

Artigo

Caracterização Química da Polpa do Fruto Jerivá (*Syagrus romanzoffiana* Cham.)

Martins, V. C.;* Braga, E. C. O.; Mazza, K. E. L.; Rocha, J. F.; Cunha, C. P.; Pacheco, S.; Nascimento, L. S. M.; Santiago, M. C. P. A.; Borguini, R. G.; Godoy, R. L. O.

Rev. Virtual Quim., 2015, 7 (6), 2422-2437. Data de publicação na Web: 21 de agosto de 2015

<http://www.uff.br/rvq>

The Chemical Characterization of Jerivá (*Syagrus romanzoffiana* Cham.) Fruit Pulp

Abstract: Ingesting fruits and vegetables is increasingly recommended due to the presence of carbohydrates, minerals, vitamins, carotenoids and phenols in them. Therefore, there was increase in the economic exploitation of several productive plant species. However, some species that may be macro and micronutrient sources are still little consumed and studied. Among these species, there is a palm tree known as jerivá (*Syagrus romanzoffiana* Cham.), which is widely distributed in Brazil and highly fruit productive. It shows globular yellow to orange-red color, fibro-fleshy and mucilaginous mesocarp. The current study aims to characterize chemically the jerivá pulp fruit its levels of sugars, vitamin C, phenolic acids, tocopherols and carotenoids by High Performance Liquid Chromatography (HPLC). The vitamin C content (6.80 mg/100 g) was lower than that found in fruits considered to be a source of or rich in this nutrient. β -carotene is the major carotenoid in jerivá fruit pulp, and it represents 70% of total carotenoids. Among the other bioactive substances, it is worth highlighting the phenolic acids levels, especially the *p*-hydroxybenzoic (83.84 mg/g), and α -tocopherol (18.80 mg/g) acids. These acids levels were higher than those found in vegetable matrices reported in the literature. It was observed few scientific studies emphasizing the quantification of phenolic acids and tocopherols in fruits and vegetables. The chemical characterization of jerivá fruit pulp enhances the knowledge about the fruit's nutritional and functional properties and allows further exploiting the productive species of jerivá fruits and their consumption.

Keywords: Bioactive substances; liquid chromatography; phenolic acids; vitamin C.

Resumo

A ingestão de frutas e hortaliças é cada vez mais recomendada devido à presença de carboidratos, minerais, vitaminas, carotenoides e fenóis, havendo conseqüentemente um aumento na exploração econômica de diversas espécies vegetais produtivas. No entanto, algumas espécies que podem ser fontes de macro e micronutrientes ainda são pouco consumidas e estudadas. Entre estas, encontra-se uma espécie de palmeira amplamente distribuída no território brasileiro e de alta produtividade de frutos conhecidos como jerivá (*Syagrus romanzoffiana* Cham.), globulosos, de coloração amarela ao vermelho-alaranjado e mesocarpo fibro-carnoso e mucilaginoso. O objetivo deste trabalho foi realizar a caracterização química da polpa do fruto de jerivá, quanto aos teores de açúcares, vitamina C, ácidos fenólicos, tocoferóis e carotenoides por Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (CLAE). O teor de vitamina C (6,80 mg/100 g) foi inferior ao de frutos considerados fontes ou ricos neste nutriente. O carotenoide majoritário da polpa do fruto de jerivá é o β -caroteno, representando 70% dos carotenoides totais. Dentre as demais substâncias bioativas, destacaram-se os teores de ácidos fenólicos, principalmente o ácido *p*-hidroxibenzoico (83,84 μ g/g), e de α -tocoferol (18,80 μ g/g), superiores aos encontrados em matrizes vegetais descritas na literatura. A caracterização química da polpa do fruto de jerivá contribui para o conhecimento das propriedades nutricionais e funcionais do fruto, possibilitando uma maior exploração e consumo da espécie produtiva.

Palavras-chave: Substâncias bioativas; cromatografia líquida; ácidos fenólicos; vitamina C.

* Embrapa Agroindústria de Alimentos, Laboratório de Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (CLAE), CEP 23020-470, Rio de Janeiro-RJ, Brasil.

 victor.dcmartins@gmail.com

DOI: [10.5935/1984-6835.20150144](https://doi.org/10.5935/1984-6835.20150144)

Caracterização Química da Polpa do Fruto Jerivá (*Syagrus romanzoffiana* Cham.)

Víctor de C. Martins,^a Elaine Cristina O. Braga,^b Karen E. L. Mazza,^c Jéssica F. da Rocha,^c Carolina P. da Cunha,^d Sidney Pacheco,^e Luzimar S. M. do Nascimento,^e Manuela Cristina P. A. Santiago,^e Renata G. Borguini,^e Ronoel Luiz O. Godoy^e

^a Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Tecnologia, Departamento de Tecnologia de Alimentos, CEP 23890-000, Seropédica-RJ, Brasil.

^b Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Departamento de Tecnologia dos Alimentos, CEP 22290-180, Rio de Janeiro-RJ, Brasil.

^c Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio de Janeiro, Campus Nilópolis, CEP 26530-060, Nilópolis-RJ, Brasil.

^d Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Ciências Exatas, Departamento de Química, CEP 23890-000, Seropédica-RJ, Brasil.

^e Embrapa Agroindústria de Alimentos, Laboratório de Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (CLAE), CEP 23020-470, Rio de Janeiro-RJ, Brasil.

* victor.dcmartins@gmail.com

Recebido em 18 de maio de 2015. Aceito para publicação em 14 de agosto de 2015

1. Introdução

2. Objetivos

3. Material e Métodos

3.1. Coleta de Frutos

3.2. Solventes, Reagentes e Padrões Analíticos

3.3. Instrumentação

3.4. Caracterização de Açúcares

3.5. Caracterização de Vitamina C

3.6. Caracterização de Carotenoides

3.7. Caracterização de Ácidos Fenólicos

3.8. Caracterização de Tocoferóis

4. Resultados e Discussão

5. Conclusão

1. Introdução

O Brasil é um país com grande potencial de recursos naturais, apresentando destaque pela possibilidade de suprir a demanda do mercado por frutas e hortaliças com novos aromas, sabores e texturas. A ingestão de frutas e hortaliças é recomendada por serem fontes de carboidratos, minerais e vitaminas, além de apresentarem outras substâncias em sua composição química, como carotenoides e fenóis. Estudos mostraram que o consumo destas substâncias está relacionado à manutenção da saúde e à diminuição do risco de doenças crônicas provocadas por estresse oxidativo.^{1,2}

Atualmente, observa-se a crescente exploração econômica de algumas espécies vegetais, como o açaí, pupunha, buriti, dentre outras. No entanto, existem ainda inúmeras outras espécies pouco consumidas e estudadas, as quais podem ser potenciais fontes de macro e micronutrientes e substâncias bioativas.²

Entre as famílias botânicas brasileiras,

destacam-se quatro: a Poaceae, a Fabaceae, a Solanaceae e a Arecaceae, sendo esta última mais conhecida como a família das palmeiras.¹ As palmeiras representam o maior símbolo das florestas tropicais, existindo somente no Brasil 119 espécies divididas em 39 gêneros.³ Apresentam importância econômica, devido à extração de óleos, fibras, palmito, madeira e frutos comestíveis.¹

A palmeira jerivá (*Syagrus romanzoffiana* Cham., Figura 1) é uma espécie vegetal de 10 a 20 m de altura e estipe de 20 a 30 cm de diâmetro, amplamente dispersa na América do Sul, sendo nativa na Argentina, Uruguai e Brasil, onde é encontrada desde o território do estado da Bahia, Goiás e Mato Grosso do Sul até o Rio Grande do Sul, abrangendo das regiões florestais à costa litorânea.^{1,4} A espécie apresenta inflorescência em cacho pendente. Em média, apresentam 2 a 3 cachos por planta e em torno de 4,5 kg de frutos maduros por cacho, o que corresponde a uma alta produtividade. Entretanto, destaca-se também uma baixa sincronia de maturação nos frutos desta espécie.^{1,2}



Figura 1. Palmeira jerivá com cachos de frutos maduros e imaturos. Foto: Sidney Pacheco

Os frutos, conhecidos popularmente como jerivá, gerivá, coqueiro-jerivá, jeribá, coqueiro, baba-de-boi, coco-de-catarro, coco-babão ou coco-de-cachorro, são

globulosos ou ovoides, de coloração amarela ao vermelho-alaranjado, tem 2 a 4 cm de comprimento e mesocarpo fibro-carnoso e mucilaginoso.⁴ Segundo informações presentes na literatura, as polpas dos frutos possuem um bom perfil nutricional (Tabela 1)

e são considerados ricos em carboidratos, vitaminas (vitamina A e vitamina E) e fibras, de modo que 100 g de polpa do fruto de jerivá contêm a recomendação diária de 25 g de fibras na dieta humana.^{1,3}

Tabela 1. Composição centesimal da polpa dos frutos de jerivá

Composição (% m/m)	Fruto maduro
Umidade	65,41 ± 0,41
Cinzas	0,42
Lipídios	0,84
Proteínas	1,38
Carboidratos totais	31,95

FONTE: Adaptado de GOUDEL (2012), com todos os teores médios em base úmida.¹

Em resumo, o jerivá é uma espécie frutífera de grande potencial agrícola, tradicionalmente utilizada para consumo pelas populações locais e largamente cultivada no paisagismo no Brasil e no mundo.^{2,4} Seu uso alimentício está restrito ao consumo dos frutos *in natura* e de sucos obtidos a partir da polpa. Devido à coloração da parte comestível (casca e polpa), existe a possibilidade do fruto ser fonte de carotenoides e de outras substâncias bioativas, como os fenóis. Coimbra e Jorge (2012) relataram os teores de carotenoides totais, fenóis totais e tocoferóis no óleo da polpa e na semente de jerivá.⁵

A realização de análises individuais das substâncias presentes na polpa do fruto de jerivá contribui para um maior conhecimento de suas propriedades funcionais, agregando valor ao fruto e contribuindo para o desenvolvimento de novos produtos à base de jerivá. Tais informações ainda não foram descritas na literatura.

A identificação e a quantificação das substâncias presentes na polpa do fruto podem ser realizadas a partir da técnica de Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (CLAE), método físico-químico de separação de substâncias em uma mistura, que

apresenta maior precisão, seletividade e sensibilidade do que os métodos analíticos clássicos.

2. Objetivos

O objetivo deste trabalho foi realizar a caracterização química da polpa dos frutos de jerivá, quanto aos teores de açúcares, vitamina C, carotenoides, ácidos fenólicos e tocoferóis por CLAE.

3. Material e Métodos

3.1. Solventes, Reagentes e Padrões Analíticos

Os solventes orgânicos acetato de etila (C₄H₈O₂), acetonitrila (C₂H₃N), acetona (C₃H₆O), ácido acético (C₂H₄O₂), ácido fórmico (CH₂O₂), éter de petróleo, éter etílico (C₄H₁₀O), éter metil *terc*-butílico (C₅H₁₂O) e metanol (CH₄O) foram adquiridos da Tedia® (Brasil), com grau HPLC.

Foram utilizados também ácido clorídrico (HCl), ácido fosfórico (H₃PO₄) e ácido sulfúrico (H₂SO₄) Tedia® (EUA), com grau P.A; celite 545 Tedia® (Brasil); hidróxido de sódio (NaOH) e di-butil hidroxitolueno ou BHT (C₁₅H₂₄O) Spectrum® (EUA).

Toda água purificada empregada nas análises foi obtida pelo sistema de purificação de água Milli-Q® Gradient 10A Millipore® e Elix®/RiOs™ 5 (EUA).

Foram utilizados padrões analíticos Sigma Aldrich® (Alemanha) nas análises de glicose (pureza de 99,5%), frutose (99%), ácido ascórbico (99%), ácidos fenólicos, como o ácido *p*-hiroxibenzoico, ácido cafeico, ácido siríngico, ácido *p*-cumárico, ácido ferúlico e ácido sinápico (pureza acima de 95%), α -tocoferol e δ -tocoferol (95%). Para análise de sacarose, empregou-se um padrão Spectrum® (EUA), com pureza de 99%.

3.2. Instrumentação

Todas as análises realizadas envolveram a técnica de Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (CLAE). Foram utilizados sistemas cromatográficos (cromatógrafo e detectores) da marca Waters® (EUA), e os parâmetros cromatográficos estão descritos em cada método analítico.

Para medição das massas, foi empregada balança analítica Marte Shimadzu (Japão) modelo AY 220. Os demais equipamentos utilizados foram: estufa WTC Binder® (Alemanha); agitador tipo vórtex Scientific Industries® (EUA) modelo Genie 2; banho ultrassom Branson® (EUA) modelo 2210; pipetador automático Brand® (Alemanha) capacidade de 10-100 μ L, 100-1000 μ L e 1000-5000 μ L; banho-maria com agitação Amerex Gyromax™ 929 (Canadá); espectrofotômetro Shimadzu® (Japão) modelo UV-1800; pHmetro Sensoglass® (Brasil) modelo SP 1800.

3.3. Coleta de Frutos

Aproximadamente 1 kg de frutos de jerivá maduros foi coletado no bairro de Guaratiba, no município do Rio de Janeiro (23° 0' 1,071167'' S; 43° 34' 55,69702'' W). Procedeu-se a lavagem e higienização dos frutos e, em seguida, cada fruto foi pesado inteiro. Foi realizado o despulpamento manual, separando a polpa da semente, e a pesagem de cada parte do fruto para determinação do percentual. É importante ressaltar que não foi possível a separação das polpas e cascas. As massas das polpas para as análises foram pesadas em frascos âmbar e em triplicata, variando entre 2 g a 3 g. A análise de vitamina C foi realizada no mesmo dia devido à reatividade química da substância e para as demais análises, as amostras foram estocadas em freezer (-18°C). Foi realizada ainda a determinação de umidade das polpas por gravimetria, em estufa a 105°C até a obtenção de massa constante, de acordo com método da *Association of Analytical Communities* (AOAC, 2010).⁶

3.4. Caracterização de Açúcares

A análise de açúcares foi realizada segundo Macrae (1998), com quantificação por padronização externa.⁷ Após a pesagem inicial das amostras de polpa em frasco âmbar, estas foram transferidas quantitativamente para balão volumétrico de 25 mL, com auxílio de 10 mL de água ultrapurificada. Em seguida, foi realizada a extração em banho ultrassônico por 20 min, adicionado 5 mL de acetonitrila e avolumado o balão com água ultrapurificada. O extrato foi filtrado e submetido à análise em cromatógrafo líquido de alta eficiência Waters® modelo Alliance 2690/5, detector de índice de refração Waters® modelo 2410, software Empower®, coluna Zorbax® Carbohydrate Agilent 30 cm x 4,6 mm, fluxo de 1,0 mL/min, volume de injeção de 20 μ L, modo de eluição isocrático com fase móvel

acetonitrila:água (75:25 v/v) e tempo de corrida de 20 min.

3.5. Caracterização de Vitamina C

A determinação de ácido ascórbico (vitamina C) foi realizada empregando-se a metodologia de Rosa *et al.* (2007) com quantificação por padronização externa.⁸ As amostras de polpa previamente pesadas foram transferidas quantitativamente para balão de 25 mL com auxílio de 10 mL de solução aquosa de H₂SO₄ 0,05 M. A extração foi realizada através de banho ultrassônico por 10 min. Em seguida, o balão foi avolumado com a solução anteriormente adicionada e procedeu-se a filtração e a análise cromatográfica do extrato. Foi empregado um cromatógrafo líquido de alta eficiência Waters® modelo Alliance 2690/5, detector de arranjo de fotodiodos Waters® modelo 2996 (quantificação em 242,6 nm), software Empower®, coluna de troca iônica HPX 87 H BIO RAD® 7,8 cm x 300 mm, fluxo de 0,7 mL/min, volume de injeção de 20 µL, modo de eluição isocrático com solução aquosa de H₂SO₄ 0,05 M e tempo de corrida de 10 min.

3.6. Caracterização de Carotenoides

A extração de carotenoides totais baseou-se na metodologia de Rodriguez-Amaya (2001).⁹ A amostra de polpa previamente pesada foi transferida para um gral onde se adicionou 3 g de celite e 5 mL de acetona e procedeu-se a maceração da amostra. Em seguida, o extrato foi filtrado à vácuo em funil de vidro com placa porosa sinterizada conectada a um kitassato. Esta etapa de maceração foi repetida até o esgotamento da coloração característica de carotenoides no material sólido. O filtrado foi transferido para um funil de separação contendo 40 mL de éter de petróleo, sendo o extrato lavado sucessivamente com cerca de 30 mL de água ultrapurificada. Este procedimento foi

repetido por 4 vezes para que houvesse a remoção total da acetona. Em seguida, o extrato etéreo obtido foi transferido para um balão volumétrico de 50 mL e avolumado com éter de petróleo. A quantificação de carotenoides totais foi feita através de leitura espectrofotométrica no comprimento de onda de 450 nm, utilizando o coeficiente de absorvidade molar (ϵ) do β -caroteno em éter de petróleo de 2592.

Após a quantificação total, uma alíquota de 1 mL do extrato foi retirada, concentrada a partir da remoção do solvente sob fluxo de gás nitrogênio (N₂) e solubilizada em 200 µL de acetona, sendo a determinação do perfil dos carotenoides por CLAE feita segundo metodologia de Pacheco *et al.* (2014), acreditada pelo INMETRO de acordo com a ISO 17025 para análises de carotenoides.¹⁰ A análise cromatográfica foi realizada em cromatógrafo líquido de alta eficiência Waters® Modular composto por bomba 600, injetor automático 717 plus, com detector de arranjo de fotodiodos Waters® modelo 996 (varredura 300 a 500 nm com quantificação em 450 nm), software Empower®, coluna YCM Carotenoid S-3 (250 x 4,6 mm; 3 µm), fluxo de 0,8 mL/min, volume de injeção de 15 µL, modo de eluição por gradiente usando como fase móvel metanol: éter-*terc*-butil (80:20 v/v) e tempo de corrida de 28 min. A quantificação dos carotenoides foi realizada por padronização externa, através da construção de curvas analíticas a partir de padrões analíticos isolados segundo a metodologia descrita por Pacheco (2013).¹¹

3.7. Caracterização de Ácidos Fenólicos

A determinação de ácidos fenólicos por CLAE foi realizada segundo o método descrito por Mattila e Kumpulainen (2002) com adaptações para se obter as frações de ácidos fenólicos livres, os derivados de hidrólise básica e de hidrólise ácida.¹² A análise de ácidos fenólicos livres se deu pela extração da amostra previamente pesada com 10 mL de solução metanol contendo BHT

(2 g/L)/ ácido acético 10% em água (85:15 v/v) seguida de extração em banho ultrassônico por 30 min. Após a decantação, foi retirada uma alíquota de 100 µL para análise de ácidos fenólicos livres por CLAE. Foi adicionado ao extrato 17 mL de solução aquosa de NaOH 3 M seguida de agitação mecânica por 16 h. No passo seguinte, o pH foi ajustado para 2,0 com solução aquosa de HCl 6 M para posterior partição com 15 mL de solução éter etílico: acetato de etila (1:1 v/v) em funil de separação. A partição foi repetida por 3 vezes. A fase orgânica então foi transferida para balão volumétrico de 50 mL e avolumada com solução éter etílico: acetato de etila (1:1 v/v), obtendo a fração básica.

Para a obtenção da fração ácida, foi adicionado à fase aquosa 2,5 mL de HCl concentrado, seguido por aquecimento em estufa à 85°C por 35 min. Em seguida, o pH foi novamente ajustado para 2,0 com solução aquosa de NaOH 3 M para uma nova partição com éter etílico: acetato de etila (1:1 v/v). Das frações básica e ácida foram retiradas alíquotas de 1,0 mL seguidas por concentração, dissolução em metanol e análise cromatográfica. A análise das frações descritas foi realizada em cromatógrafo líquido de alta eficiência Waters® Alliance modelo 2690/5, detector de arranjo de fotodiodos Waters® modelo 2996 (varredura 210 a 600 nm com quantificação em 260nm), software Empower®, coluna Thermo BDS HYPERSIL C₁₈ (100 x 4,6mm; 2,4 µm), fluxo de 1,0 mL/min, volume de injeção de 10 µL, modo de eluição gradiente usando como fase móvel uma solução aquosa de H₃PO₄ 0,0015% e acetonitrila, com tempo de corrida de 28 min. A quantificação dos ácidos fenólicos (ácido *p*-hiroxibenzoico, ácido cafeico, ácido siríngico, ácido *p*-cumárico, ácido ferúlico, ácido sinápico) foi feita por padronização externa.

3.8. Caracterização de Tocoferóis

A extração de tocoferóis foi realizada segundo o método descrito por Rodriguez-

Amaya (2001).⁹ As amostras já pesadas foram transferidas para um gral onde adicionou-se 3 g de celite e 10 mL de acetona, iniciando-se a etapa de maceração e extração. O material foi filtrado à vácuo em funil de vidro com placa porosa sinterizada conectada a um kitassato. O procedimento foi repetido por 3 vezes. Posteriormente, o extrato em acetona foi transferido para um funil de separação contendo 30 mL de éter de petróleo, sendo o extrato lavado com cerca de 40 mL de água ultrapurificada. Este procedimento foi repetido até que houvesse a remoção total da acetona. O extrato etéreo obtido foi então transferido para um balão volumétrico de 100 mL e avolumado com éter de petróleo. Uma alíquota de 1 mL do extrato foi retirada, concentrada a partir da remoção do solvente sob fluxo de gás nitrogênio (N₂) e solubilizada em 200 µL de acetona. O perfil de tocoferóis foi determinado por CLAE segundo o método de Pacheco et al. (2014), com adaptações no gradiente da fase móvel e na adição do detector de fluorescência.¹⁰ A análise cromatográfica foi realizada em cromatógrafo líquido de alta eficiência Waters® modelo 2690/5, detector de arranjo de fotodiodos Waters® modelo 2996 (varredura 210 a 600 nm) e detector de fluorescência modelo 475 (Ex 290 nm a Em 320 nm), coluna YCM Carotenoid S-3 (250 x 4,6 mm; 3 µm), fluxo de 0,8 mL/min, volume de injeção de 15 µL, modo de eluição por gradiente usando como fase móvel metanol: éter-*terc*-butil (97:3 v/v), tempo de corrida de 28 min. A quantificação foi realizada por padronização externa a partir do preparo de solução padrão de α -tocoferol e δ -tocoferol. As concentrações dos padrões foram confirmadas por espectrofotometria de absorção na região do ultravioleta/visível (UV/Vis), mediante os coeficientes de absorvidade molar de cada tocoferol em seus comprimentos de onda de máxima absorção de energia.¹³

4. Resultados e Discussão

A massa de cada fruto inteiro variou entre

2,84 a 4,89 g, sendo $65,36 \pm 4,37\%$ (m/m) de polpa e $34,64 \pm 4,37\%$ (m/m) de semente. Logo, os frutos são constituídos predominantemente da polpa, o que também foi constatado por Goudel (2012), o qual determinou para o jerivá porcentagem de polpa de $59,29 \pm 2,76\%$ (m/m).¹

A umidade da polpa variou entre 63,0% e 63,5%, apresentando média de $63,25 \pm 0,25\%$, teor semelhante ao de $65,41 \pm 0,41\%$

encontrado por Goudel.¹ Em resumo, o conteúdo aquoso da polpa do fruto representou quase a metade do fruto inteiro, em média 41,37%.

A análise de açúcares revelou um teor total de açúcares solúveis de $6,60 \pm 3,56$ g/100 g. O cromatograma está exposto na Figura 2 e as respectivas estruturas químicas na Figura 3.

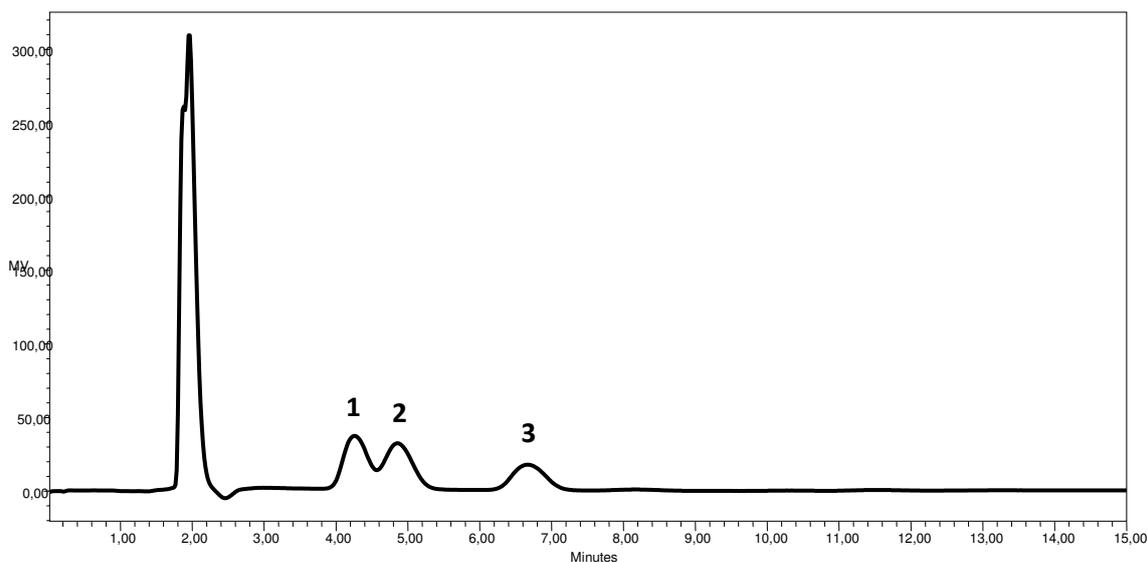


Figura 2. Cromatograma de açúcares obtido por CLAE-IR: **(1)** frutose ($t_r = 4,2$ min); **(2)** glicose ($t_r = 4,8$ min); **(3)** sacarose ($t_r = 6,7$ min). Nota: O pico de maior intensidade refere-se ao solvente empregado

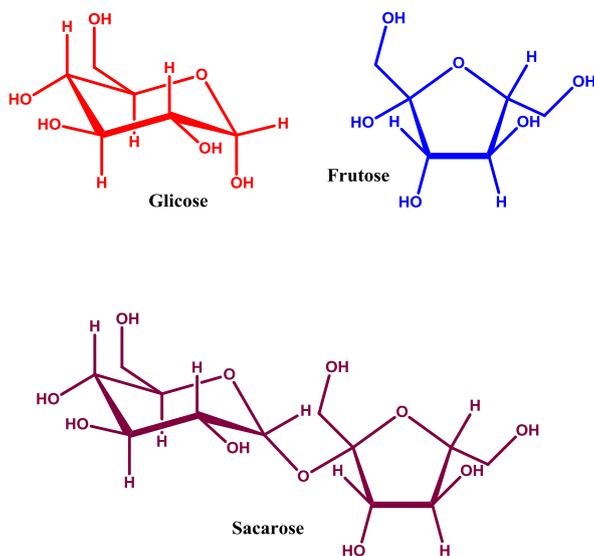


Figura 3. Estruturas químicas dos açúcares encontrados na polpa do fruto de jerivá

A quantificação foi feita por padronização externa a partir de padrões comerciais. Foram obtidas, por meio de curva analítica, as equações da reta para cada açúcar: frutose ($y = 3,21 \cdot 10^3 x - 1,45 \cdot 10^4$ e $r^2 = 0,9998$); glicose ($y = 3,34 \cdot 10^3 x - 1,91 \cdot 10^4$ e $r^2 = 0,9998$); sacarose ($y = 3,35 \cdot 10^3 x - 1,74 \cdot 10^4$ e $r^2 = 0,9998$).

Os teores de frutose (F) ($2,56 \pm 1,12\%$) e glicose (G) ($2,27 \pm 0,94\%$) são superiores aos encontrados em frutos, como em alguns cultivares de manga madura – *Mangifera indica* L. (F = 2,32% e 2,40 %; G = 0,05 % e 0,44 %); e pêssego Biuti – *Prunus pérsica* L. Bastsch, após sete dias de refrigeração a 4 °C (F = 0,1 %; G = 0,1 %).^{14,15} Em relação à sacarose, observou um teor na polpa do fruto de jervá de $1,77 \pm 1,50\%$, menor que os da manga (4,92 a 9,05 %) e da uva-do-japão – *Hovenia dulcis* Thunberg (3,65%). Esta última também apresentou teores de frutose e glicose superior do jervá.^{14,16}

É importante destacar que todos os resultados de frutos apresentados utilizaram metodologias baseadas na técnica de CLAE, no qual os açúcares foram identificados e quantificados separadamente. Frequentemente, é utilizada a descrição do teor de carboidratos totais em frutos, resultado da composição centesimal para expressar os teores de açúcar. Os teores de carboidratos na polpa do fruto de jervá

relatados por GOUDEL (2012) seguem esta metodologia.¹

A quantificação dos teores de vitamina C (Figura 4) foi realizada por padronização externa a partir de padrão de ácido ascórbico comercial ($y = 1,70 \cdot 10^6 x - 5,70 \cdot 10^3$ e $r^2 = 0,9993$). Os teores obtidos estão entre 5,90 e 7,67 mg/100g, conforme cromatograma obtido por CLAE-DAD (Figura 5).

O teor médio de $6,80 \pm 0,88$ mg/100 g é inferior ao encontrado por GOUDEL (2012) empregando uma técnica titulométrica para os frutos maduros de jervá (9,21 mg/100 g).¹ Essa diferença pode ser explicada tanto por fatores edafoclimáticos (condições do solo e de clima), pelo estágio de maturação do fruto e também por fatores analíticos, visto que os métodos titulométricos são de menor precisão, sensibilidade e seletividade que a cromatografia líquida de alta eficiência.

Frutos conhecidos como fontes ou ricos em vitamina C também apresentaram maiores teores que a polpa de jervá, como a acerola – *Malpighia glabra* L. (941,4 mg/100g); o caju – *Anacardium occidentale* L. (219,3 mg/100g) e a laranja lima – *Citrus sinensis* L. Osbeck (43,5 mg/100 g), sendo superior apenas aos teores encontrados em outros frutos, como o jambo - *Eugenia malaccensis* L. (3,8 mg/100 g) e a melancia - *Citrullus vulgaris* Schrad. (6,1 mg/100 g).¹⁷

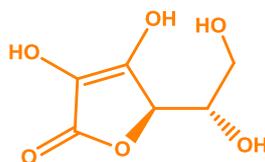


Figura 4. Estrutura química do ácido ascórbico

Segundo a Resolução nº 54 de 12 de novembro de 2012, da Agência Nacional de Vigilância Sanitária - ANVISA, um alimento para ser denominado como fonte de vitamina C precisa apresentar no mínimo 15% da Ingestão Diária Recomendada (IDR) em uma

porção de 100 g, sendo a IDR de 60 mg para adultos.^{8,18} Portanto, o fruto de jervá não pode ser considerado fonte de vitamina C, pois 100 g do fruto representa em torno de 10% da IDR.⁸

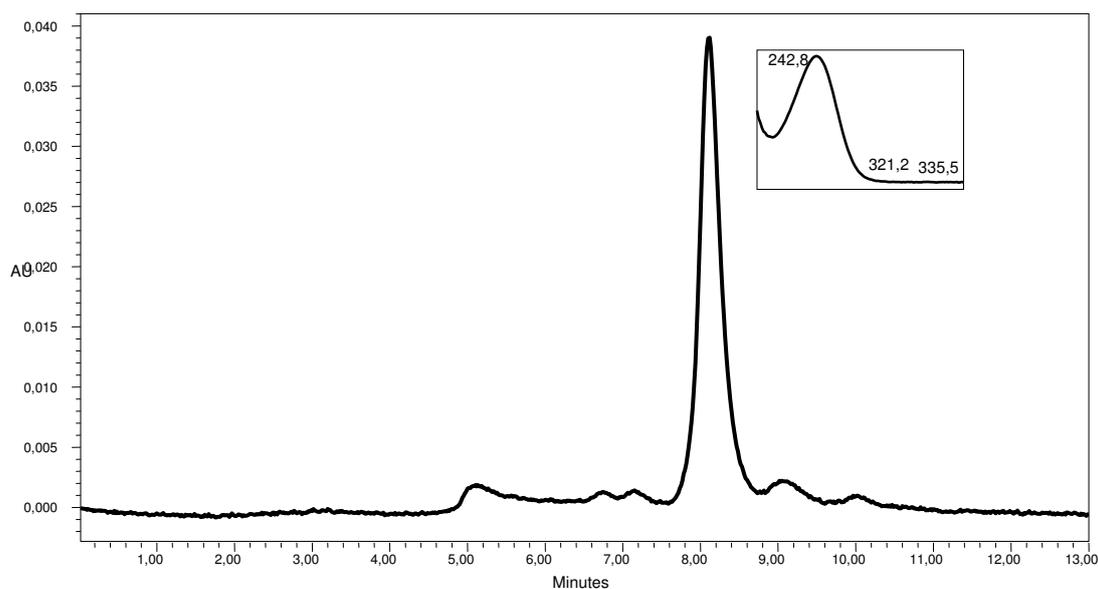


Figura 5. Cromatograma e espectro de UV/Visível de vitamina C em polpa do fruto de jericá, por CLAE-DAD ($t_r = 8,1$ min)

Quanto à análise de carotenoides (Figura 6), foram detectados e quantificados, através de curva analítica (Tabela 2), 4 carotenoides: luteína ($1,21 \pm 0,66 \mu\text{g/g}$), 13-*cis*- β -caroteno ($5,20 \pm 0,60 \mu\text{g/g}$), β -caroteno ($40,11 \pm 0,53 \mu\text{g/g}$) e 9-*cis*- β -caroteno ($4,65 \pm 1,97 \mu\text{g/g}$) (Figura 7). Os teores de β -caroteno, carotenoide majoritário, e carotenoides

totais ($57,59 \pm 4,67 \mu\text{g/g}$) de polpa foram maiores que a acerola ($26 \mu\text{g/g}$ de β -caroteno e $29,7 \mu\text{g/g}$ de carotenoides totais) e a cenoura ($34 \mu\text{g/g}$ de β -caroteno e $56 \mu\text{g/g}$ de carotenoides totais), porém menor que o buriti, um fruto de palmeira considerado rico em carotenoides ($364 \mu\text{g/g}$ de β -caroteno e $446 \mu\text{g/g}$ de carotenoides totais).¹⁹

Tabela 2. Equação da reta e coeficiente de determinação obtidos por meio de curva analítica com padrões de carotenoides

Analito de interesse	Equação da reta	Coefficiente de determinação (r^2)
Luteína	$y = 3,62 \cdot 10^4 x - 1,54 \cdot 10^4$	0,9994
β -caroteno*	$y = 283015x - 26561$	0,9968

*Os isômeros 13-*cis*- β -caroteno e 9-*cis*- β -caroteno foram quantificados em equivalência ao β -caroteno.

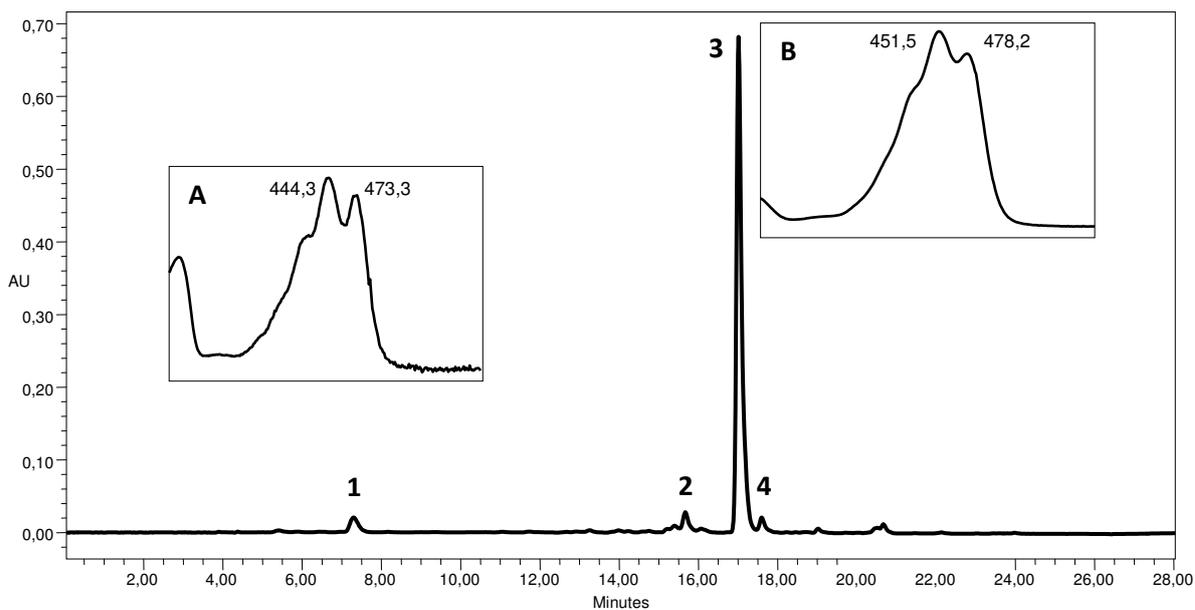


Figura 6. Cromatografia, por CLAE-DAD de carotenoides presentes na polpa do fruto de jericá: **(1)** luteína ($t_r= 7,4$ min); **(2)** 13-*cis*- β -caroteno ($t_r= 15,7$ min); **(3)** β -caroteno ($t_r= 17,2$ min); e **(4)** 9-*cis*- β -caroteno ($t_r= 17,6$ min). **(A)** Espectro da região UV/visível da luteína; **(B)** Espectro da região UV/visível do β -caroteno

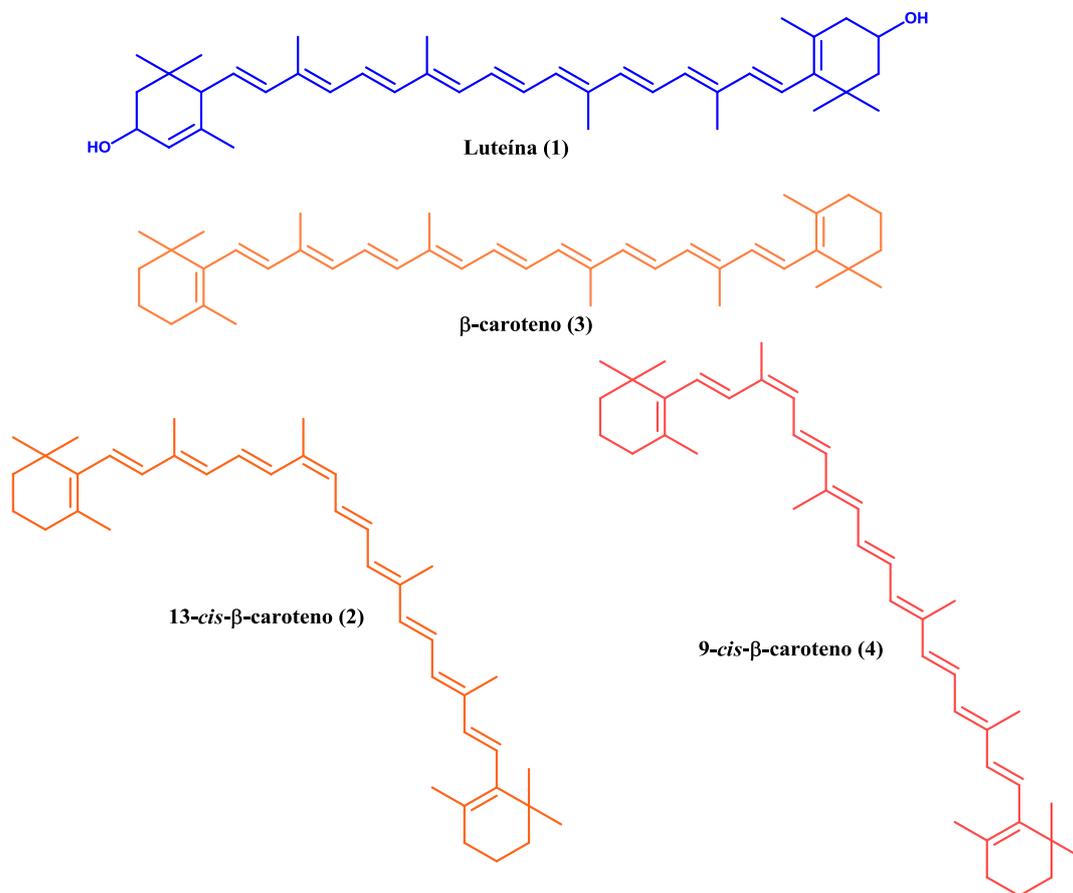


Figura 7. Estruturas químicas dos carotenoides encontrados no fruto de jericá

Coimbra e Jorge (2012) determinaram, por espectrofotometria, um teor de carotenoides totais no óleo da polpa de jervá de 1219 $\mu\text{g/g}$, valor 20 vezes superior em relação à polpa do fruto.⁵ O maior teor de carotenoides no óleo pode ser compreendido pelo caráter apolar desses compostos. Devido à sua extensa cadeia carbônica e à presença reduzida de grupamentos polares, ocorre uma maior concentração dos carotenoides na fração lipídica. É possível destacar que o teor de β -caroteno, de 40,11 $\mu\text{g/g}$ de polpa, foi superior ao determinado

por Crepaldi *et al.* (2001) para o fruto do licuri, também do gênero *Syagrus*, de 26,1 $\mu\text{g/g}$ de polpa.²⁰

Quanto à análise de ácidos fenólicos, não foi identificado nenhum ácido na forma livre. A etapa de hidrólise, tanto básica quanto ácida, auxiliou na detecção de diferentes substâncias, anteriormente ligadas na forma de éter ou éster. Um exemplo de reação de hidrólise é a reação de formação de sais de ácidos carboxílicos a partir de ésteres pela adição de bases fortes (Figura 8).

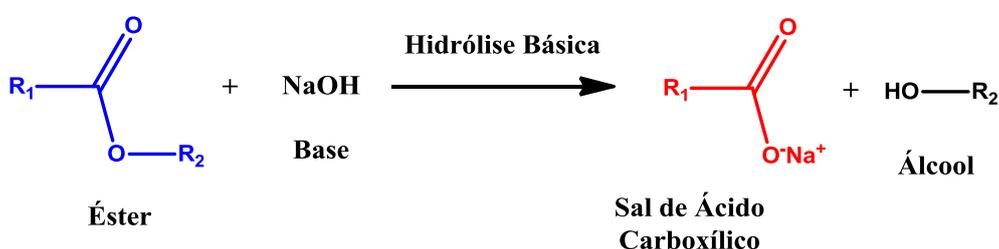


Figura 8. Exemplo de reação de hidrólise de um éster

A análise prosseguiu com a identificação dos ácidos fenólicos, a partir da comparação com os tempos de retenção na corrida cromatográfica e os espectros de absorção na região do UV/Visível de padrões comerciais. Levando em consideração estes fatores, foram identificados seis ácidos fenólicos presentes na polpa do fruto de jervá: ácido *p*-hidroxibenzoico, ácido cafeico, ácido siríngico, ácido *p*-cumárico, ácido ferúlico e

ácido sinápico (Figuras 9 e 10). Os demais picos, embora não tenham sido identificados, apresentaram espectros de absorção característicos de fenóis, com comprimento de onda máximo de 270 nm.

A quantificação foi feita através de curva analítica com padrões comerciais (Tabela 3), apenas para os ácidos: **(1)** *p*-hidroxibenzoico, **(4)** *p*-cumárico e **(5)** ferúlico, que apresentaram sinal de maior intensidade.

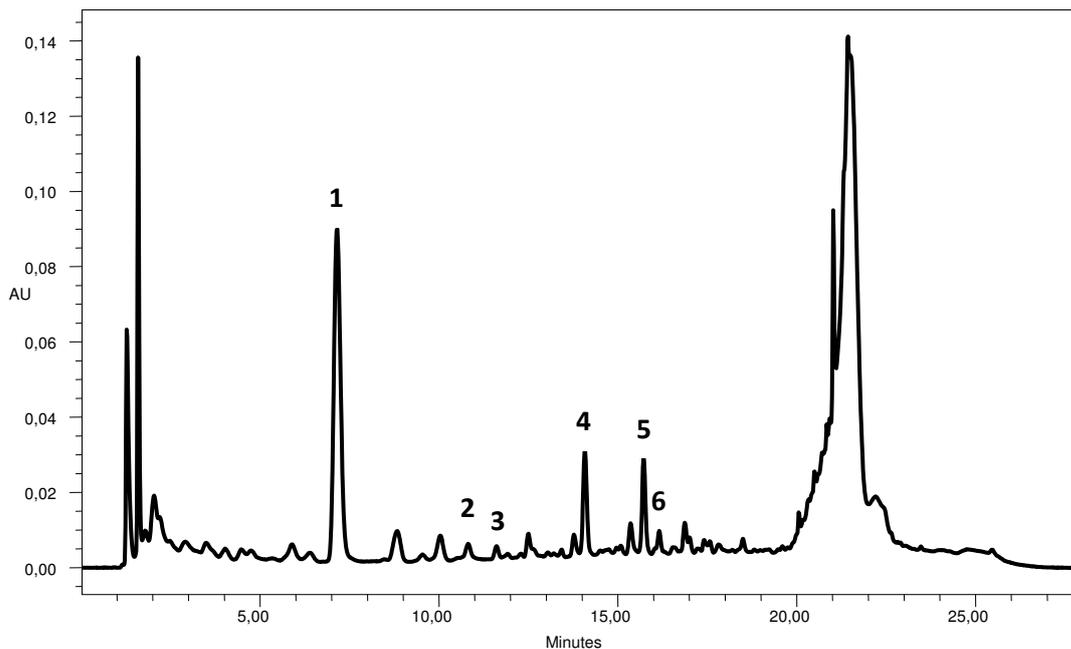


Figura 9. Cromatograma da análise de ácidos fenólicos do extrato da polpa do fruto de jirivá: **(1)** ácido *p*-hidroxibenzoico ($t_r = 7,1$ min); **(2)** ácido cafeico ($t_r = 10,7$ min); **(3)** ácido siríngico ($t_r = 11,6$ min); **(4)** ácido *p*-cumárico ($t_r = 14,1$ min); **(5)** ácido ferúlico ($t_r = 15,7$ min); **(6)** ácido sinápico ($t_r = 16,1$ min)

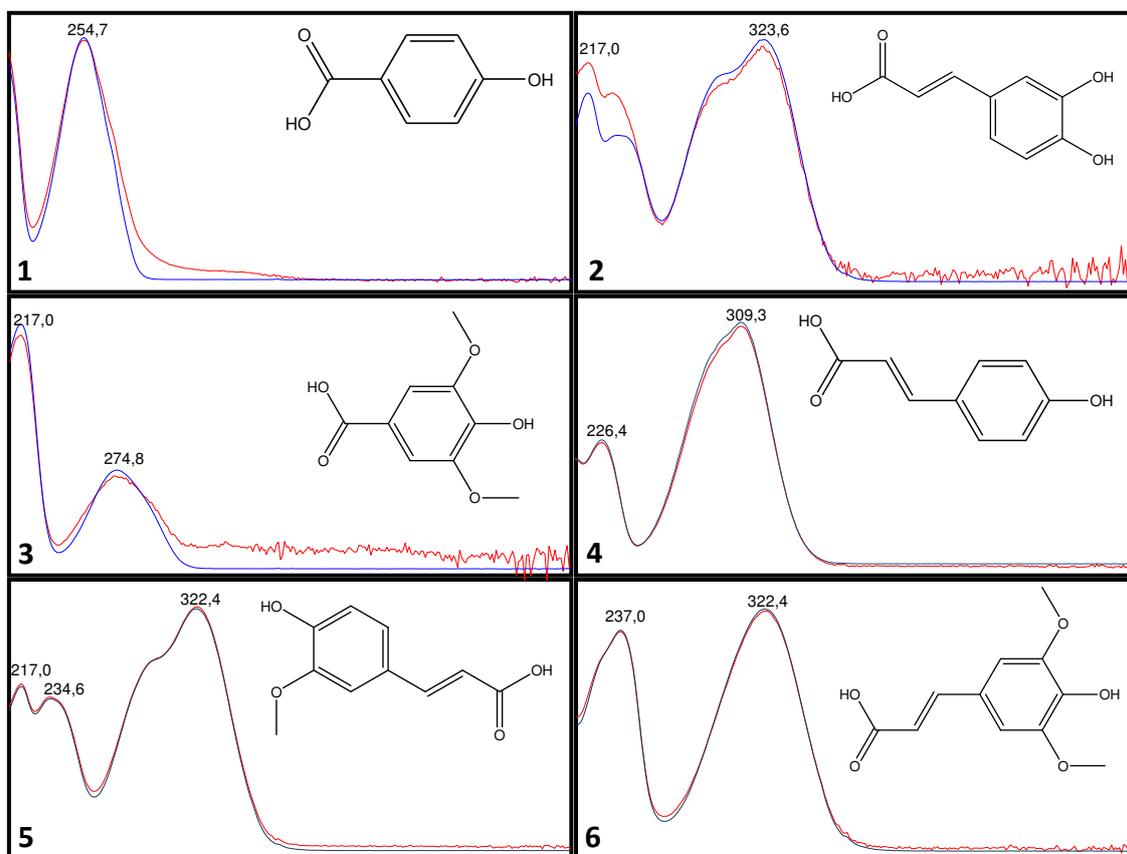


Figura 10. Comparação entre os espectros de UV/Vis dos ácidos fenólicos presentes no extrato da polpa do fruto de jirivá, em vermelho, e dos padrões, em azul

Tabela 3. Equação da reta e coeficiente de determinação obtidos por meio de curva analítica com padrões de ácidos fenólicos

Analito de interesse	Equação da reta	Coefficiente de determinação (r^2)
Ácido <i>p</i> -hidroxibenzoico	$y = 3,62 \cdot 10^4 x - 1,54 \cdot 10^4$	0,9994
Ácido <i>p</i> -cumárico	$y = 2,61 \cdot 10^4 x - 9,26 \cdot 10^3$	0,9995
Ácido ferúlico	$y = 1,55 \cdot 10^4 x - 4,01 \cdot 10^3$	0,9994

O ácido *p*-hidroxibenzoico foi o ácido fenólico de maior concentração na polpa do fruto ($83,84 \pm 18,28 \mu\text{g/g}$), representando em torno de 64% dos ácidos quantificados. Este se encontra em teor superior no jervá, comparando-se com a framboesa ($26 \mu\text{g/g}$), a cenoura ($55 \mu\text{g/g}$) e o morango ($75 \mu\text{g/g}$).¹² Os ácidos *p*-cumárico ($21,37 \pm 3,75 \mu\text{g/g}$) e ferúlico ($25,99 \pm 6,04 \mu\text{g/g}$) tiveram teores acima dos encontrados, por exemplo, em tomate (respectivamente, $9,5 \mu\text{g/g}$ e $3,0 \mu\text{g/g}$), cenoura (respectivamente, $1,45 \mu\text{g/g}$ e $14,2 \mu\text{g/g}$) e vinho rosé (respectivamente, $7,6$

$\mu\text{g/g}$ e $2,3 \mu\text{g/g}$). O morango apresenta uma concentração de ácido *p*-cumárico acima do jervá ($26 \mu\text{g/g}$), enquanto a bebida à base de café é bem superior em relação ao ácido ferúlico ($90 \mu\text{g/g}$).¹²

A identificação de tocoferóis baseou-se apenas nos padrões de α -tocoferol e δ -tocoferol. A análise empregada detectou na polpa do fruto de jervá apenas a presença do α -tocoferol (Figura 11), sendo obtida uma curva analítica a partir do padrão para a quantificação ($y = 3,42 \cdot 10^5 x + 9,85 \cdot 10^3$ e $r^2 = 0,9986$).

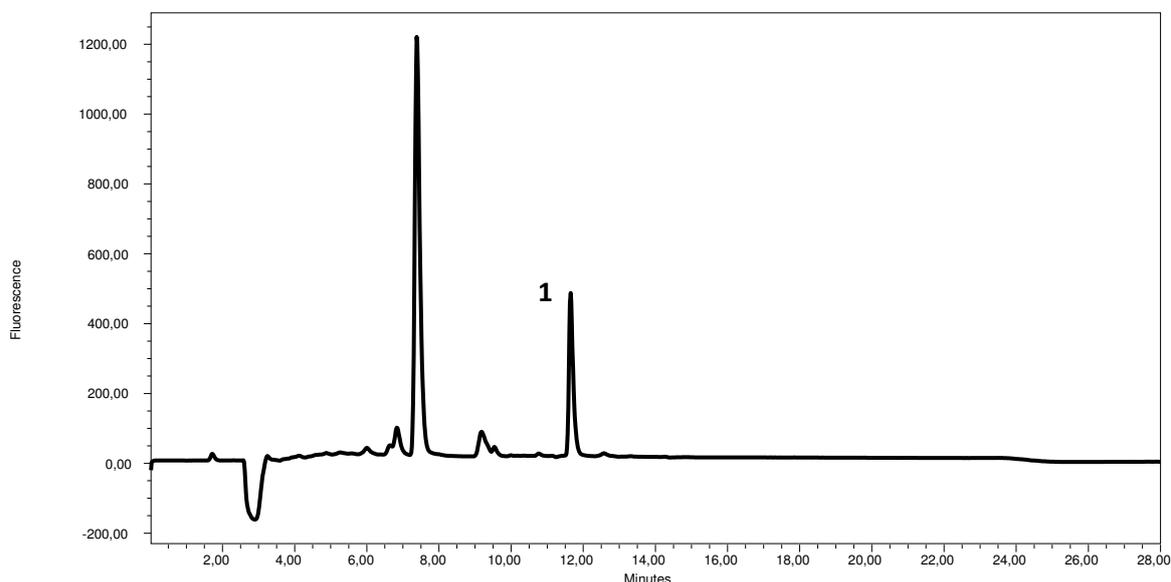


Figura 11. Cromatograma, por detecção por fluorescência, do extrato de tocoferol da polpa de jervá, com destaque para o α -tocoferol (pico 1, $t_r = 11,7 \text{ min}$)

O teor médio de $18,38 \pm 5,07 \mu\text{g}$ α -tocoferol /g foi no mínimo 4,3 vezes superior ao encontrado na polpa do fruto de licuri – *Syagrus coronata* M. Beccari, mesmo gênero

que o jervá ($3,8 \mu\text{g/g}$); a polpa da amora-preta – *Rubus fruticosus* ($4,97 \mu\text{g/g}$); araçá roxo – *Psidium rufum* ($1,43 \mu\text{g/g}$); mirtilo – *Vaccium ashei* R. ($2,43 \mu\text{g/g}$); e jambolão –

Eugenia jambolana (4,37 µg/g).²⁰⁻²² Esta análise é usualmente realizada em matrizes com maior concentração de lipídeos devido a

maior solubilidade dos tocoferóis em solventes de baixa polaridade (Figura 12).

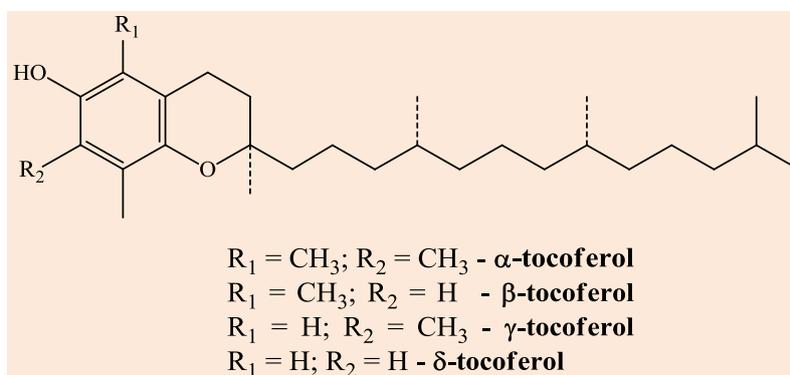


Figura 12. Estrutura química de diferentes moléculas de tocoferóis

Logo, os teores de tocoferóis são elevados em matrizes como óleo de azeitona “alcaparras” (65,9 µg/g); óleo de soja (121,40 µg/g); azeite de oliva (140,47 µg/g); e óleo de canola (183,93 µg/g).^{7,23} Coimbra e Jorge (2012) determinaram o teor de tocoferol total e α -tocopherol do óleo da polpa de jerivá, respectivamente, em 323,50 µg/g e 273,53 µg/g; resultado superior à polpa de jerivá.⁵

5. Conclusão

A polpa do fruto de jerivá apresentou baixos teores de vitamina C e de carotenoides, quando comparado a outros alimentos considerados fontes destas substâncias bioativas. Porém, os teores de ácido *p*-hidroxibenzoico, ácido ferúlico, ácido *p*-cumárico e α -tocopherol foram superiores aos encontrados em outras matrizes vegetais. Vale destacar que a caracterização química do fruto de jerivá, por meio da identificação e quantificação das substâncias por CLAE, não havia sido relatada por outros autores. O estudo da composição do fruto contribui para o conhecimento das propriedades nutricionais e funcionais desse alimento, possibilitando uma maior exploração econômica da espécie e a promoção do consumo dos frutos de jerivá.

Referências Bibliográficas

- Goude, F. *Dissertação de Mestrado*. Universidade Federal de Santa Catarina, 2012. [\[Link\]](#)
- Guimarães, A. C. G.; *Dissertação de Mestrado*, Universidade Federal de Lavras, 2013. [\[Link\]](#)
- Coimbra, M. C.; Jorge, N. Proximate composition of guariboba (*Syagrus oleracea*), jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) and macaúba (*Acrocomia aculeata*) palm fruits. *Food Research International* **2011**, *44*, 2139. [\[CrossRef\]](#)
- Lorenzi, H.; Kahn, F.; Noblick, L.R.; Ferreira, E. *Flora Brasileira Lorenzi: Arecaceae (Palmeiras)*. 1a. ed., Editora Instituto Plantarum: Nova Odessa, São Paulo, 2010.
- Coimbra, M. C.; Jorge, N. Fatty acids and bioactive compounds of the pulps and kernels of Brazilian palm species, guariboba (*Syagrus oleracea*), jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) and macaúba (*Acrocomia aculeata*). *Journal of the Science of Food and Agriculture* **2012**, *92*, 679. [\[CrossRef\]](#)[\[PubMed\]](#)
- AOAC - *Association of Official Analytical Chemists*, 18a. ed., 3ª rev, 2010.
- Macrae, R. *Food Science and Technology – A series of monographs: HPLC in food analysis*, 2a. ed., Editora Academic Press, 1998.

- ⁸ Rosa, J. S.; Godoy, R. L. O.; Oiano Neto, J.; Campos, R. S.; Matta, V. M.; Freire, C. A.; Silva, A. S.; Souza, R. S. Desenvolvimento de um método de análise de vitamina C em alimentos por cromatografia líquida de alta eficiência e exclusão iônica. *Ciência e Tecnologia de Alimentos* **2007**, *27*, 837. [\[CrossRef\]](#)
- ⁹ Rodríguez-Amaya, D. B. *A Guide to Carotenoid Analysis in Foods*, 2001. [\[Link\]](#)
- ¹⁰ Pacheco, S.; Peixoto, F. M.; Borguini, R. G.; Nascimento, L. S. M.; Bobeda, C. R. R.; Santiago, M. C. P. A.; Godoy, R. L. O. Microscale extraction method for HPLC carotenoid analysis in vegetable matrices. *Scientia Agricola* **2014**, *71*, 416. [\[CrossRef\]](#)
- ¹¹ Pacheco, S.; Godoy, R. L. O.; Peixoto, F. M.; Gouvêa, A. C. M. S.; Santiago, M. C. P. A.; Felberg, I.; Borguini, R. G. Preparation of high purity analytical standards using high performance liquid chromatography in analytical scale. *Analytical Chemistry - An Indian Journal* **2013**, *12*, 194. [\[Link\]](#)
- ¹² Mattila, P.; Kumpulainen, J. Determination of Free and Total Phenolic Acids in Plant-Derived Foods by HPLC with Diode-Array Detection. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* **2002**, *50*, 3660. [\[CrossRef\]](#) [\[PubMed\]](#)
- ¹³ AOCS. Determination of Tocopherols and Tocotrienols in Vegetable Oils and Fat by HPLC, 2009.
- ¹⁴ Bernardes-Silva, A. P. F.; Lajolo, F. M.; CORDENUNSI, B. R. Evolução dos teores de amido e açúcares solúveis durante o desenvolvimento e amadurecimento de diferentes cultivares de manga. *Ciência e Tecnologia de Alimentos* **2003**, *23*, 116. [\[CrossRef\]](#)
- ¹⁵ Oliveira, M. A.; Cereda, M. P.; Cabello, C.; Urbano, L. H. Quantificação de açúcares em pêssegos da variedade biuti, armazenados sob condições de ambiente e refrigeração. *Revista Brasileira de Fruticultura* **2001**, *23*, 424. [\[CrossRef\]](#)
- ¹⁶ Bampi, M.; Bicudo, M. O. P.; Fontoura, P. S. G.; Ribani, R. H. Composição centesimal do fruto, extrato concentrado e da farinha de uva-do-japão. *Ciência Rural* **2010**, *40*, 2361. [\[CrossRef\]](#)
- ¹⁷ *Tabela Brasileira de Composição de Alimentos*. 4a. ed. rev. e ampl. NEPA – Unicamp: Campinas, 2011. [\[Link\]](#)
- ¹⁸ Brasil, Ministério da Saúde, Agência Nacional de Vigilância Sanitária – ANVISA. RDC nº 54 de 12 de novembro de 2012. Define Regulamento Técnico sobre Informação Nutricional Complementar. [\[Link\]](#)
- ¹⁹ Rodríguez-Amaya, D. B.; Kimura, M.; Amaya-Farfan, J. *Fontes Brasileiras de Carotenóides: tabela brasileira de composição de carotenóides em alimentos*. MMA/SBF: Brasília, 2008. [\[Link\]](#)
- ²⁰ Crepaldi, I. C.; Almeida-Muradian, L. B.; Rios, M. D. G.; Penteado, M. V. C.; Salatino, A. Composição nutricional do fruto de licuri (*Syagrus coronata* (Martius) Beccari). *Revista Brasileira de Botânica* **2001**, *24*, 155. [\[Link\]](#)
- ²¹ Jacques, A. C.; Pertuzatti, P. B.; Barcia, M. T.; Zambiasi, R. C.; Chim, J. F. Estabilidade de compostos bioativos em polpa congelada de amora-preta (*Rubus fruticosus*) cv. Tupy. *Química Nova* **2010**, *33*, 1720. [\[CrossRef\]](#)
- ²² Barcia, M. T.; Jacques, A. C.; Pertuzatti, P. B.; Zambianzi, R. C. Determinação de ácido ascórbico e tocoferóis em frutas por CLAE. *Semina: Ciências Agrárias* **2010**, *31*, 381. [\[CrossRef\]](#)
- ²³ Sousa, A. C.; *Dissertação de Mestrado*. Instituto Politécnico de Bragança, 2008. [\[Link\]](#)