

ESTUDO DA PALMA (*OPUNTIA FÍCUS-INDICA*) EM DIFERENTES ESTÁDIOS DE MATURAÇÃO PARA UTILIZAÇÃO EM LEITE FERMENTADO

Eliabe de Melo Almeida¹; Cristina Maria Rodrigues da Silva².

1. Bolsista PROBIC, Graduando em Engenharia de Alimentos, Universidade Estadual de Feira de Santana, e-mail: eliabe_cb@hotmail.com.

2. Orientadora do DTEC, Universidade Estadual de Feira de Santana, e-mail: cri.cristina@gmail.com.

Palavras chaves: Alimentação, potencializar, características funcionais.

Introdução

A palma forrageira pertence à classe Liliatae, família Cactácea, subfamília Opuntioideae, tribo Opuntiae, gênero *Opuntia*, Subgênero *Opuntia* e *Nopalea*, é também conhecida como figueira-da-Índia, nopal, nopalera, higuera-de-indias, higuera-de-pala, tuna, figueira-da-barbaria, figuera-de-mor e indiapico, natural da América, provavelmente do México; é cultivada na América tropical e subtropical e nos países mediterrâneos (RAMADAN & MÖRSEL, 2003, MANICA, 2002). A *O. Ficus Indica* tem se destacado como a principal cactácea produtora de frutos e forragem, sendo também a mais estudada utilizada e difundida nas regiões semiáridas do planeta.

O cactus fruta pera (*Opuntia Ficus Indica*) é associada a zonas semiáridas do planeta; é uma das poucas culturas que pode ser cultivada em áreas que oferecem muito pouca possibilidade de crescimento comum de frutas e vegetais (Han & Felker, 1997). Comumente consumidos frescos, é conhecido em algumas áreas do mundo como a ponte da vida porque durante períodos de pouca chuva é uma das únicas culturas que pode ser usada tanto como alimentação humana e alimentação do gado.

Nos últimos anos, a palma (*Opuntia ficus-indica*) tem sido usada como vegetal ou como fruta natural, devido à escassez de água provocada pela falta da chuva e também aumento do valor nutricional na alimentação humana. Isso pode ser atribuído ao seu rico conteúdo de vitaminas. É largamente cultivada no semiárido do Brasil principalmente como ração para gado, cabra e ovelha sendo facilmente encontrada nos estados nordestinos.

Os polissacarídeos têm sido aplicados em diversos ramos da indústria de alimentos, cosmética e farmacêutica. Podem ser utilizados como espessantes, gelificantes ou emulsionantes. O alto potencial para explorar estes biopolímeros com suas propriedades estruturais, funcionais e físico-químicas tem estimulado a pesquisa de novas fontes destes produtos.

No presente trabalho foi estudada a composição química dos cladódios da palma gigante e o método de extração do polissacarídeo visando sua utilização em leite fermentado.

METODOLOGIA

As amostras dos cladódios da *Opuntia ficus-indica* (Palma gigante) apresentados na Figura 1, foram adquiridas no Horto Florestal da UEFS na cidade de Feira de Santana-BA as margens da BR-324.e levadas ao Laboratório de Química de Alimentos, Labotec II, onde foram preparadas para análise. Após lavagem e higienização com detergente neutro, os cladódios foram sanitizados em água clorada (200 ppm de cloro) por 15 minutos. Em seguida foram cortadas em pequenos cubos de aproximadamente 3 x 3 cm e imediatamente posto em banho de imersão a 70°C por 15 minutos. Depois disso, as amostras foram trituradas num liquidificador e filtradas em um pano tipo nylon, obtendo-se um extrato que foi dividido em duas partes iguais. A primeira parte foi posta para fermentar por 20 dias e a segunda parte do

extrato extraiu-se o polissacarídeo. Também foi reservada amostras para caracterização da composição química.

Composição química: - Foram analisados os parâmetros referentes a pH, umidade, acidez, cinzas, proteínas, lipídios utilizando como base a metodologia descrita no Manual de Análises do Adolfo Lutz, e CECCI, 1999, como descrito a seguir:

pH: Pesou-se 10g da amostra e diluiu com cerca de 100mL de água destilada, homogeneizou-se e mediu-se o pH com o auxílio de um peagmetro devidamente aferido com solução tampão pH 4,0 e 7,0.

Acidez Titulável: Calibrou-se o potenciômetro com soluções-tampão de pH 7 e 4, pesou-se 10g da amostra num béquer de 200mL e adicionou-se 100mL de água destilada sob agitação magnética onde imergiu-se o eletrodo na solução. Titulou-se com uma solução de NaOH 0,1 M, até uma faixa de pH (8,2-8,4).

Umidade: Foi utilizado o método gravimétrico a 105° C no qual pesou-se 10g da amostra em uma cadinhos de porcelana previamente submetida à temperatura de 105° C por uma hora e pesados, levou-se a amostra à estufa a 105° C até peso constante.

Açúcares Redutores: Pesou-se 0,20g da amostra em tubos de ensaio e pipetou-se 1mL de Fehling A e 1mL de Fehling B onde pôs-se os tubos em banho de aquecimento até coloração vermelho tijolo. Foi posto uma amostra de glicose separada para servir como comparativo.

Cinzas (Método por Incineração): Foram utilizados os mesmos cadinhos de porcelanas da análise de Umidade os quais foram conduzidos à mufla até a temperatura de 550°C onde toda a matéria orgânica foi destruída. Esperou-se esfriar em dessecador e depois pesou-se.

Proteínas (Método Micro-Kjeldhal): Pesou-se 1g da amostra e transferiu-se para um balão de Micro-Kjeldhal, juntou-se 2g do catalisador misto, e 5mL de ácido sulfúrico concentrado. A digestão precedeu-se aquecendo até a ebulição em capela por 4-6 horas até ficar incolor. Para a destilação colocou-se 20mL de ácido bórico 4% nos erlenmeyers, acrescentou-se 4 gotas de vermelho de metila e 6 gotas de verde de bromocresol e acoplou-se a mangueira na saída do destilador. Adicionou-se 10mL de água destilada aos tubos, os quais foram acoplados ao aparelho, acrescentou-se 30mL de NaOH 40%, aqueceu-se até ebulição e deixou destilar até se obter 60mL de solução destilada nos erlenmeyers. Titulou-se a solução receptora com HCl 0,01N até a coloração rósea.

Lipídios (método Bligh Dyer): Pesou-se 5,0g da amostra colocando em tubos de ensaio grandes adicionou-se 10mL de clorofórmio, 20mL de metanol e 8mL de água seguindo está ordem, levando em seguida os tubos ao agitador por cerca de 30 minutos. Ao passar esse tempo, adicionou-se mais 10mL de clorofórmio e mais 10mL de Na₂SO₄ 1,5%, agitando novamente no agitador por dois minutos. Em seguida foi colocado num funil de separação, retirou-se a parte inferior em um béquer, adicionou-se 1g de Na₂SO₄ anidro, filtrou-se em papel filtro, recolheu-se numa proveta 5,0mL do filtrado, colocando esse volume numa cápsula de porcelana previamente tarada, evaporou-se o solvente na capela por 30 minutos e por fim colocou-se a amostra na cápsula de porcelana na estufa a 105°C por duas horas, pesou-se e efetuou os cálculos.

Extração do Polissacarídeo:

- 1) Os extratos que sofreram fermentação foram pasteurizados, filtrados, e precipitados com etanol 95%, filtrado novamente e o precipitado lavado com acetona P.A. O precipitado foi seco em estufa a 50°C por 4 horas.
- 2) Os extratos que não foram fermentados foram divididos em três partes iguais. A primeira parte foi filtrada, sendo o filtrado precipitado com etanol 95% e o precipitado lavado com acetona P.A., em seguida seco em estufa a 50°C por 4 horas. A segunda e a terceira parte teve o pH ajustado para 3,5 e 12 respectivamente, sendo aquecida em ebulição por 30

minutos, esfriadas e em seguida precipitadas como descrito acima. O polissacarídeo obtido foi triturado e pesado.

RESULTADOS E DISCUSSÕES

Tabela 1: Rendimento da extração do polissacarídeo da palma gigante com e sem ajuste do pH.

AMOSTRA	DESCRIÇÃO	Polissacarídeo (g)	Rend. (%)
A1	Palma Gigante Jovem.	0,9196	0,42
A2		0,8923	0,41
A3		0,5629	0,26
B1	Palma Gigante jovem.	2,8414	0,44
B2		2,7876	0,43
B3		2,9192	0,45
C1	Fermentado e Pasteurizado da Palma Gigante jovem.	0,7746	0,77
C2		0,6890	0,69
C3		0,5974	0,60
D1	Fermentado da Palma Gigante e Verde.	0,3921	0,18
D2		0,1809	0,08
D3		0,5524	0,25
J1	Palma Gigante Madura	1,0576	0,46
J2		2,7368	1,20
J3		1,3889	0,60
N1	Fermentado da Palma Gigante jovem	1,5819	0,47
N2		3,5075	1,04
N3		4,0458	1,2

1= sem ajuste de pH; 2=pH3,5; 3=pH12

Tabela 2: Composição química da Palma Gigante na matéria úmida.

Amostras	pH	Acidez (%)	Umidade (%)	Cinzas (%)	Proteínas (%)	Lipídios (%)
P3	4,5	3,42	95,25	1,46	0,63	0,17
Q3	4,7	3,60	95,75	1,69	0,68	0,33
R3	4,7	3,30	92,50	1,97	0,56	0,37
S3	4,8	3,17	95,75	1,72	0,52	0,21
U3	4,8	3,53	93,25	1,73	0,51	0,17
V3	4,8	2,63	92,00	1,97	0,56	0,23
X3	4,8	2,92	93,25	1,95	0,48	0,21
Y3	4,8	2,25	91,75	1,25	0,56	0,21
Z3	4,8	2,61	91,25	1,51	0,58	0,23

P3, Q3, R3, S3, U3 = Cladódios jovens; V, X, Y, Z = Cladódios maduros;

* teste qualitativo (+) Positivo e (-) Negativo.

Os resultados da composição química dos cladódios da palma gigante estão apresentados na Tabela 2. Neste trabalho encontramos valores de umidade que variaram de 91,25% a 95,75%, teor de cinzas entre 1,25% e 1,97%; teor de proteínas entre 0,48% e 0,68%, valores estes mais baixos que os encontrado por (PIMIEN, 1990) que foram 0,8% a 1,4%, a acidez titulável variou entre 2,25% e 3,60% para os extratos aquosos dos cladódios maduros e jovens respectivamente. O pH se situou entre um mínimo de 4,5 para os cladódios jovens e

um máximo de 4,8 para os cladódios maduros e os lipídios encontrado nos cladódios foi 0,17%, sendo que os cladódios jovens apresentaram valores maiores (0,37%).

CONCLUSÃO

A composição química dos cladódios da (*Opuntia*) analisada está relacionada às características de clima e plantio da região de Feira de Santana. Os valores encontrados se assemelham com algumas espécies estudadas por pesquisadores de outros países e de outras regiões do Brasil. As análises físico-químicas nos permitiram comparar com os resultados de outros trabalhos. A alta umidade que foi identificada juntamente com as características químicas e extração do polissacarídeo confere à mesma um elevado potencial de aproveitamento tecnológico para a indústria, seja alimentícia, cosmética ou medicamentos.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

HAN, H. & FELKER, P. (1997). Field validation water-use efficiency of a CAM plant *Opuntia ellisiana* in South Texas. **Journal of Arid Environments**, 36: 133-148.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz: métodos químicos e físicos para análise de alimentos**. 3 ed. São Paulo, 1985. v. 1, 533 p.

MANICA, I. 2002. Frutas nativas, silvestres e exóticas 2: Técnica de produção e mercado
Ramadan, M. F.; Mörsel, J. 2003. Recovered lipids from prickly pear [*Opuntia ficus-indica*]
Revista Iberoamericana de Tecnologia Postcosecha, Vol. 9, Núm. 1, sin mês, 2008, pp.

PÉREZ-CACHO, M. P. R., GÁLAN-SOLDEVILLA, H., GARCÍA, J.C., & MONTES, A. H. (2006). Sensory characterization of nopalitos (*Opuntia* spp.). **Food Research International**, 39(3), 285-293.

PIMIENTA, B. E. **El nopal tunero**. Univ. de Guadalajara, México., 1990.

PIMIENTA-BARRIOS, E., MUÑOZ-URIAS, A., 1995. Domestication of opuntias and cultivated varieties. In: Barbera G., P. Inglese e E. Pimienta-Barrios (eds.). *Agroecology, cultivation and uses of cactus pear*. **FAO**. Rome (Italy): 58-63pp.

PIMIENTA-BARRIOS, E., **Vegetable cactus (Opuntia)**, in: Williams, J. T. (Ed.),

RODRIGUEZ-FELIX, A., CANTWELL, M., Developmental changes in composition and quality of prickly pear cactus cladodes (nopalitos). **Plant Foods Hum. Nutr.** 1988, 38, 83–93.

SAWAYA, W. N., KHATCHADORIAN, H. A., SAFI, W. M., & Al-Mohammad, H. M. (1983). Chemical characterization of prickly pear pulp, *Opuntia ficus indica*, and the manufacturing of prickly pear jam. **Journal of Food Technology**, 18, 183-193.