,0114aA	0,0474 ± 0,0005aA	0,0274 ± 0,0016aA	0,0005
	polpa	0,0019 ± 0,0057aA	0,0673 ± 0,0608aA	0,0390 ± 0,0068aA	0,0636 ± 0,0270aA	0,0462 ± 0,0074aA	
Ni	casca	0,0380 ± 0,0135aA	0,0396 ± 0,00002aA	0,0343 ± 0,0024aA	0,0216 ± 0,0090aA	0,0366 ± 0,0077aA	0,0005
	polpa	0,0252 ± 0,0140aA	1,1926 ± 1,6622aA	0,0375 ± 0,0230aA	0,0374 ± 0,0250aA	0,0166 ± 0,0106aA	
Se	casca	0,0210 ± 0,0122aA	0,0279 ± 0,0079aA	0,0061 ± 0,0068aA	0,0109 ± 0,0145aA	0,0238 ± 0,0136aA	0,005
	polpa	0,0146 ± 0,0004aA	0,0061 ± 0,0002aB	0,0118 ± 0,0080aA	0,0050 ± 0,0023aA	0,0150 ± 0,0094aA	
Pb	casca	0,0188 ± 0,0203aA	0,0452 ± 0,0127abA	0,0028 ± 0,0054bA	0,0111 ± 0,0058bA	0,0063 ± 0,0027bA	0,0005
	polpa	<LD	<LD	0,0021 ± 0,0034aA	<LD	<LD	
V	casca	0,0026 ± 0,0015aA	0,0060 ± 0,0036aA	0,0025 ± 0,0010aA	0,0082 ± 0,0071aA	0,0022 ± 0,0019aA	0,0005
	polpa	0,0117 ± 0,0008aA	0,0152 ± 0,0001aA	0,0075 ± 0,0058aA	0,0097 ± 0,0062aA	0,0066 ± 0,0077aA	
Sc	casca	0,0006 ± 0,0009aA	0,0018 ± 0,0028aA	<LD	0,0001 ± 0,0002aA	<LD	0,005
	polpa	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	
Cd	casca	0,0003 ± 0,0002aA	0,0010 ± 0,0009aA	0,0001 ± 0,0005aA	0,0004 ± 0,0003aA	<LD	0,0005
	polpa	0,0002 ± 0,0001aA	0,0001 ± 0,0002aA	0,0001 ± 0,0000aA	<LD	0,0013 ± 0,0015aA	
Mo	casca	<LD	0,0044 ± 0,0042aA	<LD	<LD	<LD	0,0005
	polpa	0,0068 ± 0,0106aA	0,0025 ± 0,0062aA	<LD	0,0026 ± 0,0028aA	<LD	

Minerais (mg/100 g)		Estádio de maturação					LD
		TV	VA	AV	LA	TL	(mg L ⁻¹)
Sn	casca	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,05
	polpa	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	
As	casca	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,001
	polpa	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	
Co	casca	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,0005
	polpa	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	
Bi	casca	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0,001
	polpa	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	

(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja; (LD) limite de detecção do equipamento; (<LD) valor menor que o limite de detecção. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha e maiúsculas na coluna diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Os elementos que apresentaram concentrações mais elevadas foram potássio (K) seguido por cálcio (Ca), fósforo (P), magnésio (Mg) e ferro (Fe). A casca indicou teores superiores a polpa. A maioria dos minerais aumentaram os teores até os estádios AV e LA reduzindo com o avanço da maturação (Figura 3).

Figura 3 - Concentração de minerais (mg/100g) determinados na casca e polpa da Cajarana do Sertão



(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja.

Na Tabela 2, são apresentados outras pesquisas que avaliaram o conteúdo de minerais em diferentes espécies de *Spondias* e seus resultados também indicaram potássio, fósforo e cálcio como os principais minerais (Tabela 2).

Tabela - 2 Comparação entre a composição mineral de diferentes frutas do gênero *Spondias* (mg/100 g da amostra)

Fruta	K	Ca	P	Mg	Fe
Ambarella (<i>Spondias cytherea</i>)	125a	35,05 - 56,00 b, c, d	65,0 - 67 b, c	10,34d	0,3 b, c
Ciriguela (<i>Spondias purpurea</i> L.)	250e; 264,60h	17e; 3,5f; 15,0g; 23,52h	42e; 21,38h	3,3f; 9,0g	3,68f
Umbu (<i>Spondias tuberosa</i>)	205,17h	32,53i; 30,06h	27,20i; 29,36h	10,77h	1,4i
Cajá (<i>Spondias mombin</i> L.)	288,276j	11,038j	32,849j	15,095j	0,327j
Cajarana do Sertão (<i>Spondias</i> sp.)	301,7*	65,62*	58,35*	21,39*	2,6*

*maior concentração detectada neste estudo.

- a. (YOUMBI; ZEMBOUEM; TONFACK, 2010)
- b. (FAVIER et al., 1993)
- c. (LEUNG et al., 1972)
- d. (ISHAK et al., 2005)
- e. (KOZIOŁ; MACÍA, 1998)
- f. (RAMÍREZ HERNÁNDEZ et al., 2008)
- g. (MUÑOZ DE CHÁVEZ et al., 1996)
- h. (ALMEIDA et al., 2009)
- i. (NARAIN et al., 1992)
- j. (TIBURSKI et al., 2011)

O valor do potássio (K) variou na casca de 272,2357 (mg/100 g) (TV) para 236,138 (mg/100 g) (TL). O estádio com maior concentração foi o laranja amarelado (LA) sendo a concentração 1,79 vezes maior na casca do que na polpa (Tabela 1). Pesquisas realizadas em *Spondias purpurea* L (ciriguela), e *Spondias mombin* L. (cajá) encontraram resultados próximos 264,60 e 288,276 (mg/100 g) respectivamente. Além disso, foi superior ao determinado em *Spondias cytherea* (ambarella) 125 (mg/100 g) *Spondias tuberosa* Arruda Câmara (umbu) 205,17 (mg/100 g) (Tabela 2) (ALMEIDA et al., 2009; YOUMBI; ZEMBOUEM; TONFACK, 2010). Outras frutas como abacaxi (*Arábic comosus* L.) Merrill e caju (*Anacardium occidentale* L.) também possuem uma concentração menor de potássio comparado a Cajarana do Sertão 131, 124 mg/100 g, respectivamente (TACO, 2011).

O valor nutricional das frutas está diretamente relacionado ao seu perfil mineral, que está envolvido em várias funções vitais do corpo humano. K é um mineral importante para a

manutenção do equilíbrio hidro-eletrolítico do corpo humano sendo um cátion intracelular que atua como regulador do equilíbrio osmótico celular. Participa da transmissão de impulsos nervosos, contração muscular e manutenção da pressão arterial (GHARIBZAHEDI; JAFARI, 2017; SUMCZYNSKI et al., 2018).

Calcio foi o segundo mineral mais abundante variando na casca de 49,6412 (mg/100 g) (TV) a 38,2628 (mg/100 g) (TL). A concentração mais elevada foi na casca no estágio AV (65,6205 mg/100 g) apresentando uma quantidade 4,77 vezes maior do que na polpa. Com isso, apresentaram concentrações superiores ao que foi determinado para outras espécies de *Spondias* ciriguela, umbu e cajá (*Spondias mombin* L.) (Tabela 2). O cálcio atua na contração muscular, composição de ossos e dentes e secreção de hormônios (SUMCZYNSKI et al., 2018).

O P também apresentou quantidades relevantes (Tabela 1). Sua concentração variou de 49,0031 (mg/100 g) (TV) a 48,3254 (mg/100 g) (TL) não diferiu significativamente ($p > 0,05$) na casca com a maturação. Em comparação com outros estudos, tem maiores quantidades que umbu, abacaxi, caju, acerola, morango (*Fragaria vesca* L.) (ALMEIDA et al., 2009; NARAIN et al., 1992; TACO, 2011). No entanto, na polpa os resultados foram semelhantes ao que foi determinado em cajá (*Spondias mombin* L.) (Tabela 2) (TIBURSKI et al., 2011).

Esse elemento atua no transporte de energia celular por meio de adenosina trifosfato. Juntamente com os sais de cálcio, também participa no fortalecimento dos ossos (SUMCZYNSKI et al., 2018).

Outro elemento determinado foi Mg na casca obteve 18,6473 (mg/100 g) (TV) reduzindo para 14,3087 (mg/100 g) no estágio mais avançado (TL). O estágio com maior concentração foi LA com 21,3960 (mg/100 g) possuindo 2 vezes mais do que na polpa (10,6748 (mg/100 g)). Para a polpa os valores estão próximos ao encontrado por Almeida et al., (2009) 3,21 (mg/100 g) ciriguela e umbu 10,77 mg/100 g. O magnésio é um constituinte essencial de ossos e dentes. Influencia o funcionamento do sistema digestivo e rins. Envolvido nas reações do ciclo do ácido cítrico (processos energéticos) (MARTÍNEZ-BALLESTA et al., 2010).

Entre os microelementos analisados, o de maior teor foi o Ferro (Fe) variando na casca de $1,9725 \pm 0,1167$ (mg/100 g) (TV) para $0,7339 \pm 0,038$ (mg/100 g) (TL). As concentrações na polpa são próximos ao conteúdo presente em caju, morango, cajá, ciriguela e superior em umbu (Tabela 2) (FAVIER et al., 1993; LEUNG et al., 1972; NARAIN et al., 1992;

TIBURSKI et al., 2011).

O consumo de Fe é importante para diminuir a incidência de anemia, sendo necessário para transportar o oxigênio para a corrente sanguínea (MARTÍNEZ-BALLESTA et al., 2010). Além disso, o Fe, Mn e outros minerais que também foram determinados na Cajarana do Sertão como o Zn e Cu protegem as células do dano oxidativo. Eles estão incluídos na estrutura da superóxido dismutase (Mn, Zn, e Cu) e catalase (Fe) (HEGHEDUS-MINDRU et al., 2014).

Estudos afirmam que vários fatores influenciam o teor de minerais tais como genótipos, fatores abióticos, práticas agrícolas e estádios de maturação (ANYASI; JIDEANI; MCHAU, 2018; BENMEZIANE et al., 2018).

3.2 Perfil de voláteis

A evolução dos COVs, durante a maturação, na casca e polpa, de frutos de Cajarana do Sertão é representada por classes químicas na Tabela 3. Foram detectados 53 compostos, dos quais quarenta eram terpenos, oito ésteres, quatro aldeídos e um da classe dos álcoois. A classe dos terpenos foi de maior concentração na casca, tendendo a reduzir no estágio mais avançado de maturação, sem diferenças estatísticas. Na polpa, os ésteres foram predominantes aumentando a concentração com a maturação diferindo entre o 1º e último estágio (Figura 4).

Tabela - 3 Perfil compostos voláteis presente na casca e polpa da Cajarana do Sertão em cinco estádios de maturação, em percentual de área

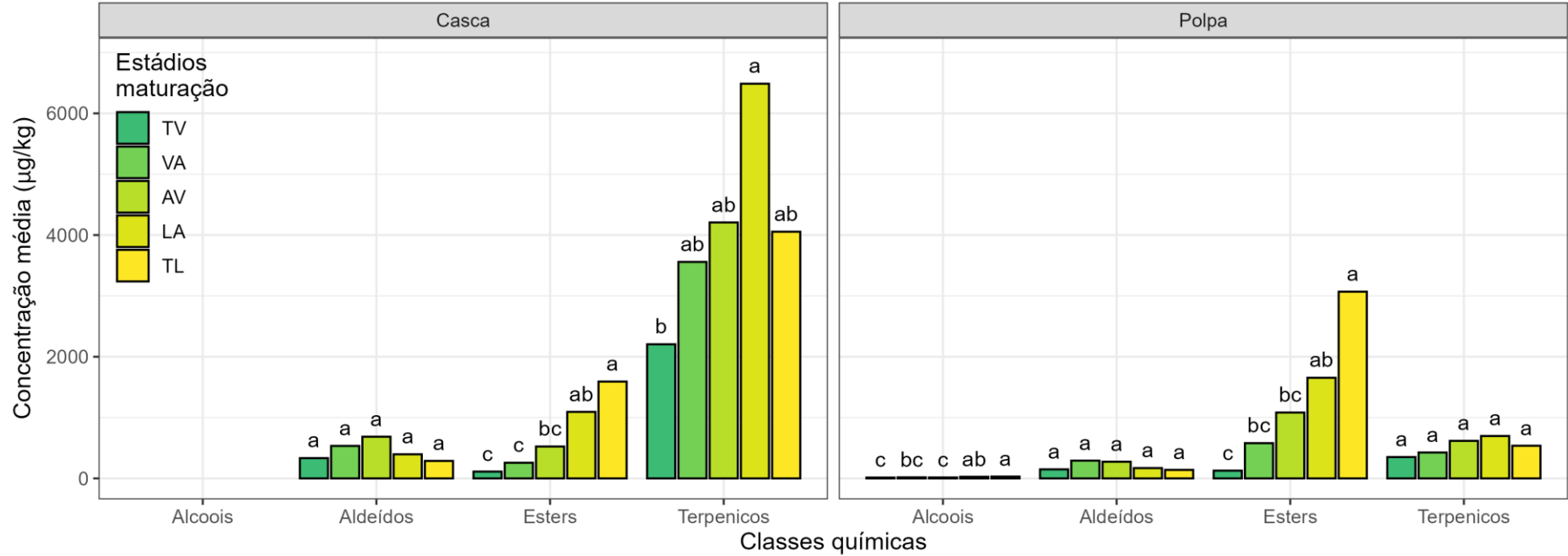
Compostos voláteis (%)	CAS number	RI (Cal)	RI (Lit)	TV		VA		AV		LA		TL	
				casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa
Alcohols (1)				-	0,11	-	0,08		0,04	-	0,06	-	0,06
1 1-Octanol	111-87-5	1071	1070	ND	0,11	ND	0,08	ND	0,04	ND	0,06	ND	0,06
Aldehydes (4)				0,34	4,77	0,42	5,49	0,39	3,62	0,16	1,42	0,13	1,32
2 (E)-2-Hexenal	6728-26-3	851	852	0,34	3,85	0,42	5,02	0,39	3,3	0,16	1,18	0,13	1,22
3 Heptanal	111-71-7	903	903	ND	0,32	ND	0,17	ND	0,14	ND	0,1	ND	0,06
4 Nonanal	124-19-6	1105	1105	ND	0,38	ND	0,22	ND	0,14	ND	0,12	ND	0,03
5 (E)-2-Decenal	3913-81-3	1259	1260	ND	0,21	ND	0,08	ND	0,04	ND	0,02	ND	0,01
Esters (8)				0,61	8,48	1,2	22,53	1,8	28,53	2,52	27	4,61	53,4
6 Ethyl butanoate	105-54-4	803	804	0,03	1,33	0,14	8,34	0,23	7,79	0,27	6,95	0,86	17,8
7 Ethyl hexanoate	123-66-0	1001	1001	0,07	1,11	0,2	4,61	0,39	7,61	0,32	8,54	1,79	13,9
8 Methyl benzoate	93-58-3	1092	1092	0,11	1,4	0,15	1,19	0,21	1,99	0,87	1,1	0,14	2,37
9 Ethyl benzoate	93-89-0	1169	1170	0,05	0,19	0,08	0,59	0,09	0,45	0,11	0,69	0,32	1,74
10 Methyl salicylate	119-36-8	1189	1187	0,33	0,93	0,59	0,75	0,8	0,93	0,85	0,56	1,03	0,12
11 Ethyl octanoate	106-32-1	1197	1197	0,01	0,21	0,04	0,33	0,08	0,66	0,11	0,91	0,46	0,85
12 Butyl acetate	123-86-4	813	813	ND	3,27	ND	6,57	ND	8,7	ND	7,68	ND	16
13 Octyl acetate	112-14-1	1206	1205	ND	0,03	ND	0,15	ND	0,4	ND	0,58	ND	0,61
Terpenic (40)				99,1	86,7	98,4	71,9	97,81	67,81	97,3	71,5	95,3	45,2
14 Geranyl acetate	105-87-3	1378	1379	ND	0,03	ND	0,12	ND	0,32	ND	0,2	ND	0,25
15 α -Pinene	80-56-8	930	931	0,62	1,15	0,48	0,84	0,56	0,45	0,57	0,69	0,39	0,23
16 Sabinene	3387-41-5	973	973	0,25	0,35	0,22	0,25	0,25	0,13	0,25	0,25	0,14	0,05
17 β -Pinene	127-91-3	988	981	1,17	1,33	0,89	1,32	0,93	1,59	0,79	2,17	0,75	1,46
18 Limonene	138-86-3	1027	1035	14,8	10,4	9,78	6,46	10,26	4,87	7,2	6,49	6,72	3,2
19 trans- β -Ocimene ^s	3779-61-1	1036	1046	23	8,86	21,6	9,6	20,5	6,47	20,4	15,5	15,8	3,83
20 (Z)-Ocimene	3338-55-4	1046	1054	9,23	3,55	8,83	3,43	8,66	2,75	7,63	5,77	6,14	1,6
21 γ -Terpinene	99-85-4	1056	1056	0,4	0,28	0,29	0,32	0,27	0,3	0,2	0,49	0,2	0,31
22 Terpinolene	586-62-9	1080	1079	0,81	0,46	0,76	0,55	0,66	0,29	0,62	0,58	0,46	0,15
23 Linalool	78-70-6	1100	1100	0,25	0,79	0,39	1,32	0,62	2,69	0,5	1,79	0,91	3,74

Compostos voláteis (%)	CAS number	RI (Cal)	RI (Lit)	TV		VA		AV		LA		TL	
				casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa
24 Allo-Ocimene ^s	673-84-7	1128	1127	27,3	12,4	26,2	13,01	24,62	8,88	24,5	20,3	19,2	5,31
25 trans-allo-Ocimene	3016-19-1	1139	1140	5,68	3,71	4,61	4,08	4,07	2,15	3,63	4,33	2,79	1,32
26 Nerol oxide	1786-08-9	1150	1151	0	0,02	0	0,03	0,01	0,04	0	0,03	0,01	0,03
27 4-Terpineol	562-74-3	1178	1178	0,01	0,11	0,01	0,14	0,02	0,2	0,02	0,18	0,02	0,22
28 α -Terpineol	98-55-5	1193	1193	0,05	0,19	0,05	0,1	0,05	0,15	0,05	0,1	0,06	0,2
29 α -Cubebene ^s	17699-14-8	1344	1345	0,31	0,58	0,51	0,36	0,6	0,46	0,83	0,22	1,03	0,37
30 (+)-Cyclosativene	22469-52-9	1364	1363	0,02	0,09	0,03	0,05	0,03	0,05	0,04	0,02	0,04	0,03
31 α -Copaene	3856-25-5	1373	1373	7,64	21	11,2	15,45	12,6	19,32	14,4	6,73	19,5	12
32 (Z)- β -Caryophyllene ^s	118-65-0	1400	1399	0,04	0,1	0,04	0,09	0,03	0,07	0,03	0,03	0,03	0,07
33 α -Gurjunene ^s	489-40-7	1402	1402	0,06	0,16	0,08	0,12	0,09	0,13	0,1	0,05	0,14	0,08
34 β -Caryophyllen ^s	87-44-5	1413	1414	4,57	11,8	7,2	8,11	7,75	9,2	9,15	3,27	12,6	5,87
35 β -Copaene	18252-44-3	1421	1421	0,08	0,2	0,11	0,14	0,12	0,17	0,14	0,06	0,19	0,12
36 α -Bergamotene	17699-05-7	1425	1427	0,01	0,09	0,02	0,02	0,03	0,05	0,03	0,02	0,06	0,04
37 Aromandendrene	489-39-4	1428	1436	0,05	0,18	0,1	0,12	0,1	0,18	0,13	0,05	0,17	0,11
38 β -Gurjunene	17334-55-3	1435	1435	0,02	0,03	0,03	0,02	0,03	0,03	0,04	0,01	0,05	0,02
39 Humulene ^s	6753-98-6	1444	1444	0,84	2,11	1,39	1,47	1,41	1,44	1,72	0,57	2,29	1,03
40 Alloaromadendrene ^s	25246-27-9	1448	1449	0,11	0,39	0,21	0,25	0,22	0,32	0,26	0,1	0,34	0,21
41 Cadina-1(6),4-diene	16729-00-3	1462	1463	0,08	0,22	0,2	0,18	0,21	0,24	0,27	0,08	0,36	0,16
42 γ -Muurolene	30021-74-0	1465	1469	0,22	0,46	0,22	0,29	0,23	0,37	0,26	0,11	0,33	0,21
43 β -Selinene ^s	17066-67-0	1479	1479	0,09	0,33	0,16	0,19	0,17	0,23	0,22	0,07	0,28	0,16
44 Viridiflorene	21747-46-6	1481	1482	0,06	0,17	0,13	0,14	0,14	0,18	0,18	0,06	0,24	0,13
45 α -Selinene ^s	473-13-2	1487	1488	0,08	0,3	0,16	0,17	0,18	0,21	0,24	0,06	0,32	0,14
46 α -Muurolene	10208-80-7	1492	1492	0,08	0,29	0,14	0,19	0,14	0,21	0,17	0,07	0,21	0,14
47 γ -Cadinene	39029-41-9	1507	1507	0,03	0,14	0,07	0,08	0,07	0,1	0,09	0,03	0,12	0,06
48 δ -Cadinene	483-76-1	1513	1515	0,91	3,38	1,86	1,94	1,84	2,53	2,33	0,64	2,93	1,6
49 Calamenene	483-77-2	1516	1519	0,14	0,61	0,23	0,41	0,23	0,45	0,23	0,16	0,27	0,33
50 Cubenene	29837-12-5	1527	1529	0,04	0,11	0,08	0,06	0,09	0,08	0,12	0,02	0,15	0,05

Compostos voláteis (%)	CAS number	RI (Cal)	RI (Lit)	TV		VA		AV		LA		TL	
				casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa	casca	polpa
51 α -Calacorene	21391-99-1	1536	1538	0,01	0,07	0,02	0,03	0,02	0,05	0,02	0,01	0,03	0,03
52 Cadalene	483-78-3	1671	1672	0	0,05	0,01	0,02	0,01	0,03	0,01	0,01	0,01	0,01
53 Cumene	98-82-8	921	921	ND	0,17	ND	0,4	ND	0,43	ND	0,17	ND	0,34

(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja.; (ND) não determinado. RI (Cal): Índice de retenção experimento; IR (Lit) : Índice de retenção da literatura (NIST).

Figura 4 - Classes e concentrações de compostos voláteis (µg/Kg) na casca e polpa durante a maturação de frutos da cajaraneira do Sertão



(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja

Na polpa, foram detectados mais compostos (53) do que na casca (45). Os compostos voláteis encontrados em maior concentração na polpa foram allo-Ocimene, trans- β -Ocimene, α -Copaene, β -Caryophyllen, ethyl butanoate, butyl acetate, ethyl hexanoate (Tabela 4 e 5). Os principais compostos que aumentaram a concentração com a maturação com diferença significativa foram o Ethyl butanoate ($164,25 \pm 19,68$ (TV) a $7928,45 \pm 691,84$ $\mu\text{g/kg}$ (TL)), Butyl acetate de ($381,57 \pm 27,22$ (TV) a $7328,24 \pm 557,21$ $\mu\text{g/kg}$ (TL)), Ethyl hexanoate ($149,19 \pm 21,68$ (TV) a $6873,61 \pm 603,43$ $\mu\text{g/kg}$ (TL)). Entretanto, alguns compostos voláteis foram detectados apenas na polpa Butyl acetate, Heptanal, Cumene, 1-Octanol, Nonanal, Octyl acetate, (E)-2-Decenal e Geranyl acetate.

Na casca, os compostos majoritários foram allo-Ocimene, trans- β -Ocimene, α -Copaene, Limonene, (Z)-Ocimene e β -Caryophyllen. Os compostos α -Copaene ($7985,06$ (TV) a $31333,37$ $\mu\text{g/kg}$ (TL)) e β -Caryophyllen ($4993,53$ (TV) a $20934,17$ $\mu\text{g/kg}$ (TL)), aumentaram na casca com a maturação diferindo estatisticamente da polpa (Tabela 4).

Tabela - 4 Compostos orgânicos voláteis ($\mu\text{g/kg}$) presentes na casca e polpa nos cinco estágios de maturação frutos Cajarana do Sertão

Classe	Local	Compostos voláteis (µg/kg)					
		TV	VA	AV	LA	TL	
Alcohols (1)							
1	1-Octanol	casca	ND	ND	ND	ND	
		polpa	13,90 ± 1,99c	17,29 ± 1,64bc	15,28 ± 3,55c	26,60 ± 1,70ab	29,72 ± 1,14a
Aldehydes (4)							
2	(E)-2-Hexenal	casca	333,30 ± 65,94aA	534,28 ± 104,71aB	685,16 ± 32,86aB	396,25 ± 31,06 aB	287,37 ± 12,27aB
		polpa	483,30 ± 50,82aA	1067,77 ± 106,60aA	995,75 ± 27,50aA	561,46 ± 20,74 aA	508,35 ± 44,28aA
3	Heptanal	casca	ND	ND	ND	ND	ND
		polpa	37,56 ± 2,21a	37,62 ± 3,82a	44,47 ± 2,58a	58,32 ± 8,58a	34,66 ± 4,69a
4	Nonanal	casca	ND	ND	ND	ND	ND
		polpa	49,11 ± 6,14a	48,78 ± 4,60a	44,36 ± 3,59ab	48,83 ± 10,85a	14,47 ± 1,31b
5	(E)-2-Decenal	casca	ND	ND	ND	ND	ND

Classe		Local	Compostos voláteis (µg/kg)				
			TV	VA	AV	LA	TL
		polpa	25,50 ± 2,54a	14,94 ± 0,47b	11,89 ± 1,06b	10,71 ± 1,59b	2,28 ± 0,43c
Esters (8)							
6	Ethyl butanoate	casca	37,10 ± 11,13bB	181,75 ± 30,16bB	364,98 ± 34,21bB	708,34 ± 37,65 bB	1858,33 ± 356,30aB
		polpa	164,25 ± 19,68cA	1641,07 ± 30,98bcA	2362,00 ± 76,61bcA	3648,83 ± 546,06 bA	7928,45 ± 691,84aA
7	Ethyl hexanoate	casca	68,33 ± 11,91bB	263,29 ± 40,86bB	621,07 ± 48,98bB	825,08 ± 46,43 bB	3911,49 ± 470,60aB
		polpa	149,19 ± 21,68dA	1003,16 ± 83,25cdA	2361,25 ± 162,70bcA	3879,30 ± 777,39 bA	6873,61 ± 603,43aA
8	Methyl benzoate	casca	91,89 ± 17,66bB	174,50 ± 47,36bA	326,62 ± 94,47abB	2364,02 ± 74,49 aA	513,17 ± 361,18abA
		polpa	161,28 ± 16,40cA	282,79 ± 82,68bcA	627,23 ± 32,71bA	504,26 ± 35,93 bcB	997,29 ± 75,19aA
9	Ethyl benzoate	casca	46,92 ± 8,82bA	110,44 ± 17,35bA	170,01 ± 13,75bA	273,86 ± 26,79 bA	593,50 ± 97,45aA
		polpa	23,51 ± 2,49bB	142,84 ± 43,67bA	143,62 ± 12,76bA	303,10 ± 40,89 bA	724,55 ± 59,93aA
10	Methyl salicylate	casca	412,41 ± 140,58cA	753,97 ± 143,32bcA	1530,53 ± 171,06abA	2142,42 ± 261,66 aA	1884,66 ± 359,87aA
		polpa	110,61 ± 14,36aB	163,59 ± 12,47aB	302,59 ± 21,40aB	240,81 ± 32,05 aB	51,25 ± 4,86aB
11	Ethyl octanoate	casca	15,23 ± 4,59bA	59,38 ± 9,53bA	131,19 ± 2,36bB	246,26 ± 42,10 bA	787,20 ± 213,36 ^a
		polpa	27,35 ± 4,16cA	73,54 ± 13,40bcA	206,14 ± 15,09bA	367,61 ± 88,21 aA	384,09 ± 10,75aA
12	Butyl acetate	casca	ND	ND	ND	ND	ND
		polpa	381,57 ± 27,22d	1294,18 ± 118,98cd	2532,18 ± 2,84bc	4048,20 ± 492,04 b	7328,24 ± 557,21d
13	Octyl acetate	casca	ND	ND	ND	ND	ND
		polpa	3,93 ± 0,65c	33,65 ± 8,17c	125,78 ± 10,10b	240,93 ± 48,36 a	265,79 ± 17,38 ^a
Terpenic (40)							
14	Geranyl acetate	casca	ND	ND	ND	ND	ND
		polpa	4,74 ± 0,97b	24,28 ± 0,27b	106,00 ± 9,41a	102,63 ± 2,31a	104,00 ± 18,88 ^a
15	α-Pinene	casca	500,28 ± 127,19aA	724,79 ± 341,53aA	851,25 ± 97,87aA	1710,47 ± 113,00aA	557,55 ± 84,80aA
		polpa	218,49 ± 67,37aA	235,88 ± 55,96aA	165,28 ± 31,83aB	261,25 ± 99,79aB	111,47 ± 16,06aB
16	Sabinene	casca	218,53 ± 61,83aA	319,78 ± 130,56aA	372,15 ± 49,56aA	727,78 ± 31,09aA	217,11 ± 96,23aA
		polpa	71,37 ± 23,74aB	71,70 ± 16,05aA	46,89 ± 9,34aB	95,50 ± 36,15aB	25,33 ± 2,28aB

	Classe	Local	Compostos voláteis (µg/kg)				
			TV	VA	AV	LA	TL
17	β-Pinene	casca	866,36 ± 80,97bA	1313,27 ± 352,87abA	1497,38 ± 97,35abA	2231,32 ± 37,79aA	1253,81 ± 402,47abA
		polpa	179,13 ± 29,71bB	341,43 ± 61,17bB	481,96 ± 38,62abB	822,88 ± 269,79aB	848,64 ± 139,13aA
18	Limonene	casca	11626,08 ± 1475,50aA	14313,73 ± 4154,35aA	16151,43 ± 1292,66aA	20711,07 ± 1126,27aA	11093,10 ± 993,77aA
		polpa	1800,76 ± 573,63aAB	1718,73 ± 328,31aB	1659,53 ± 169,67aB	2481,66 ± 852,59aB	1713,13 ± 238,55 ^a
19	trans-β-Ocimene ^s	casca	18401,95 ± 2272,83bA	31102,13 ± 1942,01abA	32456,00 ± 2793,68abA	55135,90 ± 1455,80aA	24564,62 ± 1778,98abA
		polpa	1716,70 ± 614,18aB	2789,03 ± 652,97aB	2195,02 ± 224,28aB	5834,13 ± 2368,03aB	2188,94 ± 405,50aB
20	(Z)-Ocimene	casca	7592,90 ± 139,46bA	12651,67 ± 503,21abA	13764,19 ± 987,76abA	20670,75 ± 712,51aA	9401,08 ± 731,31abA
		polpa	674,13 ± 136,75aB	991,04 ± 232,48aB	925,80 ± 95,06aB	2124,37 ± 849,24aB	871,94 ± 127,74aB
21	γ-Terpinene	casca	298,51 ± 26,99aA	419,32 ± 97,15aA	445,37 ± 23,35aA	561,90 ± 10,35aA	349,11 ± 92,42aA
		polpa	46,97 ± 13,17cB	85,32 ± 16,93bcB	94,72 ± 7,82abcB	189,66 ± 57,52aB	163,79 ± 16,34abB
22	Terpinolene	casca	676,29 ± 74,52aA	1073,90 ± 255,73aA	1087,46 ± 42,72aA	1696,29 ± 45,26aA	716,42 ± 272,27aA
		polpa	73,55 ± 18,24aB	152,67 ± 32,15aB	94,20 ± 11,23aB	217,79 ± 74,20aB	78,36 ± 7,14aB
23	Linalool	casca	263,16 ± 71,18cA	481,25 ± 113,27cA	1177,59 ± 108,89bA	1172,35 ± 164,06bA	1919,17 ± 130,52aA
		polpa	97,67 ± 13,50cB	289,98 ± 33,00bcA	829,05 ± 32,98bB	873,72 ± 30,22bA	1894,69 ± 219,34aA
24	Allo-Ocimene ^s	casca	22015,44 ± 3186,48bA	37695,30 ± 1101,39abA	39029,58 ± 2789,74abA	66510,27 ± 2169,99aA	29896,41 ± 11642,46abA
		polpa	2238,07 ± 726,91aB	3645,30 ± 797,25aB	2918,64 ± 312,12aB	7445,65 ± 2879,46aB	2839,18 ± 381,76aB
25	trans-allo-Ocimene	casca	4591,76 ± 398,99aA	6631,57 ± 1444,42aA	6620,66 ± 327,11aA	9939,22 ± 279,61aA	4396,00 ± 1564,19aA
		polpa	574,34 ± 142,03aB	1109,30 ± 224,20aB	692,44 ± 85,15aB	1635,59 ± 538,85aB	659,89 ± 61,01aB
26	Nerol oxide	casca	2,67 ± 0,70cA	5,87 ± 1,78bcA	9,29 ± 0,84abB	10,61 ± 1,39abA	13,26 ± 2,94aA
		polpa	3,24 ± 0,87cA	7,63 ± 1,14bcA	11,85 ± 0,27abA	13,07 ± 1,73aA	13,85 ± 1,53aA
27	4-Terpineol	casca	9,98 ± 1,15cA	17,81 ± 3,82cB	35,37 ± 3,41bB	39,61 ± 5,67abB	48,40 ± 3,18aB
		polpa	12,62 ± 1,53dA	30,67 ± 3,70dA	63,30 ± 2,76cA	85,27 ± 4,43bA	108,48 ± 13,93aA
28	α-Terpineol	casca	49,82 ± 14,62bA	55,44 ± 16,03bA	101,06 ± 13,63abA	110,41 ± 27,77aA	149,20 ± 13,58aA
		polpa	23,65 ± 2,78bA	21,85 ± 1,29bB	42,94 ± 5,52bB	45,38 ± 6,39bB	104,01 ± 19,22aA

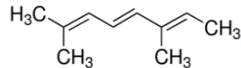
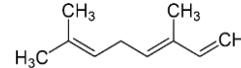
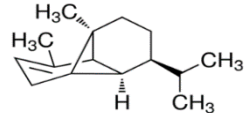
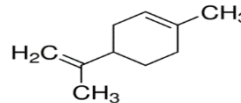
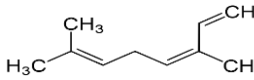
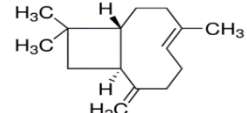
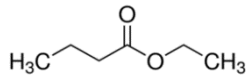
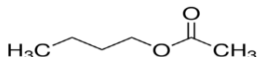
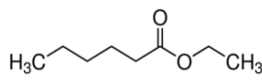
	Classe	Local	Compostos voláteis (µg/kg)				
			TV	VA	AV	LA	TL
29	α -Cubebene ^s	casca	319,81 $\pm$ 77,70cA	589,90 $\pm$ 169,91bcA	1026,52 $\pm$ 57,57abcA	1736,99 $\pm$ 480,15aA	1655,05 $\pm$ 609,63abA
		polpa	88,76 $\pm$ 19,87aB	68,38 $\pm$ 8,21aB	183,66 $\pm$ 51,82aB	97,55 $\pm$ 23,54aB	156,51 $\pm$ 17,18aB
30	(+) -Cyclosativene	casca	20,14 $\pm$ 3,14aA	32,38 $\pm$ 7,97aA	55,94 $\pm$ 3,56abA	86,32 $\pm$ 13,48aA	73,10 $\pm$ 15,67aA
		polpa	10,52 $\pm$ 0,81aB	9,64 $\pm$ 0,69aB	19,32 $\pm$ 2,75aB	9,61 $\pm$ 1,56aB	10,51 $\pm$ 1,15aB
31	α -Copaene	casca	7985,06 $\pm$ 127,42cA	13290,45 $\pm$ 474,83cA	22109,95 $\pm$ 1304,45bA	31508,34 $\pm$ 316,39aA	31333,37 $\pm$ 1446,47aA
		polpa	3096,48 $\pm$ 624,68aB	2942,19 $\pm$ 469,23aB	7419,35 $\pm$ 1550,91aB	2932,27 $\pm$ 654,90aB	5307,86 $\pm$ 421,93aB
32	(Z)- β -Caryophyllene ^s	casca	34,16 $\pm$ 5,27aA	43,49 $\pm$ 9,69aA	56,05 $\pm$ 5,58aA	56,31 $\pm$ 13,64aA	54,24 $\pm$ 6,89aA
		polpa	13,23 $\pm$ 1,98bB	17,73 $\pm$ 1,75 abB	23,19 $\pm$ 4,81abB	14,01 $\pm$ 2,86abB	31,27 $\pm$ 6,37aB
33	α -Gurjunene ^s	casca	56,44 $\pm$ 12,74bA	94,68 $\pm$ 24,45abA	156,55 $\pm$ 11,15abA	209,51 $\pm$ 48,80aA	217,17 $\pm$ 78,48aA
		polpa	22,27 $\pm$ 4,06aB	21,48 $\pm$ 3,39aB	52,08 $\pm$ 10,80aB	20,21 $\pm$ 4,07aB	35,79 $\pm$ 3,48aB
34	β -Caryophyllen ^s	casca	4993,53 $\pm$ 363,20bA	8370,89 $\pm$ 237,52bA	13567,35 $\pm$ 1048,39abA	18774,91 $\pm$ 344,50aA	20934,17 $\pm$ 6910,17aA
		polpa	1784,08 $\pm$ 376,81aB	1515,81 $\pm$ 182,92aB	3752,15 $\pm$ 1098,79aB	1466,17 $\pm$ 265,15aB	2417,04 $\pm$ 345,26aB
35	β -Copaene	casca	78,32 $\pm$ 18,06bA	134,04 $\pm$ 32,66abA	217,77 $\pm$ 18,33abA	305,02 $\pm$ 80,05aA	306,37 $\pm$ 103,82aA
		polpa	28,69 $\pm$ 5,18aB	27,62 $\pm$ 4,03aB	66,04 $\pm$ 13,73aB	26,68 $\pm$ 4,86aB	49,55 $\pm$ 5,99aB
36	α -Bergamotene	casca	13,55 $\pm$ 3,92cA	24,26 $\pm$ 7,74bcA	45,55 $\pm$ 3,94bcA	64,47 $\pm$ 17,82bA	116,77 $\pm$ 20,14aA
		polpa	8,85 $\pm$ 0,56aA	3,52 $\pm$ 0,22bB	17,24 $\pm$ 3,12aB	7,47 $\pm$ 0,96aB	17,17 $\pm$ 3,34aB
37	Aromandendrene	casca	59,32 $\pm$ 18,28bA	109,10 $\pm$ 32,12bA	188,84 $\pm$ 16,61abA	267,45 $\pm$ 71,93aA	309,27 $\pm$ 77,26aA
		polpa	27,91 $\pm$ 6,86aA	22,23 $\pm$ 2,57aB	69,83 $\pm$ 14,18aB	26,17 $\pm$ 4,85aB	40,25 $\pm$ 8,92aB
38	β -Gurjunene	casca	16,88 $\pm$ 4,78bA	30,40 $\pm$ 9,15bA	51,33 $\pm$ 5,40abA	74,43 $\pm$ 22,86aA	81,50 $\pm$ 20,76aA
		polpa	4,65 $\pm$ 1,04aB	4,05 $\pm$ 0,48aB	11,06 $\pm$ 2,84aB	4,14 $\pm$ 0,80aB	6,84 $\pm$ 1,72aB
39	Humulene ^s	casca	935,64 $\pm$ 269,70cA	1600,81 $\pm$ 439,28cA	2469,67 $\pm$ 193,86bA	3419,29 $\pm$ 174,88aA	3984,05 $\pm$ 195,56aA
		polpa	318,01 $\pm$ 65,17abB	113,13 $\pm$ 22,27bB	606,89 $\pm$ 94,63aB	259,36 $\pm$ 36,03abB	398,95 $\pm$ 76,96abB
40	Alloaromadendrene ^s	casca	131,53 $\pm$ 39,57bA	237,44 $\pm$ 66,61bA	380,41 $\pm$ 28,84abA	543,03 $\pm$ 157,16aA	601,55 $\pm$ 157,90aA
		polpa	55,90 $\pm$ 10,24aA	45,47 $\pm$ 5,43aB	125,80 $\pm$ 24,27aB	46,95 $\pm$ 4,84aB	79,54 $\pm$ 16,37aB

	Classe	Local	Compostos voláteis (µg/kg)				
			TV	VA	AV	LA	TL
41	Cadina-1(6),4-diene	casca	101,13 ± 35,02bA	225,66 ± 66,56bA	377,35 ± 29,40abA	545,47 ± 162,82aA	608,69 ± 176,35aA
		polpa	29,10 ± 3,97aB	31,94 ± 3,92aB	100,23 ± 21,85aB	32,98 ± 4,92aB	56,05 ± 14,46aB
42	γ-Muurolene	casca	175,31 ± 26,03dA	262,45 ± 61,12cdA	407,94 ± 29,75bcA	538,19 ± 141,02abA	673,60 ± 57,40aA
		polpa	66,06 ± 12,27aB	54,97 ± 5,99aB	143,92 ± 28,75aB	69,07 ± 10,31aB	86,18 ± 20,06aB
43	β-Selinene ^s	casca	111,55 ± 35,64cA	187,59 ± 52,84bcA	306,16 ± 25,46abcA	424,11 ± 139,03abA	515,68 ± 115,70aA
		polpa	44,24 ± 6,70aA	35,07 ± 2,82aB	93,82 ± 23,21aB	32,75 ± 3,11aB	54,97 ± 15,11aB
44	Viridiflorene	casca	70,86 ± 20,25bA	146,71 ± 43,61bA	244,36 ± 17,53abA	371,09 ± 106,05aA	435,59 ± 108,90aA
		polpa	22,04 ± 2,93aB	25,48 ± 3,23aB	74,73 ± 15,48aB	27,35 ± 2,86aB	47,36 ± 12,06aB
45	α-Selinene ^s	casca	100,47 ± 34,38cA	185,43 ± 54,40cA	321,90 ± 25,82bcA	466,42 ± 156,83abA	600,95 ± 131,44aA
		polpa	39,66 ± 5,07aA	30,63 ± 3,57aB	88,59 ± 24,94aB	29,80 ± 2,44aB	48,81 ± 15,16aB
46	α-Muurolene	casca	93,19 ± 26,31bA	165,80 ± 41,02bA	255,54 ± 22,93abA	348,36 ± 93,73aA	375,34 ± 90,52aA
		polpa	36,77 ± 4,61aB	35,84 ± 3,81aB	80,06 ± 13,78aB	32,76 ± 4,65aB	49,31 ± 12,18aB
47	γ-Cadinene	casca	42,22 ± 13,83cA	82,54 ± 22,74cA	125,92 ± 9,89bcA	181,99 ± 63,98abA	226,57 ± 36,10aA
		polpa	18,95 ± 2,67aA	13,64 ± 1,69aB	43,10 ± 8,90aB	13,14 ± 0,33aB	21,05 ± 6,74aB
48	δ-Cadinene	casca	1074,70 ± 332,64cA	2159,07 ± 585,11bcA	3268,69 ± 225,71abcA	4552,70 ± 527,72abA	5537,69 ± 951,67aA
		polpa	441,97 ± 57,78aA	336,06 ± 36,55aB	1054,14 ± 225,30aB	312,23 ± 14,37aB	552,09 ± 166,62aB
49	Calamenene	casca	172,46 ± 50,99cA	298,41 ± 50,27bcA	415,86 ± 25,54abA	507,98 ± 105,93aA	537,81 ± 76,85aA
		polpa	74,24 ± 6,49aA	80,98 ± 5,74aB	158,92 ± 21,29aB	75,11 ± 10,50aB	104,21 ± 35,46aB
50	Cubenene	casca	46,51 ± 14,45bA	96,18 ± 27,56bA	156,10 ± 14,81abA	240,12 ± 74,01aA	254,01 ± 65,78aA
		polpa	15,10 ± 2,30aB	10,27 ± 1,34aB	34,90 ± 8,17aB	9,86 ± 0,65aB	17,03 ± 4,61aB
51	α-Calacorene	casca	15,18 ± 5,19cA	29,02 ± 5,44bcA	41,67 ± 3,80bA	51,90 ± 13,76abA	65,03 ± 9,35aA
		polpa	8,10 ± 0,85aA	6,49 ± 0,54aB	16,47 ± 2,35aB	5,55 ± 0,46aB	10,22 ± 4,54aB
52	Cadalene	casca	5,35 ± 2,34bA	10,69 ± 1,54abA	13,51 ± 0,26aA	17,57 ± 3,39aA	15,72 ± 1,26aA
		polpa	5,50 ± 0,48aA	3,61 ± 0,91aB	8,74 ± 0,71aB	6,24 ± 0,94aB	2,43 ± 1,49aB

Classe	Local	Compostos voláteis (µg/kg)				
		TV	VA	AV	LA	TL
53 Cumene	casca	ND	ND	ND	ND	ND
	polpa	34,33 ± 11,90b	57,09 ± 15,33b	120,24 ± 4,59a	86,77 ± 10,76ab	147,85 ± 10,85a

(TV) totalmente verde; (VA) verde amarelado; (AV) amarelo com traços verdes; (LA) laranja amarelado; (TL) totalmente laranja.; (ND) não determinado. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes na linha e maiúsculas na coluna diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Tabela - 5 Descrição dos principais compostos voláteis componentes do odor, na casca e polpa de frutos da cajaraneira do Sertão

Classe	Composto		Formula molecular	Frutos	Estrutura química	Ref
	Polpa	Casca				
Terpenos		allo-Ocimene	C ₁₀ H ₁₆	-		a
		trans-β-Ocimene	C ₁₀ H ₁₆	ciriguela (<i>Spondias purpurea</i>)		b , c
		α-Copaene	C ₁₅ H ₂₄	cajá-umbu (<i>Spondias</i> sp.)		a, d
	-	Limonene	C ₁₀ H ₁₆	ciriguela (<i>Spondias purpurea</i>)		b
	-	(Z)-Ocimene	C ₁₀ H ₁₆	umbu (<i>Spondias tuberosa</i>)		e , f
		β-Caryophyllene	C ₁₅ H ₂₄	ciriguela (<i>Spondias purpurea</i>), umbu-cajá (<i>Spondias</i> spp.)		c
Esters	Ethyl butanoate	-	C ₆ H ₁₂ O ₂	umbu-cajá (<i>Spondias</i> spp.)		a
	Butyl acetate	-	C ₆ H ₁₂ O ₂	umbu-cajá (<i>Spondias</i> spp.); Caja (<i>Spondias lutea</i> , L.); umbu (<i>Spondias tuberosa</i>)		f, g, h
	Ethyl hexanoate	-	C ₈ H ₁₆ O ₂	ciriguela (<i>Spondias purpurea</i>)		b , c

- a. <http://www.thegoodscentscompany.com/>
b. (KOZIOŁ; MACÍA, 1998)
c. (CEVA-ANTUNES et al., 2006)
d. (BARREIROS et al., 2018)
e. (FRANCO; SHIBAMOTO, 2000)
f. (GALVÃO et al., 2011)
g. (NARAIN; SOUSA; MADRUGA, 2007b)
h. (AUGUSTO et al., 2000)

Os terpenos foram os compostos mais abundantes tanto na casca (99,05%, 98,38%, 97,81%, 97,32%, 95,26% da área do cromatograma), quanto na polpa (86,65%, 71,90%, 67,81%, 71,52%, 45,21% da área do cromatograma) para os estádios de maturação TV, VA, AV, LA e TL, respectivamente (Tabela 3), que no geral, aumentaram com a maturação. Os terpenos são caracterizados por aromas herbáceos, frutados, cítricos e florais. São sintetizados por duas vias independentes a via do ácido mevalônico (MVA) e a do 2-C-metil-D-eritritol-4-fosfato (MEP) (DUDAREVA et al., 2013; KUMAR et al., 2019).

Os frutos da Cajaraneira do Sertão apresentam um aroma característico, que se difere das demais *Spondias* devido às altas concentrações e a variedade de compostos terpênicos presentes, principalmente na casca. Alguns autores determinaram os terpenos como classe predominante em outros frutos do gênero *Spondias*, como umbu-cajá (*Spondias* sp.) (BARREIROS et al., 2018; FRANCO; SHIBAMOTO, 2000; RIBEIRO et al., 2021) e ciriguela (*Spondia purpurea* L.) (TODISCO et al., 2014), porém, em menores quantidades de compostos e em menores concentrações quando comparadas a Cajarana do Sertão.

Todisco et al. (2014) identificaram 36 compostos na polpa de *Spondias purpurea* L., dos quais somente 11 eram terpenos seguidos de 9 álcoois, 5 alcanos, 5 ésteres e 2 cetonas.

Franco e Shibamoto (2000) identificaram 26 voláteis em umbu-cajá, na qual os terpenos representavam apenas 87,5% da área total do cromatograma seguidos pelos ésteres, que representaram 5,3%. O β -Caryophyllen, cis- β -ocimene e o α -limoneno foram relatados em maior abundância entre os terpenos na polpa.

Em estudo desenvolvido por Ribeiro et al. (2021) 71 compostos voláteis foram identificados na polpa umbu-cajá (*Spondias* sp.) *in natura*, dos quais 45 eram terpenos, e representaram aproximadamente 92% da área do cromatograma. Também foram encontrados na polpa 12 ésteres (2,64%), 4 álcoois (0,17%), 2 aldeídos (1,38%), 5 furanos (2,09%) e 3 ácidos carboxílicos (1,48%). Os terpenos que apresentaram maior percentual de área relativa foram: β -cariofileno (39,78%), α -cubebeno (10,58%), δ -cadineno (8,96%), α -cariofileno (5,89%), γ -terpineno (3,41%), α -terpineol (3,16%), α -limoneno (2,43%). O β -cariofileno, composto terpenico, também foi detectado na casca e polpa de frutos da cajaraneira do Sertão. Silva Júnior et al. (2021) também descreveram o β -cariofileno como um dos principais compostos em kombucha saborizado com umbu-cajá.

O β -cariofileno ($C_{15}H_{24}$), um sesquiterpenos bicíclico, tem forte odor amadeirado. É usado na indústria de cosméticos e como aditivo alimentar. Possui atividade anticâncer e analgésica (FIDYT et al., 2016). Outro sesquiterpeno tricíclico presente em maior

concentração na casca da Cajarana do Sertão foi o α -Copaene ($C_{15}H_{24}$) que possui atividade anti-inflamatória, anticancerígena, antioxidante e hepatoprotetora (TURKEZ et al., 2014). Em estudos com *Olea europaea* L. observou-se que o α -Copaene e *trans*- β -ocimeno estão presentes preferencialmente em frutos que crescem no topo da copa da árvores (BENELLI et al., 2015; DOROTA et al., 2021).

Os monoterpenos (10 C) como allo-Ocimene, *trans*- β -Ocimene, Limonene, (Z)-Ocimene e os sesquiterpenos (15 C) também detectados na Cajarana do Sertão como α -Copaene e β -Caryophyllene, têm várias funções nas plantas, dentre elas a atração de polinizadores, efeitos de proteção térmica e contra danos oxidativos e também proporcionam fotoproteção (OWEN; PEÑUELAS, 2005; SANTOS SILVA et al., 2019).

Em relação à variação de voláteis com a maturação, a representação total dos percentuais de área para os compostos terpênicos foram reduzidos com a maturação. O mesmo foi observado por Narain et al. (2007) na polpa de umbu-cajá (*Spondias* sp.) em dois estádios de maturação (semi-maduro e maduro). Os resultados desses autores indicaram que os terpenos representaram a maior área total (26,1%) dos compostos identificados no estágio semi-maduro, seguido por álcoois (22,1%) e aldeídos (20,4%). Porém, diferente do que foi observado na Cajarana do Sertão, a polpa de umbu-cajá maduro teve a classe química predominante dos aldeídos (28,6%), enquanto, na polpa da Cajarana do Sertão no estágio de maturação mais avançado, além dos terpenos, o grupo dos ésteres foi o de maior concentração. Entre os principais compostos identificados por Narain et al. (2007) o β -Caryophyllene, 2-Hexanol e β -cis-Ocimene, que também foram detectados na casca e polpa de frutos da Cajarana do Sertão.

Outro estudo identificou os principais compostos voláteis na polpa dos frutos do umbuzeiro (*Spondias tuberosa*) em dois estádios de maturação (semimaduro e maduro). No estágio semimaduro 77 compostos foram identificados. Entre eles 35 álcoois (16,0%), 11 aromáticos (19,3%), 9 aldeídos (4,7%), 14 cetonas (16,7%), 15 ésteres (5,8%), 3 terpenos (4,5%) e 7 compostos de enxofre (5,3%). Os principais compostos identificados na polpa de umbu semimaduro de acordo com sua distribuição foram etilbenzeno (8,2%), 1-penten-3-ona (5,7%), 4-metil-3-penten-2-ona (5,6%), p- xileno (4,8%); 2-nonanol (3,6%), 2,2-dimetil-4-octenal (2,7%), tolueno (2,5%) e 1-nonanol (2,4%). Na polpa de fruto maduro 80 compostos foram identificados. Para esse estágio, os álcoois (15,8% da área total do cromatograma) foram a principal classe química, seguidos pelos terpenos (10,52%) e ésteres (5,45%) (GALVÃO et al., 2011). Esses resultados diferem dos obtidos na Cajarana do Sertão desse

estudo em que apenas o 1-Octanol da classe dos álcoois foi detectado e no primeiro estágio (fruto verde), os compostos da classe dos terpenos estavam presentes em maiores concentrações e no último estágio de maturação (frutos maduros) os ésteres na polpa eram os compostos majoritários. Deve ser notado que, na casca da Cajarana do Sertão os terpenos estão em maiores concentrações em todos os estádios com destaque para o α -Copaene, em que a concentração aumentou com o avanço da maturação.

Galvão et al. (2011) também identificaram como os principais compostos voláteis contribuíam para formação do aroma característico da polpa de umbu maduro o β -(Z)-ocimeno, metil pirazina, 2-butil-tiofeno, octanoato de metila, 2-hexil furano, 2-octanol, (E)-2-ciclohexen-1-ona, 3-bromo-ciclohexeno, 1-heptanol, 2-nonanol e 1-octanol. Portanto, foi o baixo número de compostos ésteres identificados como prioritários no umbu maduro.

As moléculas de ésteres produzidas na casca da Cajarana do Sertão encontradas em maiores concentrações foram o Ethyl hexanoate e Methyl salicylate e na polpa Ethyl butanoate e Butyl acetate (Tabela 3 e 4). Em estudo realizado com cajá (*Spondia mombin* L), ésteres foram o grupo de compostos aromáticos que mais contribuíram para o aroma doce e frutado da polpa do fruto. Os autores também relataram o Ethyl butanoate como um de seus principais voláteis (NEIENS; GEISLITZ; STEINHAUS, 2016). Os ésteres voláteis são derivados da esterificação de álcoois e acetil-Co. A resultante de aminoácidos e ácidos graxos, catalisados pela enzima álcool-O-aciltransferase (ECHEVERRIA et al., 2004).

Dentre os compostos da classe dos aldeídos, presentes tanto na polpa quanto na casca dos frutos da Cajarana do Sertão, o (E)-2-Hexenal apresentou concentração mais elevada. Sabe-se que essa molécula é biossintetizada a partir do ácido linolênico através da via da lipoxigenase (MATTHEIS; BUCHANAN; FELLMAN, 1997; MONTEIRO et al., 2018). Além disso, sua biossíntese, assim como a do hexanal, está relacionada a intensidade de luz média diária. Sendo assim, baixa luminosidade inibe sua produção (BENELLI et al., 2015; LI et al., 2019). Assim, uma vez que na região onde as plantas da cajaraneira do Sertão deste experimento estão localizadas é caracterizada por alta luminosidade essa inibição provavelmente não acontece.

Em relação a classe dos álcoois, como mencionado anteriormente, apenas o 1-Octanol foi detectado somente na polpa com percentual de área de 0,11% no primeiro estágio (frutos verdes) e 0,06% no último estágio (fruto completamente maduro), diferindo do determinado por Galvão et al. (2011) em frutos de umbuzeiro (*Spondias tuberosa*) nos quais a classe dos álcoois foi a majoritária com 15,8% da área total do cromatograma em frutos maduros.

4. Conclusões

Os estádios amarelo com traços verdes (AV) e laranja amarelado (LA) apresentaram conteúdos elevados para a maioria dos minerais identificados. Os elementos K, Ca, P, Mg e Fe apresentaram os maiores conteúdos. A casca apresentou teores significativamente ($P \leq 0,05$) maiores do que a polpa na maioria dos estádios de maturação do fruto.

A composição volátil da Cajarana do Sertão é majoritariamente de terpenos, ésteres e aldeído. Os compostos α -Copaene, *Allo-Ocimene*, β -*Caryophyllene*, trans- β -Ocimenes, Limonene, (Z)-Ocimene, Ethyl butanoate, Butyl acetate, Ethyl hexanoate, principalmente na casca, foram os que mais contribuíram para o seu aroma e sabor.

Entre as principais alterações no perfil dos voláteis durante a maturação da Cajarana do Sertão está a redução na representação total dos percentuais de área para os compostos da classe dos álcoois, aldeídos e terpenos, enquanto os ésteres aumentaram.

REFERÊNCIAS

- AHMAD, I. et al. ICP-MS based analysis of mineral elements composition during fruit development in *Capsicum* germplasm. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 101, p. 103977, 2021.
- ALMEIDA, M. M. B. et al. Avaliação de macro e microminerais em frutas tropicais cultivadas no nordeste brasileiro. **Food Science and Technology**, v. 29, n. 3, p. 581–586, 2009.
- AMIRA, E. A. et al. Chemical and aroma volatile compositions of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) fruits at three maturation stages. **Food Chemistry**, v. 127, n. 4, p. 1744–1754, 2011.
- ANYASI, T. A.; JIDEANI, A. I. O.; MCHAU, G. R. A. Phenolics and essential mineral profile of organic acid pretreated unripe banana flour. **Food research international**, v. 104, p. 100–109, 2018.
- AOAC, A. OF O. A. C. Official Method 999.10 Milestone Application Note HPR-FO-07. In: **Association of Official Analytical Chemists**. 18° ed. 2007. p. 9–16.
- AUGUSTO, F. et al. Screening of Brazilian fruit aromas using solid-phase microextraction–gas chromatography–mass spectrometry. **Journal of Chromatography A**, v. 873, n. 1, p. 117–127, 2000.
- BARREIROS, M. L. et al. Volatile constituents of cajá-umbu (*Spondias* sp.) fruit obtained by simultaneous distillation and extraction and solid phase microextraction. **Acta Horticulturae**, v. 1198, p. 265–272, 2018.
- BENELLI, G. et al. Changes in olive oil volatile organic compounds induced by water status and light environment in canopies of *Olea europaea* L. trees. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 95, n. 12, p. 2473–2481, 2015.
- BENMEZIANE, A. et al. Extraction of carotenoids from cantaloupe waste and determination of its mineral composition. **Food Research International**, v. 111, p. 391–398, 2018.
- CEVA-ANTUNES, P. M. N. et al. Analysis of volatile composition of siriguela (*Spondias purpurea* L.) by solid phase microextraction (SPME). **LWT-Food Science and Technology**, v. 39, n. 4, p. 437–443, 2006.
- DANTAS, A. L. et al. Development, physiology of maturation, and indication of harvest point of umbuguela tree fruits (*Spondias* sp.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, n. 1, p. 33 – 42, 2016.
- DOROTA, D. et al. Volatiles as markers of bioactive components found in Croatian extra virgin olive oils. **LWT**, v. 139, p. 110532, 2021.
- DUDAREVA, N. et al. Biosynthesis, function and metabolic engineering of plant volatile organic compounds. **New Phytologist**, v. 198, n. 1, p. 16–32, 2013.

ECHEVERRIA, G. et al. Produção volátil, qualidade e atividades enzimáticas relacionadas ao aroma durante a maturação de maçãs “Fuji.” **Postharvest Biology and**, 2004.

FAVIER, J. C. et al. **Répertoire général des aliments: 3. Table de composition des fruits exotiques, fruits de cueillette d’Afrique**. 1993.

FIDYT, K. et al. β -caryophyllene and β -caryophyllene oxide—natural compounds of anticancer and analgesic properties. **Cancer Medicine**, v. 5, n. 10, p. 3007–3017, 2016.

FRANCO, M. R. B.; SHIBAMOTO, T. Volatile composition of some brazilian fruits: Umbu-*caja* (*Spondias citherea*), camu-camu (*Myrciaria dubia*), araca-boi (*Eugenia stipitata*), and cupuacu (*Theobroma grandiflorum*). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, n. 4, p. 1263–1265, 2000.

GALVÃO, M. S. et al. Volatile compounds and descriptive odor attributes in umbu (*Spondias tuberosa*) fruits during maturation. **Food Research International**, v. 44, n. 7, p. 1919–1926, 2011.

GHARIBZAHEDI, S. M. T.; JAFARI, S. M. The importance of minerals in human nutrition: Bioavailability, food fortification, processing effects and nanoencapsulation. **Trends in Food Science & Technology**, v. 62, p. 119–132, 2017.

GOMES, R. P. **Fruticultura brasileira**. 11.ed. ed. Sao Paulo: 1987.

GONDIM, P. J. S. **Identificação de carotenoides e quantificação de compostos bioativos e atividade antioxidante em frutos do gênero Spondias**. AREIA-PB: Universidade Federal da Paraíba, 2012.

HEGHEDUS-MINDRU, R. C. et al. The monitoring of mineral elements content in fruit purchased in supermarkets and food markets in Timisoara, Romania. **Annals of Agricultural and Environmental Medicine**, v. 21, n. 1, 2014.

ISHAK, S. A. et al. Some physical and chemical properties of ambarella (*Spondias cytherea* Sonn.) at three different stages of maturity. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 18, n. 8, p. 819–827, 2005.

KOZIOŁ, M. J.; MACÍÁ, M. J. Chemical composition, nutritional evaluation, and economic prospects of *Spondias purpurea* (Anacardiaceae). **Economic Botany**, v. 52, n. 4, p. 373–380, 1998.

KUMAR, S. et al. Enzymes. **Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables**, p. 335–358, 2019.

LEITE NETA, M. T. S. et al. Effect of spray drying on bioactive and volatile compounds in soursop (*Annona muricata*) fruit pulp. **Food Research International**, v. 124, p. 70–77, 2019.

LEUNG, W.T. W. et al. **Food composition table for use in East Asia**. Food & Agriculture Org., 1972.

LI, X. et al. Relationship between key environmental factors and profiling of volatile

compounds during cucumber fruit development under protected cultivation. **Food Chemistry**, v. 290, p. 308–315, 2019.

LIMA, E. D. P. A. et al. Physical and chemical characterization on the fruits of umbu-cajazeira (*Spondias* spp.) in five ripening stages, frozen pulp and nectar. **Revista Brasileira de Fruticultura (Brazil)**, v. 24, p. 338–343, 2002.

LIMA, F. S. **Caracterização físico-química e bromatológica da polpa de *Spondias* sp (Cajarana do Sertão)**. PATOS – PB : Universidade Federal de Campina Grande, 2010.

LIMA, M. A. C.; SILVA, S. M.; OLIVEIRA, V. R. Umbu - *Spondias tuberosa*. In: **Exotic Fruits**. Elsevier, p. 427–433, 2018.

MARTÍNEZ-BALLESTA, M. C. et al. Minerals in plant food: effect of agricultural practices and role in human health. A review. **Agronomy for sustainable development**, v. 30, n. 2, p. 295–309, 2010.

MATTHEIS, J. P.; BUCHANAN, D. A.; FELLMAN, J. K. Volatile constituents of Bing sweet cherry fruit following controlled atmosphere storage. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 45, n. 1, p. 212–216, 1997.

MCATEE, P. et al. A dynamic interplay between phytohormones is required for fruit development, maturation, and ripening. **Frontiers in Plant Science**, v. 4, p. 79, 2013.

MCGARVEY, D. J.; CROTEAU, R. Terpenoid metabolism. **The Plant Cell**, v. 7, n. 7, p. 1015, 1995.

MONTEIRO, S. S. et al. Evaluation of the chemical, sensory and volatile composition of sapota-do-Solimões pulp at different ripening stages. **Food Research International**, v. 109, p. 159–167, 2018.

MUÑOZ DE CHÁVEZ, M. et al. **Tablas de valor nutritivo de los alimentos de mayor consumo en México**. 1996.

NARAIN, N. et al. Variation in physical and chemical composition during maturation of umbu (*Spondias tuberosa*) fruits. **Food Chemistry**, v. 44, n. 4, p. 255–259, 1992.

NARAIN, N.; SOUSA, M. G.; MADRUGA, M. S. Volatile compounds captured through purge and trap technique in cajá-umbu (*Spondias* sp.) fruits during maturation. **Food Chemistry**, v. 102, n. 3, p. 726–731, 2007.

NEIENS, S. D.; GEISLITZ, S. M.; STEINHAUS, M. Aroma-active compounds in *Spondias mombin* L. fruit pulp. **European Food Research and Technology** 2016 243:6, v. 243, n. 6, p. 1073–1081, 2016.

ORGANIZATION, W. H. **Vitamin and mineral requirements in human nutrition**. World Health Organization, 2004.

OWEN, S. M.; PEÑUELAS, J. Opportunistic emissions of volatile isoprenoids. **Trends in Plant Science**, v. 10, n. 9, p. 420–426, 2005.

- RAMÍREZ HERNÁNDEZ, B. C. et al. Sistemas de producción de *Spondias purpurea* (Anacardiaceae) en el centro-occidente de México. **Revista de Biología Tropical**, v. 56, n. 2, p. 675–687, 2008.
- RIBEIRO, R. A. S. et al. Process optimization for elaboration of cajá-umbu (*Spondias* spp.) fruit jelly: The effect of pulp and pectin contents on sensory attributes and volatile constituents. **International Journal of Gastronomy and Food Science**, v. 24, p. 100315, 2021.
- SANTOS SILVA, J. et al. Volatile profiling of pitanga fruit (*Eugenia uniflora* L.) at different ripening stages using solid-phase microextraction and mass spectrometry coupled with gas chromatography. **Scientia Horticulturae**, v. 250, p. 366–370, 2019.
- SILVA JÚNIOR, J. C. et al. Traditional and flavored kombuchas with pitanga and umbu-cajá pulps: Chemical properties, antioxidants, and bioactive compounds. **Food Bioscience**, v. 44, p. 101380, 2021.
- SOUZA, F. X.; PORTO FILHO, F. Q.; MENDES, N. V. B. **Umbu-cajazeira : descrição e técnicas de cultivo**. Mossoró: EdUFERSA, 2020.
- SUMCZYNSKI, D. et al. Rice flakes produced from commercial wild rice: Chemical compositions, vitamin B compounds, mineral and trace element contents and their dietary intake evaluation. **Food Chemistry**, v. 264, p. 386–392, 2018.
- TACO, N. Tabela brasileira de composição de alimentos. **Revista Ampliada NEPA**, 2011.
- TIBURSKI, J. H. et al. Nutritional properties of yellow mombin (*Spondias mombin* L.) pulp. **Food Research International**, v. 44, n. 7, p. 2326–2331, 2011.
- TODISCO, K. M. et al. The Use of Headspace Solid-Phase Microextraction (HS-SPME) to Assess the Quality and Stability of Fruit Products: An example using red mombin pulp (*Spondias purpurea* L.). **Molecules**, v. 19, n. 10, p. 16851–16860, 2014.
- TURKEZ, H. et al. Cytotoxic and cytogenetic effects of α -copaene on rat neuron and N2a neuroblastoma cell lines. **Biologia (Poland)**, v. 69, n. 7, p. 936–942, 2014.
- VITHANA, M. D. K.; SINGH, Z.; JOHNSON, S. K. Levels of terpenoids, mangiferin and phenolic acids in the pulp and peel of ripe mango fruit influenced by pre-harvest spray application of FeSO_4 (Fe^{2+}), MgSO_4 (Mg^{2+}) and MnSO_4 (Mn^{2+}). **Food Chemistry**, v. 256, p. 71–76, 2018.
- XIN, M. et al. Integrated metabolomic and transcriptomic analyses of quality components and associated molecular regulation mechanisms during passion fruit ripening. **Postharvest Biology and Technology**, v. 180, p. 111601, 2021.
- YOUMBI, E.; ZEMBOUEM, N. M.; TONFACK, L. B. Changements morphologiques et biochimiques au cours du développement et de la maturation des fruits de *Spondias cytherea* Sonn. (Anacardiaceae). **Fruits**, v. 65, n. 5, p. 285–292, 2010.

5. CONSIDERAÇÕES GERAIS

No presente estudo, a casca e a polpa da Cajarana do Sertão foram analisadas quanto às mudanças na taxa respiratória, produção de etileno, nos compostos bioativos, perfil de minerais e voláteis em diferentes estádios de maturação.

Os resultados mostraram que a concentração dos metabólitos na casca e polpa foram significativamente diferentes nas fases do desenvolvimento do fruto.

Os frutos foram considerados climatéricos. O último estágio (TL) com a coloração amarelo predominante apresentou a máxima qualidade nutricional.

Na casca foi verificado atividade antioxidante significativamente maior quando comparado a polpa, principalmente em relação aos flavonoides amarelos e polifenóis extraíveis totais, enquanto que na polpa, o ácido ascórbico e os carotenoides são os constituintes que mais contribuíram para a atividade antioxidante. Também foi observado aumento na atividade enzimática no último estágio de maturação (TL) para as enzimas APX, POD tanto na casca quanto na polpa. Enquanto isso, na CAT houve aumento significativo apenas na polpa e SOD reduziu com o avanço dos estádios de maturação na casca e polpa.

O perfil de minerais apresentaram concentrações elevadas para a maioria dos minerais identificados (22) nos estádios AV e LA. Os elementos K, Ca, P, Mg e Fe apresentaram a maior concentração. A casca mostrou concentrações significativamente ($P \leq 0,05$) maiores do que a polpa na maioria dos estágios de maturação do fruto.

Em relação ao perfil volátil as classes majoritárias foram terpenos, ésteres e aldeído. Os compostos α -Copaene, Allo-Ocimene, β -Caryophyllene, trans- β -Ocimenes, Limonene, (Z)-Ocimene, Ethyl butanoate, Butyl acetate, Ethyl hexanoate foram os que mais contribuíram para o aroma e sabor da Cajarana do Sertão.

Entre as principais alterações no perfil dos voláteis durante a maturação está a redução na representação total dos percentuais de área para os compostos da classe dos álcoois, aldeídos e terpenos, enquanto os ésteres aumentaram. A classe dos terpenos foi de maior concentração na casca comparada a polpa, enquanto os ésteres foi predominante na polpa.

Concluiu-se que os frutos da Cajarana do Sertão são de amplo potencial de consumo, que devem ser valorizados pelos aspectos diferenciais de qualidade e propriedades funcionais para consumo *in natura* ou na elaboração de produtos agroindustriais como polpas, geléias, sorvetes capazes de promover benefícios à saúde humana.