

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
INSTITUTO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS
CURSO DE ENGENHARIA DE ALIMENTOS

EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS A PARTIR DE CASCA DE BERINJELA
(Solanum melongena)

Luana Peixoto Mallmann

Porto Alegre

2011/2

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
INSTITUTO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS
CURSO DE ENGENHARIA DE ALIMENTOS

EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS A PARTIR DE CASCA DE BERINJELA
(Solanum melongena)

Luana Peixoto Mallmann

Monografia apresentada ao Curso de Engenharia de Alimentos como requisito parcial para obtenção do Título de Engenheiro de Alimentos.

Orientador: Prof. Dr. Alessandro de Oliveira Rios

Porto Alegre

2011/2

EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS A PARTIR DE CASCA DE BERINJELA
(Solanum melongena)

Luana Peixoto Mallmann

Aprovada em: ___/___/___

BANCA EXAMINADORA

Alessandro de Oliveira Rios (Orientador)
Doutor em Ciência dos Alimentos
ICTA/UFRGS

Simone Hickmann Flores (Co-Orientador)
Doutora em Engenharia de Alimentos
ICTA/UFRGS

Plinho Francisco Hertz
Doutor em Ciência de Alimentos
ICTA/UFRGS

Rosane Rech
Doutora em Biologia Celular e Molecular
ICTA/UFRGS

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho de conclusão de curso à minha família, em especial ao meu pai Paulo Francisco Mallmann, à minha mãe Ligia Maria Peixoto Mallmann, à minha irmã Luiza Peixoto Mallmann e ao meu namorado Bruno Leandro da Silva.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a toda minha família pelo apoio e compreensão durante todos os anos de duração do curso de Engenharia de Alimentos, desde a realização do vestibular até a preparação para a formatura, em especial na realização do trabalho de conclusão.

À minha mãe, por ter me dado a vida e amor incondicional. Pelos inúmeros gestos de carinho e atenção. Sempre me apoiou e me motivou mostrando o que era melhor para mim.

Ao meu pai, pelo exemplo de força, responsabilidade e humildade. Meu exemplo, fonte de conselhos e orientações.

Ao meu namorado, por todo o incentivo e apoio em todos os momentos que precisei, além de toda paciência e, sobretudo, amizade.

À Universidade Federal do Rio Grande do Sul e ao Instituto de Ciência e Tecnologia de Alimentos pela oportunidade da realização deste curso.

Ao professor Dr. Alessandro de Oliveira Rios, pela avaliação cuidadosa deste trabalho e pelas sugestões apresentadas para seu aprimoramento, além da agradável convivência e excelente orientação.

À professora Dra. Simone Hickmann Flores pelas orientações cuidadosas e exigentes deste trabalho e valiosas sugestões dadas.

Aos membros da banca examinadora pelas correções e sugestões apresentadas.

Aos meus colegas de curso que fizeram esses anos serem mais fáceis e divertidos. Em especial a minha colega Renata Fleck, pelo incentivo, parceria e, sobretudo, pela amizade.

A todos que de alguma forma contribuíram para que este trabalho fosse realizado com sucesso.

“A persistência é o menor caminho do êxito”

Charles Chaplin

RESUMO

A obtenção de corantes naturais a partir de vegetais torna-se mais importante à medida que o consumidor vem buscando alimentos saudáveis, naturais e com aparência agradável. Outro aspecto evidenciado é um crescente interesse às suas potenciais propriedades medicinais e, especialmente aos seus efeitos sobre os sistemas biológicos. Dentre os corantes naturais, as antocianinas são os principais pigmentos naturais responsáveis pelas colorações vermelha, azul e púrpura de uma grande variedade de flores e frutos e vêm sendo empregadas como corantes alimentícios e indicadores de pH. Seus efeitos benéficos em relação à nutrição e saúde estão relacionados às suas propriedades antioxidantes e antidegenerativos. Uma fonte desse pigmento é a berinjela (*Solanum malongela*), sendo ele responsável pela coloração púrpura da sua casca. Além disso, a casca da berinjela é geralmente descartada no processamento do fruto, podendo representar uma excelente matéria-prima. Este trabalho teve como objetivo realizar procedimentos de extração de antocianinas a partir de casca de berinjela utilizando etanol acidificado com 1% de ácido cítrico como solvente. Os ensaios foram desenvolvidos através de um Planejamento Experimental Completo (2³) para avaliar o volume de solvente (mL/g), número de extrações e tempo de extração (min) para determinar as melhores condições de extração e o método mais eficiente.

Foram obtidos extratos com concentração de antocianinas totais entre 23,9 mg/100 g e 36,7 mg/100 g de amostra. Através da análise estatística para cada variável, observou-se que as variáveis: volume de solvente (mL/g), número de extrações e tempo de extração assim como as interações volume/tempo extrações/tempo foram significativas com efeitos positivos, ou seja, o aumento dos valores dessas variáveis fazem crescer o teor de antocianinas extraídas. O modelo desenvolvido por superfície de resposta explica bem essa variabilidade.

Palavras-chave: extração de antocianinas, casca de berinjela, solvente, planejamento experimental.

LISTA DE TABELAS

Tabela 2.1. Antocianinas freqüentes em alimentos e suas fontes.....	18
Tabela 2.2. Composição centesimal da berinjela crua por 100 g de parte comestível.	20
Tabela 3.1. Níveis das variáveis para o planejamento experimental fatorial completo 2^3	32
Tabela 3.2. Condições experimentais para o planejamento fatorial completo 2^3	32
Tabela 3.3. Resultados da extração de antocianinas da casca de berinjela para cada ensaio do planejamento experimental completo 2^3	34
Tabela 3.4. Efeitos estimados pelo modelo de regressão para a quantificação de antocianinas a partir da casca de berinjela.	35
Tabela 3.5. Sugestão de novos níveis para as variáveis em um planejamento experimental fatorial completo 2^3 para extração de antocianinas da casca de berinjela.	44
3.6. Tabela anova para o modelo de regressão para a extração de antocianinas de casca de berinjela.	48

LISTA DE FIGURAS

- Figura 2.1. Estrutura genérica das antocianinas a partir do esqueleto das antocianidinas (agliconas). 16
- Figura 3.1 Superfície de resposta (a) e superfície de contorno (b) para os efeitos de volume de solvente (mL/g) e número de extrações expressado em conteúdo de antocianinas (mg/100g). 36
- Figura 3.2 Superfície de resposta (a) e superfície de contorno (b) para os efeitos de volume de solvente (mL/g) e tempo de extração (min) expressado em conteúdo de antocianinas (mg/100g). 39
- Figura 3.3 Superfície de resposta (a) e superfície de contorno (b) para os efeitos de tempo de extração (min) e número de extrações expressado em conteúdo de antocianinas (mg/100g).. 41

LISTA DE EQUAÇÕES

Equação 1 - Cálculo do teor de antocianinas totais (AntT).....	33
--	----

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	14
2.1	CORANTES NATURAIS	14
2.2	ANTOCIANINAS	15
2.3	AÇÃO ANTIOXIDANTE E FISIOLÓGICA	16
2.4	FONTES DE ANTOCIANINAS	17
2.4.1	Berinjela.....	19
2.4.2	Casca de berinjela	20
2.5	EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS	21
2.6	APLICAÇÃO EM ALIMENTOS	22
2.7	REFERÊNCIAS	24
3	ARTIGO – EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS A PARTIR DE CASCA DE BERINJELA (<i>Solanum melongena</i>).....	30
3.1	INTRODUÇÃO	30
3.2	MATERIAL E MÉTODOS	31
3.2.1	Material.....	31
3.2.2	Extração de Antocianinas	31
3.2.3	Quantificação de Antocianinas	33
3.3	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	34
3.4	CONCLUSÃO	44
3.5	REFERÊNCIAS	45
	ANEXO 1 – TABELA ANOVA PARA O MODELO DE REGRESSÃO PARA A EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS DE CASCA DE BERINJELA.....	48

1 INTRODUÇÃO

A aparência de um alimento, natural ou processado, é muito importante para sua aceitação, razão pela qual a cor é uma das suas propriedades sensoriais mais importantes. Deste modo, os corantes destacam-se entre uma das classes de aditivos imprescindíveis para a indústria alimentícia na conquista dos consumidores (SCHUMANN; POLÔNIO; GONÇALVES, 2008).

O emprego de corantes em alimentos é um assunto polêmico, uma vez que a principal justificativa, em muitos casos, é tornar o produto mais atrativo. Os corantes sintéticos têm sido questionados devido a seus efeitos adversos à saúde e progressivamente banidos da composição de alimentos. Deste modo é crescente o emprego de corantes naturais na indústria alimentícia e de bebidas por apresentarem ausência de toxidez, possibilitando uma qualidade de vida melhor para o consumidor (CONSTANT; STRINGHETA; SANDI, 2002).

Dentre os corantes naturais, as antocianinas são muito importantes. Seu espectro de cor vai do vermelho ao azul, apresentando-se também como uma mistura de ambas as cores resultando em tons de púrpura. Muitas frutas, hortaliças, folhas e flores devem sua atrativa coloração a esses pigmentos que se encontram dispersos nos vacúolos celulares (DEGÁSPERI; WASZCZYNSKYJ, 2004).

Além disso, esses compostos têm propriedades antioxidantes, pois são carreadores diretos de radicais livres e desta forma desempenham um papel importante na prevenção de doenças cardiovasculares, modulação da inflamação, inibição da agregação plaquetária, prevenção do câncer e de sua progressão. Seu potencial antioxidante é regulado por suas diferenças na estrutura química (VOLP et al., 2008).

Uma boa fonte para obtenção de antocianinas são os resíduos produzidos durante o processamento dos vegetais, especialmente as cascas, as folhas e os talos poderiam ter uma finalidade benéfica ao homem e ao meio ambiente, uma vez que contêm nutrientes e diversos compostos com funções fisiológicas ou nutracêuticas. Há uma preocupação com o tipo de resíduo a ser utilizado, já que muitos vegetais são cultivados de modo convencional, recebendo grandes doses de pesticidas que podem se acumular na casca, contrariamente aos produzidos de forma orgânica. Por outro lado, Rocha et al. (2008) concluíram que o método de cultivo não altera as qualidades nutricionais das cascas, talos e folhas dos vegetais.

A busca de fontes alternativas de pigmentos naturais tem estimulado o desenvolvimento de pesquisas em diferentes vegetais, como repolho roxo, beterraba e berinjela. Nasunin, uma das principais antocianinas encontrada na casca de berinjela, foi

isolada pela primeira vez por Kuroda e Wada (1933), e sua estrutura foi finalmente identificada como delfinidina-3-(p-coumarolrutinoside)-5-glicosídeo por Sakamura, Watanabe e Obata (1963).

As antocianinas podem ser extraídas por diferentes solventes. Por serem moléculas polares, o uso de soluções hidroalcoólicas tem mostrado resultados satisfatórios. Para a estabilização da antocianina e obtenção de uma cor vibrante, pode-se adicionar pequenas concentrações de ácido (aproximadamente 1%) ao solvente. O rendimento da extração depende do solvente e do método aplicado, que pode ser baseado em mecanismos químicos diferentes. Além do rendimento, há grande variação na composição do extrato em função do sistema solvente utilizado (ROCKEMBACH et al., 2008).

O interesse e o sucesso da aplicação de antocianinas como corante natural está no fato de que proporcionam uma excelente cor vermelho brilhante em produtos ácidos, como refrigerantes, conservas, geléias e doces e que podem ser usadas como um substituto vegetariano para o carmim de cochonilha em produtos com baixo pH (DOWNHAM; COLLINS, 2000).

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 CORANTES NATURAIS

A cor é uma das principais propriedades sensoriais de alimentos e bebidas e está diretamente relacionada com a aceitação do produto. Essa característica é fundamental na identificação e percepção global do sabor e aroma no alimento. Deste modo, a aparência representa um atributo muito importante para o marketing dos produtos alimentícios. Inconscientemente, os consumidores relacionam as cores a determinado sabor e por essa razão, o setor alimentício preocupa-se com a aplicação de corantes para obtenção de alimentos com características desejáveis em relação a este atributo sensorial (CLIFFORD, 2000).

Conforme Constant, Stringheta e Sandi (2002), os corantes são adicionados aos alimentos para restituir a aparência original afetada durante o processamento, para conferir cor a produtos incolores, para reforçar as cores presentes nos alimentos e para identificar o sabor normalmente associado à determinada coloração. Por exemplo, o roxo ajuda na percepção do sabor de uva, do mesmo modo, o vermelho é associado ao sabor de morango.

Com o aumento da expectativa de vida e maior cobertura da mídia sobre questões de saúde, os consumidores estão cada vez mais interessados nos benefícios potenciais da nutrição para controle e prevenção de doenças. Assim está cada vez mais evidente a exigência de alimentos formulados com mais ingredientes naturais, sendo que esta questão tem grande relevância quando trata-se de corantes (HARDY, 2000).

A legislação brasileira atual conta do decreto de 1965 para o emprego de corantes em alimentos, e foi modificada pela última vez em 1997 através da portaria nº 540. O Ministério da Saúde classifica os corantes como: corante orgânico natural, corante orgânico sintético artificial, corante orgânico sintético idêntico ao natural e corante inorgânico (pigmento) (BRASIL, 2011).

Os corantes orgânicos naturais são obtidos a partir de fontes vegetais, ou eventualmente, de fontes animais, cujo princípio corante tenha sido isolado com o emprego de processo tecnológico adequado. Os alimentos adicionados destes corantes não necessitam conter a declaração “colorido artificialmente”, diferentemente daqueles que contém corantes artificiais (BRASIL, 2011).

Segundo Dias, Guimarães e Merçon (2003), a utilização de corantes naturais tem sido cada vez maior. Estes podem ser de origem vegetal como clorofila e licopeno, de origem

animal como cochonilha e hemoglobina ou de origem mineral como o carbonato de cálcio e hidróxido de ferro. São geralmente extraídos utilizando solventes a base de água, álcool ou óleo, proporcionando cores suaves e conferindo ao produto aspecto natural, o que aumenta a aceitação pelo consumidor.

Comercialmente, os tipos de corantes naturais mais largamente empregados pelas indústrias alimentícias têm sido os extratos de urucum, carmim de cochonilha, curcumina, antocianinas e betalaínas (NETTO, 2009).

Restrições relacionadas aos tipos de corante naturais disponíveis e as dificuldades na incorporação de extratos naturais proporcionam um desafio para a indústria alimentícia e os fabricantes de corantes naturais. Melhorias nos métodos de extração tradicional, melhoramento de plantas e novos processos biotecnológicos, tais como cultura celular vegetal e fermentação seletiva desempenham um papel importante no atendimento das necessidades atuais e futuras (SPEARS, 1988).

2.2 ANTOCIANINAS

De acordo com Teixeira, Stringheta e Oliveira (2008), as antocianinas formam um dos maiores grupos de pigmentos vegetais distribuídos no reino vegetal e provavelmente são os mais conhecidos. Elas são responsáveis pela maioria das cores vermelho, azul e roxo de frutas, legumes, flores e outros tecidos vegetais ou produtos. Sendo parte da dieta do homem há muitos anos, já foram experimentadas como fonte industrial em potencial. A indústria da uva e do vinho já utiliza seus subprodutos na preparação comercial de antocianinas.

Pertencentes à família dos flavonóides, são encontradas na forma de glicosídeos facilmente hidrolisados por aquecimento em meio ácido, resultando açúcares e agliconas, denominadas antocianidinas. Apresentam como estrutura básica o cátion flavílio (Figura 2.1), podendo possuir uma ou mais unidades de açúcar na posição R". Outras unidades de açúcares também podem ser ligadas pelos grupos OH nas posições 3, 5 e 7 (ROCHA, 2009).

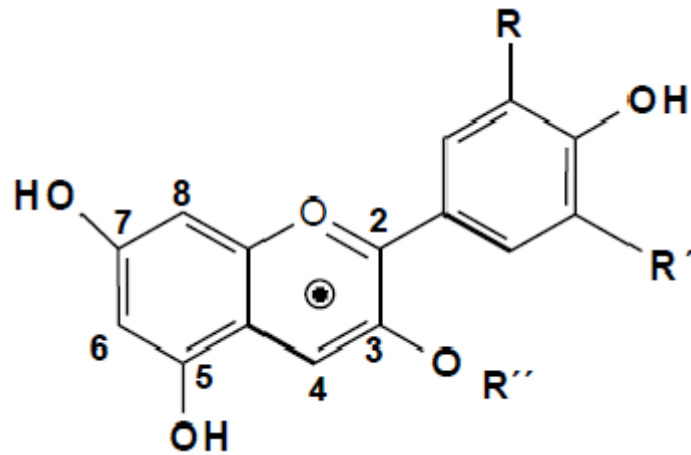


Figura 2.1. Estrutura genérica das antocianinas a partir do esqueleto das antocianidinas (agliconas).

Fonte: CAMPOS, 2006

Para Cabrita, Fossen e Andersen (2000), uma característica própria das antocianinas é a influência de sua estrutura e pH do meio na expressão da cor. A sua intensidade e estabilidade mudam drasticamente na faixa de pH entre 1 e 12. Em soluções aquosas fortemente acidificadas, apresentam cor vermelho intenso e alta estabilidade, enquanto que a partir do pH 7 adquire gradualmente uma coloração azulada e menor estabilidade.

Sua função primária nas plantas é de atrair insetos e pássaros com o objetivo de promover a polinização e dispersão das sementes. Além disso, também são uma proteção das plantas, suas flores e seus frutos contra raios ultravioleta e evitam a produção de radicais livres uma vez que são compostos antioxidantes. Em certas espécies de plantas estão associadas à resistência a patógenos e atuam melhorando e regulando a fotossíntese (CAMPOS, 2006).

2.3 AÇÃO ANTIOXIDANTE E FISIOLÓGICA

Conforme Mazza, Caccace e Kay (2004), estudos epidemiológicos têm sugerido que compostos fenólicos podem proteger contra muitas doenças degenerativas. Muita ênfase tem sido dada as suas propriedades antioxidantes e seu papel inibitório na proliferação de células de câncer em cultura e em vários estágios de desenvolvimento tumoral em animais. As atividades antioxidantes e quelantes dos flavonoides são, provavelmente, os fatores mais importantes na sua ação de proteção contra degradação em tecidos e células por radicais livres.

Quanto as antocianinas, elas têm sido relatadas em relação aos benefícios para a saúde, com potenciais efeitos fisiológicos como antineoplásicos, proteção contra radiação,

vasodilatador, vasoprotetores, anti-inflamatórios e hepatoprotetor. Elas têm um grande apelo mercadológico por serem uma substância antioxidante conhecida amplamente por retardar o envelhecimento das células (CACCACE; MAZZA, 2002).

Segundo Valls et al (2009) as antocianinas são importantes na prevenção da degeneração celular. Previnem a ocorrência de doenças cardiovasculares, atuam como antioxidantes, anti-inflamatórios e anticancerígenos. Há relatos sobre sua capacidade de prevenir a ocorrência de cataratas no globo ocular de indivíduos diabéticos, doença fibrocística da mama, e reduzir os teores elevados de colesterol. Por isso, as antocianinas são largamente utilizadas para a produção de compostos nutracêuticos e novos alimentos funcionais.

Wang et al. (2011) estudaram os efeitos da administração oral de flavonoides extraídos da berinjela em ratos com dieta normal ou suplementada com colesterol. Os resultados indicaram atividade hipolipidêmica com significativa redução na concentração de triglicerídeos e colesterol no soro e tecido de animais tratados, assim como elevação nos níveis de ácidos biliares hepáticos e esteróis neutros fecais. Sendo esses efeitos possivelmente consequências das propriedades de ligação de flavonoides com ácidos biliares e esteróis.

Derivi et al. (2002) mostraram que dietas com casca de berinjela apresentaram acentuado efeito hipoglicêmico em ratos diabéticos, além disso, evidenciaram a presença de um componente termo estável na casca da berinjela, apontando como mecanismo de ação a hipótese de estimular a liberação de insulina e favorecer a captação de glicose pelas células insulina dependentes dos tecidos.

2.4 FONTES DE ANTOCIANINAS

O termo antocianinas (do grego: *anthos* = flores; *kianos* = azul) surgiu para referir-se aos pigmentos azuis encontrados em flores. Atualmente, sabe-se que as antocianinas, pigmentos da classe dos flavonoides, são responsáveis pelas cores: azul, violeta, vermelho e rosa de flores e frutas (TERCI; ROSSI, 2002).

De acordo com Takeda, Harborne e Self (1986), as antocianinas encontram-se distribuídas em numerosas famílias de plantas, como *Vitaceae* (uva), *Rosaceae* (cereja, ameixa, framboesa, morango, amora, maçã, pêssego, etc.), *Solanaceae* (tamarindo, batata rosa), *Saxifragaceae* (groselha preta e vermelha), *Ericaceae* (mirtilo, oxicoco), *Cruciferae* (repolho roxo, rabanete), *Leguminoseae* (vagem) e *Gramineae* (sementes de cereais).

Tais pigmentos também estão presentes em alimentos derivados desses vegetais como polpas, sucos, geléias, cascas, licores e vinhos. Dessa forma, esses alimentos tornam-se

importantes fontes de corantes bem como de compostos antioxidantes e anti-radicais livres (SILVA et al., 2004). A Tabela 2.1 mostra diferentes antocianinas e suas principais fontes.

Tabela 2.1. Antocianinas freqüentes em alimentos e suas fontes.

<i>Antocianinas</i>	<i>Fontes</i>
Cianidina-3-glicosídeo	Uva, vinho, cereja, jambolão, morango, amora, maçã, azeitona
Cianidina-3,5-diglicosídeo	Uva, vinho, cereja, figo, marmelo
Peonidina-3-glicosídeo	Uva, vinho, cereja, jabuticaba
Malvidina-3-glicosídeo	Uva, vinho
Malvidina-3,5-diglicosídeo	Uva, vinho, feijão, inhame
Cianidina-3-galactosídeo	Maçã, cacau
Cianidina-3- <i>p</i> -cumarilsoforosídeo-5-glicosídeo	Repolho roxo
Pelargonidina-3-soforosídeo-5-glicosídeo	Rabanete
Pelargonidina-3-glicosídeo	Morango, tamarindo
Delfinidina-3,5-diglicosídeo	Berinjela, feijão, uva, romã
Delfinidina-3-cafeoilglicosídeo-5-glicosídeo	Berinjela
Petunidina-3-glicosídeo	Uva, vinho, feijão, mirtilo, laranja

Fonte: MALACRIDA; MOTTA, 2006

Wu e Prior (2005) tiveram como objetivo estudar fontes de antocianinas diferentes de frutas, como vegetais, nozes e grãos e obtiveram ótimos resultados para berinjela, alface roxa, cebola roxa, feijão preto, feijão vermelho e pistache com antocianinas simples. Encontraram, também, antocianinas altamente conjugadas em repolho-roxo e rabanete. Identificaram a 3-dioxiantocianina e seus derivados no sorgo, sendo esse a única fonte comestível dessa antocianina.

Por causa dos grupos substituintes polares (hidroxilas, carboxilas e metoxilas) e glicosilas residuais ligados aos seus anéis aromáticos, as antocianinas são moléculas polares. Sendo assim, elas são mais solúveis em água do que em solventes não-polares, porém, dependendo das condições do meio, as antocianinas podem ser solúveis em éter. Essas características ajudam na extração e separação destes pigmentos (VALDUGA et al., 2008).

2.4.1 Berinjela

A berinjela é um fruto de uma hortaliza arbustiva da família das Solanaceae, pertencente do gênero *Solanum*. O gênero *Solanum* é o maior e mais complexo gênero da família Solanaceae, com cerca de 1.500 espécies. As variedades mais comuns são *Solanum melongena*, *Solanum macrocarpon* e *Solanum aethiopicum* (SILVA; CARVALHO, 2003).

A berinjela é originária das zonas tropicais da Índia e da China e foi introduzida na Europa pelos árabes. A Ásia é o maior produtor de berinjela, com destaques para a China e a Índia, correspondendo a 83% da produção mundial. É muito difundida em países da Europa e nos Estados Unidos como uma das hortaliças mais valiosas economicamente e nutricionalmente (REIS et al., 2007).

O fruto é uma baga carnosa de formato alongado e cor geralmente escura, podendo ser, também, branca, amarela ou rajada. Para alimentação, bem como na indústria, tem-se preferência pelas variedades que produzem frutos de cor púrpura. A mais utilizada é a “roxa comprida” devido ao preço e à sua disponibilidade no mercado. No Brasil, sua colheita inicia em dezembro com duração de 100 dias ou mais (LIMA, 2000).

Trazida pelos portugueses ao Brasil, a berinjela adaptou-se às nossas condições climáticas e obteve um grande crescimento de cultivo e consumo no país a partir do final dos anos 90. A produção desta hortaliza no Brasil, em 2006, foi de 78.217 toneladas a um valor de produção de R\$ 48.145.000,00 segundo dados do Censo Agropecuário (IBGE, 2006).

A berinjela é cultivada em maior escala nos estados de São Paulo, seguido de Minas Gerais e da região Sul do País. De acordo com a Secretaria de Agricultura e Abastecimento, no ano de 2010, a hortaliza ocupou 1.380 hectares em São Paulo, produzindo 47.705 toneladas e gerando 1.023 empregos. A produção é bastante distribuída no estado, sendo os principais municípios produtores Campinas, Aguaí e São José do Rio Pardo (SÃO PAULO, 2011).

Em 2006, a região Sul teve uma produção total de 9.277 toneladas de berinjela, sendo 6.011 toneladas do Paraná, 1.998 toneladas de Santa Catarina e 1.268 toneladas produzidas no Rio Grande do Sul (IBGE, 2006).

A berinjela possui poucas calorias e proporciona uma sensação de saciedade, sendo ideal para pratos vegetarianos. Além de conter cálcio, ferro e fósforo e pequenas quantidades de vitamina A e B5 (DERIVI et al., 2002). A Tabela 2.2 mostra a composição centesimal da berinjela crua.

Tabela 2.2. Composição centesimal da berinjela crua por 100 g de parte comestível.

<i>Umidade (%)</i>	93,8
Energia (kcal)	20
Energia (kJ)	82
Proteína (g)	1,2
Lipídeos (g)	0,1
Colesterol (mg)	Não Aplicável
Carboidratos (g)	4,4
Fibra Alimentar (g)	2,9
Cinzas (g)	0,4
Cálcio (mg)	9

Fonte: NEPA, 2006

2.4.2 Casca de berinjela

De acordo com o IBGE (2006), 39 mil toneladas de alimentos são desperdiçados todos os dias no Brasil. Além da perecibilidade natural de talos, cascas e folhas ricos em fibras, que poderiam originar alimentos com excelente fonte nutricional. A casca de berinjela é um bom exemplo desta realidade, rica em antocianinas e outros compostos benéficos a saúde, é descartada na preparação caseira ou industrial.

Derivi et al (2002) encontraram resultados que indicam a presença de um composto responsável pelo efeito hipoglicêmico na casca de berinjela em experimentos realizados com ratos machos adultos e diabéticos que receberam ração a base de berinjela com e sem casca.

Conforme mencionado anteriormente, a berinjela é largamente cultivada em todo país, especialmente em São Paulo e Minas Gerais, portanto, caracteriza-se como fonte de antocianina de expressiva disponibilidade. Diferentes tipos de antocianinas foram extraídos e identificados a partir da casca escura de berinjela (TODARO et al., 2009).

Teixeira, Stringheta e Oliveira (2008) encontraram um teor de aproximadamente 60 mg de antocianinas para cada 100 g de casca de berinjela. Este resultado sugere o aproveitamento desta casca, normalmente destinado como resíduo, como fonte potencial de antocianinas.

Além de se tratar de matéria-prima de baixo valor agregado é também uma fonte disponível em abundância em grande parte do território brasileiro.

Considerada subproduto do consumo direto ou do processamento, a casca de berinjela apresenta grande valor nutricional. Matsuzoe et al (1999) identificaram a nasunina como antocianina principal da casca de berinjela (variando de 69,1% a 87,7%), embora alguns cultivares tenham como principal antocianina a delfinidina-3-glicosil-rhamnoside com aproximadamente 79,5%.

As antocianinas nasunina e delfinidina, entre outros compostos, são responsáveis pelo efeito redutor de dislipidemias, principalmente a hipercolesterolemia. Mesmo contendo menor teor, quando comparada às demais fontes, dentro do contexto de agregação funcional, esse subproduto pode melhorar a qualidade alimentar dos consumidores quando incorporado à dieta (GONÇALVES et al., 2006).

2.5 EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS

Métodos convencionais de extração de pigmentos usualmente empregam ácido clorídrico diluído em metanol. Metanol contendo 0,001% de HCl mostra-se mais efetivo, porém o HCl é corrosivo e o metanol é tóxico para o ser humano; consequentemente, os pesquisadores que trabalham com alimentos preferem outros sistemas de extração (LOPES et al., 2007).

A razão volumétrica de 70 de etanol para 30 de água que se mostra tão eficiente o quanto metanol. É recomendado usar ácidos fracos durante as extrações e monitorar a acidez durante o processo. Com metanol, o ácido cítrico é o mais efetivo ácido orgânico, seguido pelos ácidos tartárico, fórmico, acético e propiônico. Com água, os melhores ácidos são ácido acético, cítrico, tartárico e hidrocloreídrico (HARBONE; WILLIAMS, 2000).

Para Bridle e Timberlake (1997), o método mais simples e eficiente para a obtenção de antocianinas da uva é por extração aquosa do bagaço, da qual obtém-se grande volume de soluções bastantes diluídas. Seguida de secagem em *spray-drier*, pode-se obter uma boa concentração de pigmento.

Um processo de extração aquosa de antocianinas a partir de sementes de girassol-roxo foi avaliado por Mazza e Gao (1993), no qual demonstraram que a extração com água sulfurada (1.000 mg/L SO₂) foi melhor do que a extração tradicional com etanol, ácido acético e água. Foi sugerido que uma das possíveis razões para a melhor extração com SO₂ está na interação das antocianinas com os íons HSO³⁻, os quais aumentam a solubilidade e difusão das antocianinas através da parede celular.

O processo de extração de antocianinas de casca da uva foi estudado em leito fixo. Metanol foi usado como solvente e matéria-prima estudada foi obtida a partir do bagaço da vinificação de vinho tinto. Os resultados mostraram grandes efeitos difusionais devido ao forte controle da transferência de massa. Os melhores resultados foram obtidos com temperaturas elevadas, cerca de 60°C, e um fluxo de 22 mol/min (MANTELL; RODRÍGUEZ; LA OSSA, 2002).

2.6 APLICAÇÃO EM ALIMENTOS

A aplicação de pigmentos naturais e a sua correlação com a atividade antioxidante em alimentos é objeto de interesse tanto para a indústria como para os consumidores. A ingestão de frutas e vegetais tem sido relacionada com propriedades antioxidantes e a diminuição do risco e desenvolvimento de várias doenças. O uso desses pigmentos em produtos alimentícios é um fator essencial para a funcionalidade, bem como para a agregação de valor à imagem final do produto (SILVA et al, 2004).

Em alimentos industrializados, as antocianinas são empregadas como corantes naturais. Para o suprimento da cor vermelha, as antocianinas representam alternativa atrativa pelas cores brilhantes que fornecem, entretanto, em soluções aquosas, as antocianinas se apresentam sob diferentes estruturas em equilíbrio. Estas são dependentes do pH da solução e suas estruturas sofrem rearranjos (FALCÃO et al., 2007).

Segundo Vargas, Jiménez e López (2000), o pH ácido é favorável para a forma colorida destes pigmentos. A temperatura é um fator importante na degradação da cor das antocianinas. Durante o aquecimento, geralmente a degradação e a polimerização levam à descoloração destes pigmentos, por este motivo a temperatura e o tempo de aquecimento dos alimentos durante o processamento são parâmetros que merecem considerável atenção.

Historicamente, o extrato de antocianina mais antigo e largamente utilizado é a enocianina, produzido a partir de bagaço de uva vermelha proveniente do resíduo da fabricação do vinho e do suco de uva e comercializado na Itália desde 1879. Tradicionalmente, bagaços de uvas escuras eram tratados com dióxido de enxofre por alguns meses. Depois da concentração, o licor era refrigerado para remover tartarato de potássio e depois centrifugado ou seco por *spray-drier* (HANG, 1988).

No processo francês "Sefcal", o bagaço de uva é continuamente extraído com solução 0,2% SO₂ a 80 °C em um difusor contra-corrente. Este sistema minimiza o volume de solvente necessário. Com a recirculação, um litro de solvente é usado por cada quilograma de bagaço (ESTADOS UNIDOS, 1979).

Devido à complexidade das reações químicas que afetam a estabilidade das antocianinas durante o processamento de alimentos, como por exemplo, na elaboração de sucos concentrados, doces e geléias, torna-se difícil isolar um único fator que explique as mudanças que ocorrem com a cor e as propriedades funcionais destes pigmentos. A influência do processamento, assim como a variedade do vegetal, e as condições climáticas e atmosféricas do local de cultivo podem influenciar no conteúdo destes compostos (AMAKURA et al., 2000).

Na faixa de pH em que se encontra grande parte dos vegetais, próxima ao neutro, as antocianinas apresentam-se incolores. Entretanto, as antocianinas encontram-se sempre associadas às partes coloridas das plantas, indicando que fatores físico-químicos devem estabilizá-las naturalmente. Um desses fatores pode ser a presença de compostos chamados copigmentos, tais como flavonoides não-antociânicos, alcaloides, aminoácidos e nucleosídeos (GOUVÊA, 2010).

A copigmentação é uma reação na qual pigmentos e outros componentes incolores formam associações moleculares ou complexos aumentando a estabilidade das antocianinas e, com isso, seu potencial de aplicação. Este fenômeno pode aumentar o espectro de aplicação das antocianinas como corantes em alimentos e bebidas (BOULTON, 2001).

Tendo em vista as propriedades funcionais das antocianinas, diversas pesquisas são focadas na determinação do conteúdo de antocianinas e sua correlação com a atividade antioxidante, buscando, assim, ampliar a aplicação destes pigmentos naturais na indústria de alimentos e cosméticos (GORINSTEIN et al., 2004).

2.7 REFERÊNCIAS

AMAKURA, Y. et al. Influence of Jam Processing on the Radical Scavenging Activity and Phenolic Content in Berries. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, Washington, ano 48, n.12, p. 6292-6297, maio, 2000.

BOULTON, R. The Copigmentation of Anthocyanins and Its Role in the Color of Red Wine: A Critical Review. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, ano 52, n.2, p.67-87, janeiro, 2001.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução – CNNPA n.º 44, de 25 de novembro de 1977. Disponível em: <http://www.anvisa.gov.br/legis/resol/44_77.htm>. Acesso em: 5 ago. 2011.

BRIDLE, P.; TIMBERLAKE, C. F. Anthocyanins as natural food colours-selected aspects . **Food Chemistry**, Oxford, ano 58, n.1-2, p.103-109, janeiro, 1997.

CABRITA, L.; FOSSEN, T.; ANDERSEN, O.M. Colour and stability of the six common anthocyanidin 3-glucosides in aqueous solutions. **Food Chemistry**, Toronto, ano 68, n.1, p.101-107, janeiro, 2000.

CACACE, J.E.; MAZZA, G. Extraction of Anthocyanins and Other Phenolics from Black Currants with Sulfured Water. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, ano 50, n.71, p. 5939–5946, setembro, 2002.

CAMPOS, D.D.P. **Extração, Purificação e Isolamento de Antocianinas de Jambolão (*Syzygium cumini*) e Avaliação dos seus Efeitos Biológicos**. 2006. 109f. Dissertação (Mestrado em Química Analítica) – Departamento de Química Analítica, Instituto de Química, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2006.

CLIFFORD, M.N. Review anthocyanins – nature, occurrence and dietary burden. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, Londres, ano 80, n.7, p.1063-1072, maio 2000.

CONSTANT, P.B.L.; STRINGHETA, P.C.; SANDI, D. Corantes alimentício. **Boletim do Centro de Pesquisa e Processamento de Alimentos**, Curitiba, v.20, n.2, jul./dez. 2002. Disponível em: <<http://ojs.c3sl.ufpr.br/ojs2/index.php/alimentos/issue/view/115>>. Acesso em: 2 agosto 2011.

DEGÁSPARI, C. H.; WASZCZYNSKYJ, N. Propriedades antioxidantes de compostos fenólicos. **Visão Acadêmica**, Curitiba, ano 5, n.1, p. 33-40, janeiro-junho, 2004.

DERIVI, S.C.N. et al. Efeito hipoglicêmico de rações a base de berinjela (*Solanum melongena*,L.) em ratos. **Ciências e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, ano 22, n.2, p. 164-169, maio-agosto, 2002.

DIAS, M.V.; GUIMARÃES, P.I.C.; MERÇON, F. Corantes naturais - extração e emprego como indicadores de pH. **Química Nova na Escola**, São Paulo, ano 9, n.17, p.27-31, maio, 2003.

DOWNHAM, A.; COLLINS, P. Colouring our foods in the last and next Millennium. **International Journal of Food Science and Technology**, Manchester, ano 35, n.1, p.5-22, fevereiro, 2000.

ESTADOS UNIDOS. Process for treatment of anthocyane extracts. COMBE, Pierre; LADET, Jean; United States Patent 4.083.779. 1978-04-11.

FALCÃO, A.P. et al. Índice de polifenóis, antocianinas totais e atividade antioxidante de um sistema modelo de geléia de uvas. **Ciências e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, ano 27, n.3, p. 637-642, julho-setembro, 2007.

GONÇALVES, M.C.R. et al. Berinjela (*Solanum melongena* L.) – mito ou realidade no combate as dislipidemias? **Revista Brasileira de Farmacognosia**, Curitiba, ano 16, n.2, p. 252-257, abril-junho, 2006.

GORINSTEIN, S. et al. Comparison of the contents of the main antioxidant compounds and the antioxidant activity of white grapefruit and his new hybrid. **LWT - Food Science and Technology**, Zurick, ano 37, n.3, p. 337-343, maio, 2004.

GOUVÊA, A.C.M.S. **Quantificação das Antocianinas Majoritárias do Açaí por Cromatografia Líquida de Alta Eficiência**. 2010. 63f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, Departamento de Ciência de Alimentos, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, 2010.

HANG, Y.D. Recovery of food ingredients from grape pomace. **Process Biochemistry**, Paris, ano 23, n. 1, p. 2-4, fevereiro, 1988.

HARBONE, J.B.; WILLIAMS, C.A. Advances in flavonoid research since 1992. **Phytochemistry**, Oxford, ano 40, n.6, p. 481-504, novembro, 2000.

HARDY G. Nutraceuticals and functional foods: introduction and meaning. **Nutrition**, New York, ano 16, n.7, p.688-689, julho, 2000.

IBGE. Censo Agropecuário, 2006. Quantidade produzida por produtos da horticultura e condição do produtor.

KURODA, C.; WADA, M. The colouring matter of eggplant (Nasunin). **Proceedings of the Imperial Academy**, Tokyo, ano 9, n.2, p.51–52, fevereiro, 1933.

LIMA, L.C.B. **Hortifrutigranjeiros: guia completo**. 2.ed. Porto Alegre: Editora Sabra Luzatto, 2000. 288p.

LOPES, T.J. et al. Antocianinas: uma breve revisão das características estruturas e da estabilidade. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, ano 6, n.3, p. 291-297, julho-setembro, 2007.

MALACRIDA, C.R.; MOTTA, S. Antocianinas em suco de uva: composição e estabilidade. **Boletim do Centro de Pesquisa e Processamento de Alimentos**, Curitiba, v.24, n.1, jan.jun. 2006. Disponível em: < <http://ojs.c3sl.ufpr.br/ojs2/index.php/alimentos/article/viewArticle>>. Acesso em: 5 agosto 2011.

MANTEL, C.; RODRÍGUEZ, M.; LA OSSA, E.M. Semi-batch extraction of anthocyanins from red grape pomace in packed beds: experimental results and process modeling. **Chemical Engineering Science**, Chatswood, ano 57, n.18, p. 3831 – 3838, setembro, 2002.

MATSUZOE, N. et al. Effect of Dark Treatment of the Eggplant on Fruit Skin Color and its Anthocyanin Component. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, Kyoto, ano 68, n.1, p. 138-145, janeiro, 1999.

MAZZA, G.; CACACE, J.E.; KAY, C.D. Methods of Analysis for Anthocyanins in Plants and Biological Fluids. **Journal of the Association of Official Analytical Chemists**, Gaithersburg, ano 87, n.1, p.129-145, janeiro, 2004.

MAZZA, G.; GAO, L. Malonylated anthocyanins in purple sunflower seeds. **Phytochemistry**, Oxford, ano 33, n.1, p. 237-239, dezembro, 1993.

NETTO, R.C.M. Dossiê Corantes. **Food Ingredients Brasil**, São Paulo, ano 2, n.9, p.40-59, agosto – setembro, 2009.

NEPA - NÚCLEO DE ESTUDOS E PESQUISA EM ALIMENTAÇÃO. **Tabela Brasileira de Composição de Alimentos – TACO**, 2.ed. Campinas: Gráfica Fórmula Editora, 2006. 113p.

REIS, A. et al. Embrapa hortaliças. Sistemas de Produção 3. **Berinjela (*Solanum melongena* L.)**, Brasília, 2007. Disponível em <http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Beringela/Beringela_Solanum_melongena_L/index.html> Acesso em: 27 out. 2011.

ROCHA, F.I.G. **Avaliação da Cor e da Atividade Antioxidante da Polpa e Extrato de Mitilo (*Vaccinium myrtillus*) em Pó**. 2009. 105f. (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, Departamento de Tecnologia de Alimentos, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.

ROCHA, S.A. et al. Fibras e lipídios em alimentos vegetais oriundos do cultivo orgânico e convencional. **Revista Simbio-Logias**, Botucatu, ano 1, n.2, p.1-9, novembro, 2008.

ROCKEMBACH, I.I. et al. Influência do solvente no conteúdo total de polifenóis, antocianinas e atividade antioxidante de extratos de bagaço de uva (*Vitis vinifera*) variedades *Tannat* e *Ancelota*. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, ano 28, n.5, p. 238-244, dezembro, 2008.

SAKAMURA, S.; WATANABE, S.; OBATA, Y. The structure of the major anthocyanin in eggplant. **Agricultural and Biological Chemistry**, Kyoto, ano 27, n.9, p663–665, setembro, 1963.

SÃO PAULO (Estado). Secretaria de Agricultura e Abastecimento. Produção agropecuária. **Área e Produção dos Principais Produtos da Agropecuária**. São Paulo, 2011. Disponível em: < <http://www.cati.sp.gov.br/projetolupa/mapaculturas/Berinjela.php> >. Acesso em: 29 out. 2011.

SCHUMANN, S.P.A.; POLÔNIO, M.L.T.; GONÇALVES, E.C.B.A. Avaliação do consumo de corantes artificiais por lactentes, pré-escolares e escolares. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, ano 28, n.3, p.534-539, julho-setembro, 2008.

SILVA, B.M. et al. Quince (*Cydonia oblonga* Miller) Fruit (Pulp, Peel, and Seed) and Jam: Antioxidant Activity. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, ano 52, n.15, p. 4705-4712, março, 2004.

SILVA, T.M.S.; CARVALHO, M.G. Ocorrência de flavonas, flavonóis e seus glicosídeos em espécies do gênero *Solanum* (Solanaceae). **Química Nova**, São Paulo, ano 26, n.4, p. 517-522, julho-agosto, 2003.

SPEARS, K. Developments in food colourings: the natural alternatives. **Trends in Biotechnology**, Oxford, ano 6, n.11, p.283-288, novembro, 1988.

TAKEDA, K.; HARBORNE, J.B.; SELF, R. Identification and distribution of malonated anthocyanins in plants of the compositae. **Phytochemistry**, Oxford, ano 25, n.6, p. 1337-1342, maio de 1986.

TEIXEIRA, L.N.; STRINGHETA, P.C.; OLIVEIRA, F.C. Comparação de métodos para quantificação de antocianinas. **Revista Ceres**, Viçosa, ano 55, n.4, p.297-304, agosto, 2008.

TERCI, D.B.L.; ROSSI, A.V. Natural pH indicators: using paper or solution? **Química Nova**, São Paulo, ano 25, n.4, p. 684-688, julho-agosto, 2002.

TODARO, A. et al. Recovery of anthocyanins from eggplant peel. **Food Chemistry**, Oxford, ano 34, n.4, p. 434–439, junho, 2009.

VALDUGA, E. et al. Extração, secagem por atomização e microencapsulamento de antocianinas do bagaço da uva Isabel (*Vitis labrusca*). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, ano 32, n.5, p. 1568-1574, setembro-outubro, 2008.

VALLS, J. et al. Advanced separation methods of food anthocyanins, isoflavones and flavanols. **Journal of Chromatography A**, Amsterdam, ano 12, n.16, p.7143-7172, julho, 2009.

VARGAS, F.D.; JIMÉNEZ, A.R.; LÓPEZ, O.P. Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains - Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, Oxfordshire, ano 3, n.3, p. 173-289, maio-junho, 2000.

VOLP, A.C.P. et al. Flavonóides antocianinas: características e propriedades na nutrição e saúde. **Revista Brasileira de Nutrição Clínica**, São Paulo, ano 23, n.2, p.141-149, abril-junho, 2008.

WANG, S. et al. How natural dietary antioxidants in fruits, vegetables and legumes promote vascular health. **Food Research International**, Toronto, ano 44, n.1, p.14-22, janeiro, 2011.

WU, X.; PRIOR, R.L. Identification and characterization of anthocyanins by high-performance liquid chromatography-electrospray ionization-tandem mass spectrometry in common foods in the United States: vegetables, nuts, and grains. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, ano 53, n.8, p. 3101-3113, março, 2005.

3 ARTIGO – EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS A PARTIR DE CASCA DE BERINJELA (*Solanum melongena*)

Luana Peixoto Mallmann, Simone Hickmann Flores e Alessandro de Oliveira Rios

3.1 INTRODUÇÃO

Antocianinas são importantes para a qualidade dos alimentos devido a sua contribuição à cor e à aparência. Existe um interesse crescente no teor de antocianinas em alimentos devido aos possíveis benefícios a saúde que seus compostos antioxidantes e antidegenerativos podem trazer. O teor de pigmentos também pode ser um critério útil para controle de qualidade e especificações de compra de frutas, sucos, produtos nutracêuticos e corantes naturais (LEE et al., 2005).

As antocianinas são responsáveis pelas cores vermelho, roxo e azul presentes nas frutas, verduras e grãos. Há seis principais antocianinas comuns nos alimentos (pelargonidina, cianidina, peonidina, delphinidina, petunidina e malvidina), cujas estruturas podem variar por substituição glicosídica nas posições 3 e 5 no íon flavílico. Variações adicionais ocorrem pela acilação dos grupos de açúcar com ácidos orgânicos (VALLS et al., 2009).

Concellón, Anón e Chaves (2007) mostraram que o fruto tem sua cor de casca com diferentes intensidades ao longo do seu tamanho: roxo escuro na parte central e roxo claro na seção superior, sendo essa coloração consequência das diferentes quantidades de antocianinas nestas áreas. Logo, a extração quantitativa de antocianinas está relacionada com a porção de casca a ser utilizada no processo.

Matsuzoe et al. (1999) e Ichianagi et al. (2006) relataram que um derivado de delphinidina, a nasunina, é a principal antocianina presente na berinjela-roxa com valores entre 69,1 e 87,7% em seis cultivares japoneses e oito linhas de cultivares de Bangladesh.

Segundo Lee, Rennaker e Wrolstad (2008) o método do pH diferencial para quantificação das antocianinas totais, o qual contempla o uso da espectroscopia de absorção UV-Visível, é válido e consiste em uma metodologia simples, rápida e confiável. Esta metodologia tem sido muito utilizada pelas comunidades científica e industrial para a quantificação das antocianinas. Este método torna-se uma opção vantajosa quando nos extratos há a presença de produtos de degradação (açúcares e antocianidinas).

Este método se baseia na obtenção de espectros das soluções em dois valores de pH, visto que, com a alteração deste parâmetro, são observadas transformações nas estruturas das antocianinas e consequentemente na coloração das soluções. O cátion flavílico, de coloração

vermelha, é a forma predominante em pH 1,0 enquanto que o carbinol, incolor, predomina em pH 4,5 (TERCI, 2004).

Diante disto, o objetivo deste trabalho foi avaliar os parâmetros volume de solvente, número de extrações e tempo no processo de extração de antocianinas da casca de berinjela (*Solanum melongena*) utilizando etanol com 1% de ácido cítrico como solvente.

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

3.2.1 Material

As berinjelas (*Solanum melongena*) foram adquiridas em rede varejista, simulando aquisição doméstica, no município de Gravataí (RS) no mês de novembro de 2011. Todos os vegetais foram selecionados por meio de avaliação visual e de consistência, com mesmo grau de maturidade, sem a presença de injúrias e infecções aparentes. Após, os frutos foram armazenados a 8 °C por 24 horas.

As amostras foram processadas no Instituto de Ciência e Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (ICTA/UFRGS). As cascas das berinjelas foram removidas utilizando descascador afiado e mantidas a uma espessura uniforme de aproximadamente 1 mm. As cascas foram trituradas em liquidificador de modo a reduzir o tamanho da partícula para aproximadamente 20 mm².

O solvente utilizado para as extrações foi etanol acidificado com 1%, em massa, de ácido cítrico.

3.2.2 Extração de Antocianinas

O processo de extração foi efetuado em batelada. Os ensaios foram realizados através de um Planejamento Experimental Completo (2³) para avaliar o volume de solvente (mL/g), número de extrações e tempo de extração (min) para determinar as melhores condições de extração e o método mais eficiente. Os ensaios foram planejados de acordo com os níveis apresentados na Tabela 3.1.

Tabela 3.1. Níveis das variáveis para o planejamento experimental fatorial completo 2^3 .

<i>Variáveis</i>	<i>Níveis</i>				
	- α	- 1	0	+ 1	+ α
A – Volume de Solvente (mL/g)	3,5	4	5	6	6,5
B – Número de Extrações	2	3	4	5	6
C – Tempo de Extração (min)	5	7	10	13	15

Para tal, as amostras foram previamente trituradas e pesadas em frações de 8,0 g em erlenmeyers de 250 mL. A esses foram adicionados os volumes de solvente correspondentes aos ensaios experimentais e colocados em agitador por tempos determinados para extração das antocianinas. Ao final do tempo estipulado, o material foi filtrado em funil de Buchner e papel filtro a fim de reter o resíduo, sendo o extrato concentrado (Ec) transferido para balão de fundo chato. A extração foi repetida de acordo com o número de extrações da Tabela 3.2.

Tabela 3.2. Condições experimentais para o planejamento fatorial completo 2^3 .

<i>ENSAIO</i>	<i>VARIÁVEIS</i>		
	Volume de Solvente (mL/g)	B - Número de Extrações	C - Tempo de Extração (min)
1	4	3	7
2	6	3	7
3	4	5	7
4	6	5	7
5	4	3	13
6	6	3	13
7	4	5	13
8	6	5	13
9	5	4	10
10	5	4	10
11	5	4	10
12	3,5	4	10
13	6,5	4	10
14	5	2	10
15	5	6	10
16	5	4	5
17	5	4	15

A extração para a quantificação de antocianinas totais presente no fruto foi efetuada por meio de extração exaustiva de uma amostra de 8,0 g com a utilização do equipamento Ultra-Turrax® da marca IKA®, modelo T25 digital.

3.2.3 Quantificação de Antocianinas

O método de quantificação foi adaptado a partir do trabalho de Teixeira, Stringheta e Oliveira (2008). Foi quantificado o teor das antocianinas pelo Método Espectrofotométrico de pH Diferencial. As absorbâncias foram avaliadas em espectrofotômetro UV/Visível da marca Amersham Bioscience, modelo Ultrospec™ 3100 pro, efetuando-se leituras em comprimento de onda de 535 nm. O método foi empregado nos ensaios, assim como na determinação de antocianinas totais presente no fruto.

Foram utilizadas soluções de pH 1,0 e 4,5 para diluição do extrato de acordo com o método de pH Diferencial. A solução pH 1,0 foi preparada a partir da mistura de soluções de KCl (0,2 N) e HCl (0,2 N) na proporção 25/67 em volume. O tampão pH 4,5 foi preparado a partir de solução de acetato de sódio (1 N), HCl e água na proporção de 100/60/90 em volume.

Alíquotas do extrato concentrado (V_{Al}) foram transferidas quantitativamente para balões volumétricos de 25 mL e 50 mL (V_{Ed}), tendo seus volumes completados com as soluções tampões pH 1,0 e pH 4,5, respectivamente. Os valores de absorbância foram contrastados com os valores dos respectivos brancos (soluções tampão pH 1,0 e 4,5). O cálculo do teor de Antocianinas Totais (AT) por 100 gramas de casca de berinjela foi obtido de acordo com a Equação 1.

Equação 1 - Cálculo do teor de antocianinas totais (AT)

$$AT = \frac{DO \cdot V_{Ec} \cdot V_{Ed} \cdot 1000}{V_{Al} \cdot m \cdot \varepsilon}$$

Onde:

DO: Diferença entre as absorbâncias medidas em 535 nm em pH 4,5 e 1,0.

VEc: Volume Total do Extrato Concentrado

VAI: Volume da Alíquota do Extrato Primário a ser diluída

VED: Volume Total do Extrato Diluído.

m: Massa de Amostra

100: Fator de Correção para que resultado seja expresso em 100 gramas de amostra

ε : Coeficiente de Absortividade molar da cianidina

A cianidina-3-glicosídeo é largamente usada como padrão de antocianinas em diversos procedimentos experimentais devido à abundância desta antocianina em frutas vermelhas.

Logo, foi utilizado o Coeficiente de Absortividade molar da cianidina (ϵ), adotando-se valor de 98,2 de acordo com Francis (1989)

Os resultados foram analisados estatisticamente pela utilização do software Statistica 7.1, com um intervalo de confiança de 95%.

3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados da quantificação de antocianinas para cada experimento são mostrados na Tabela 3.3.

Tabela 3.3. Resultados da extração de antocianinas da casca de berinjela para cada ensaio do planejamento experimental completo 2^3 .

<i>Ensaio</i>	<i>Volume de Solvente (mL/g)</i>	<i>Número de Extrações</i>	<i>Tempo de Extração (min)</i>	<i>Antocianinas (mg/100g de casca)</i>
1	4	3	7	24,004
2	6	3	7	24,593
3	4	5	7	24,868
4	6	5	7	26,137
5	4	3	13	26,344
6	6	3	13	31,350
7	4	5	13	34,636
8	6	5	13	36,701
9	5	4	10	28,388
10	5	4	10	28,084
11	5	4	10	27,618
12	3,5	4	10	24,226
13	6,5	4	10	32,766
14	5	2	10	23,964
15	5	6	10	32,862
16	5	4	5	24,945
17	5	4	15	30,489

Os valores obtidos na extração de antocianinas variaram de 23,964 a 36,701 mg/100 g de amostra. O ensaio 14 foi o que apresentou menor valor, o qual foi realizado com 2 extrações de 10 minutos utilizando 5 mL de solvente por grama de amostra.

O melhor conteúdo de antocianinas foi atingido no ensaio 8, este que foi realizado através de 5 extrações de 13 minutos com 6 mL solvente/ g amostra.

Na Tabela 3.4 são apresentados os efeitos das variáveis independentes e suas interações para o conteúdo de antocianinas totais de cada extrato.

Tabela 3.4. Efeitos estimados pelo modelo de regressão para a quantificação de antocianinas a partir da casca de berinjela.

<i>Variáveis Independentes</i>	<i>Efeitos Estimados</i>	<i>Erro Puro</i>	<i>t-valor</i>	<i>p-valor</i>
Interceptação	27,99516	0,210566	132,9521	0,000057
Volume (L)	3,47824	0,206568	16,8382	0,003508
Volume (Q)	0,66615	0,262662	2,5361	0,126611
Extrações(L)	4,23088	0,182582	23,1724	0,001857
Extrações(Q)	0,27883	0,160289	1,7396	0,224064
Tempo (L)	5,67878	0,197713	28,7223	0,001210
Tempo (Q)	-0,05669	0,218943	-0,2589	0,819918
Volume-Extrações	-0,56525	0,258211	-2,1891	0,160033
Volume-Tempo	1,30325	0,258211	5,0472	0,037085
Extrações-Tempo	2,80875	0,258211	10,8778	0,008346

Os resultados indicaram que as variáveis volume de solvente ($p = 0,003508$), tempo ($p = 0,001210$) e número de extrações ($p = 0,001857$), bem como as interações volume/tempo ($p = 0,0037085$) e extrações/tempo ($p = 0,008346$), foram significativas com efeitos positivos. Isso indica que para melhorar o teor de antocianinas no extrato deve-se aumentar tais variáveis.

O modelo desenvolvido por meio de análise de superfície de resposta para o total rendimento de antocianinas (Tabela 3.3) foi significativo para $p < 0,05$ e 91% da variabilidade foi explicada pelo modelo ($R^2 = 0,91$). Através da ANOVA da regressão (anexo 1), observou-se que F calculado (19,939) foi maior que o F tabelado (3,204), validando o modelo e tornando possível, dessa forma, a apresentação das superfícies de resposta e contorno. As três variáveis são responsáveis por afetarem linearmente o resultado de antocianinas extraídas assim como as combinações entre volume de solvente e tempo de extração e entre número de extrações e tempo de extração.

As superfícies de resposta (Figura 3.1a) e de contorno (Figura 3.1b) mostram claramente os efeitos volume de solvente (mL/g) e do número de extrações na quantificação de antocianinas a partir de casca de berinjela.

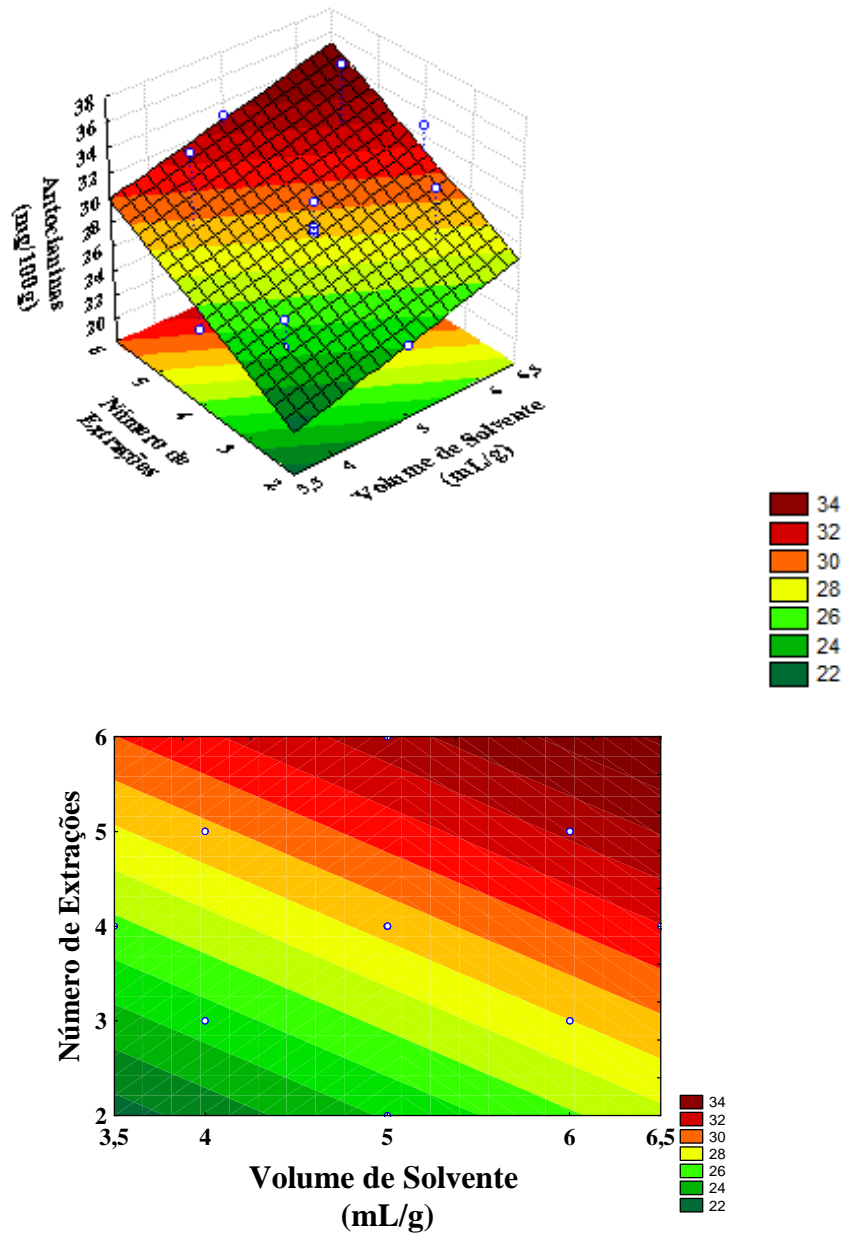


Figura 3.1 Superfície de resposta (a) e superfície de contorno (b) para os efeitos de volume de solvente (mL/g) e número de extrações expressado em conteúdo de antocianinas (mg/100g).

O volume de solvente aumentou significativamente a extração de antocianinas totais (Figura 1), sendo que os melhores resultados foram obtidos com os valores máximos de volume de solvente (acima de 6 mL/g). O teor de antocianinas totais aumentou linearmente com o volume de solvente.

Esse resultado está de acordo com Caccace e Mazza (2002) que extraíram compostos fenólicos e antocianinas a partir de groselha preta com água sulfurada e observaram que a extração de antocianinas era afetada pelo volume de solvente e pela temperatura. Houve um crescimento linear com o aumento do volume de solvente na faixa utilizada no experimento. Os pesquisadores argumentaram que o aumento de solvente utilizado favoreceria a extração das antocianinas por modificar o gradiente de concentração, aumentando, assim, a taxa de difusão. A extração foi melhor com o aumento da temperatura até valores de 30 a 35°C, a partir disso, houve degradação desses compostos. Rendimentos máximos de compostos fenólicos totais e antocianinas foram obtidos com 19 mL de solvente / g de amostra. Isso indica que, provavelmente, para otimizar o processo de extração, deve-se aumentar o volume de solvente.

Em outro estudo, Caccace e Mazza (2003), ao extraírem antocianinas de groselha preta utilizando solução hidro-alcoólica, tiveram como variáveis: concentração de etanol (%), temperatura (°C) e volume de solvente (mL/g). O aumento de volume de solvente tornou maior o conteúdo de antocianinas e o tempo para atingir concentração constante diminuiu. A extração máxima de antocianinas da groselha preta foi obtida com 19 mL/g de solvente com 60% de etanol a uma temperatura ideal de 30 °C. Esse comportamento reforça a idéia de que o aumento de solvente favorece a extração de maior quantidade de antocianinas.

O número de extrações foi, também, significativo para o rendimento de antocianinas. O aumento dessa variável fez crescer linearmente a quantidade de antocianinas extraídas. Assim como para o volume de solvente, os melhores resultados foram obtidos para os valores máximos dessa variável (> 5 extrações).

Um método de extração utilizando etanol e água (1:1) como solvente foi utilizado por Nawaz et al. (2006) para a extração de polifenóis de sementes de uva. Algumas condições experimentais, tais como volume de solvente (4 - 10 mL/g), número de extrações (1, 2 ou 3) foram investigadas para otimizar a extração. Os autores concluíram que o volume de solvente ideal foi de 5 mL/g, uma menor proporção de solvente não penetraria eficientemente na amostra. Também foi relatado que o procedimento de extração tripla resulta em uma absorbância menor devido à diluição dos polifenóis e, uma vez que houve a remoção da maior parte dos polifenóis, a extração dupla seria a ideal.

Esse resultado (2 extrações com 5 mL/g) é menor do que o encontrado para casca de berinjela, porém, considerando que sementes de uva possuem teor reduzido de antocianinas quando comparado com casca de berinjela, é aceitável que seja necessário um número maior de extrações bem como maior volume de solvente.

Kerio et al (2012), ao estudarem o conteúdo de antocianinas em 30 variedades de chás verdes e pretos, compararam esses valores com os obtidos a partir de casca de berinjela. As extrações foram realizadas através de 5 extrações com 2 mL de solvente (metanol acidificado com 1% de HCl) para cada grama de amostra e obtiveram uma média de 8,43 mg de antocianinas/100 g de amostra de chá e 24,94 mg de antocianinas/100g de amostra para a casca de berinjela. Esse resultado indica que o volume utilizado foi insuficiente para a extração de antocianinas a partir de casca de berinjela, pois, aumentando o volume de solvente bem como o número de extrações obteve-se melhores resultados quanto ao conteúdo de antocianinas obtidas.

A extração de antocianinas da berinjela desse estudo foi afetada pelo volume de solvente e tempo de extração de antocianinas. As superfícies de resposta (Figura 3.2a) e de contorno (Figura 3.2b) mostram esses os efeitos.

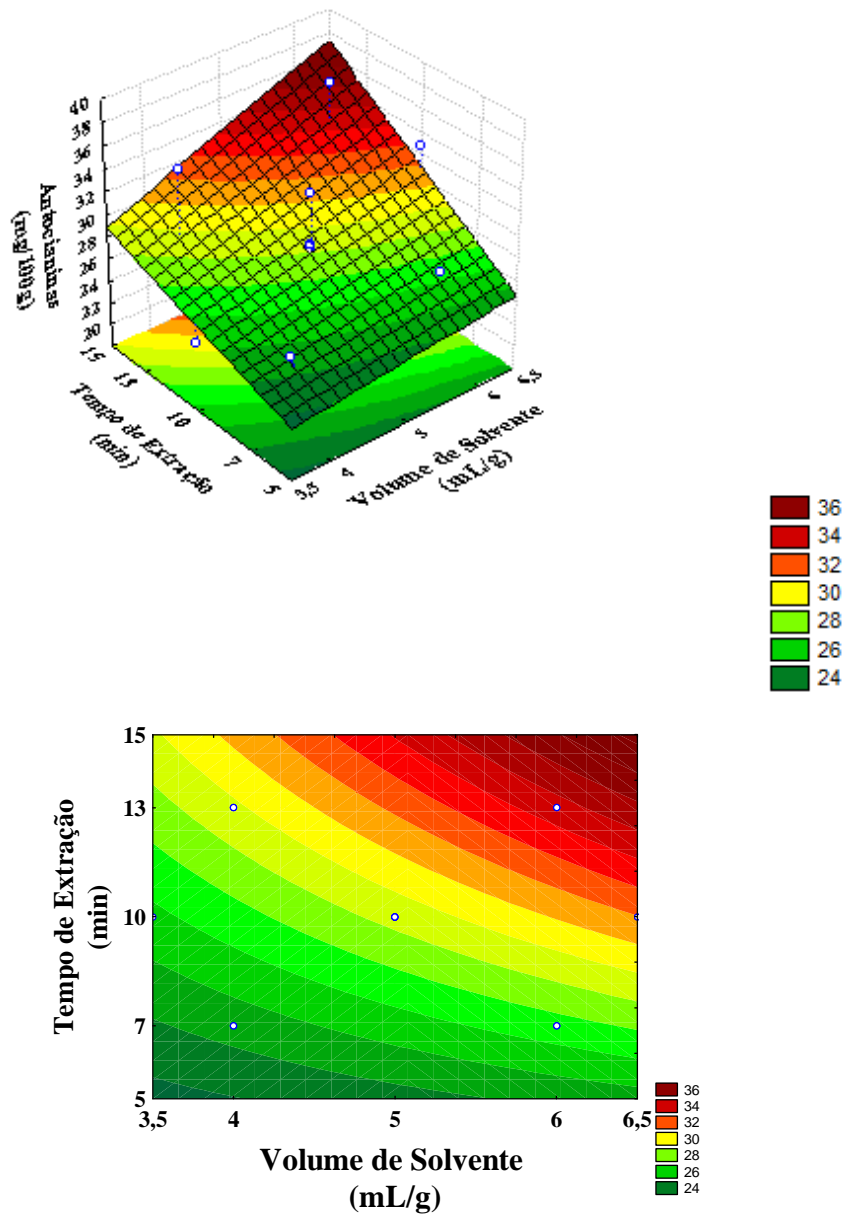


Figura 3.2 Superfície de resposta (a) e superfície de contorno (b) para os efeitos de volume de solvente (mL/g) e tempo de extração (min) expressado em conteúdo de antocianinas (mg/100g).

O volume de solvente (mL/g), o tempo de extração (min) bem como a interação entre eles mostraram-se estatisticamente significativos quanto à extração de antocianinas totais, (Figura 3.2), sendo os melhores resultados obtidos com os valores máximos dessas variáveis (> 6 mL/g e > 13 minuto).

Isso vai ao encontro de resultados como o de Borges et al (2011) que otimizaram o processo de extração de antocianinas monoméricas totais de frutos de juçara utilizando 13 solventes diferentes, variando o tempo de extração (1 - 24 h) e volume de solvente (10 a 50 mL/g). A análise estatística demonstrou que os termos lineares de volume de solvente, tempo

de extração e a interação entre eles foram altamente significativos para os extratos de antocianinas. As condições ótimas para a extração de antocianinas foram o solvente metanol acidificado com 1,5% de HCl, volume de solvente ente 30 e 50 mL/g e tempo de extração de 24 h. Os resultados sugerem que as mudanças no volume de solvente teve um efeito mais significativo do que as outras variáveis neste estudo.

Isso concorda com os dados obtidos no presente estudo, uma vez que, as melhores condições de extração encontradas foram para valores máximos de cada variável. Tal resultado sugere que tanto o volume de solvente como o tempo de extração deve ser aumentado para otimizar-se o processo de extração de antocianinas.

Antocianinas da casca de sementes de girassol roxo foram extraídas por Gao e Mazza (1996) utilizando três sistemas de solventes: etanol - ácido acético - água (50:1:49), 0,01 M de ácido acético e água com 200 mg de SO₂. Tipo de solvente, tempo de extração, tamanho da casca e volume de solvente na água foram investigados. Todos os fatores foram significativos ao afetarem o rendimento de antocianinas extraídas. Condições ótimas a partir da otimização por superfície de resposta foram: água sulfurada, tempo de extração de 5 min, tamanho da casca de 20 mesh, e volume de solvente de 20 mL/g.

O resultado para volume de solvente está de acordo com o modelo obtido para casca de berinjela, pois foi obtido que o volume de solvente deveria ser acima de 6 mL/g, por sua vez o tempo de extração para sementes de girassol foi menor do que o necessário para a extração a partir de cascas de berinjela.

Todaro et al (2009) testaram as soluções de ácido tartárico e málico para a extração antocianinas da casca de berinjela a fim de obter um corante natural vermelho. O processo de extração foi otimizado utilizando diferentes solventes, concentração de ácido (0,5 – 2%), temperatura (10 – 60 °C), tempo de extração (0 a 60 min) e volume de solvente (2 – 8 mL/g) como variáveis independentes. Etanol com 1,25% de ácido tartárico foi o solvente mais eficiente, e melhor extração realizada a 40 °C com 10 mL/g de solvente em um tempo de 60 minutos.

Esse resultado concorda com os obtidos no presente estudo e indica, mais uma vez, que deve-se aumentar o volume de solvente (mL/g) e tempo de extração (min) para obter-se melhores resultados na extração de antocianinas da casca de berinjela.

Pompeu, Silva e Rogez (2009) utilizaram a metodologia de superfície de resposta para otimizar a extração de antioxidantes fenólicos a partir de frutas de açaí com etanol-água (1:1) variando o volume de solvente (1 – 16 mL/g) e tempo de extração (6 a 480 min). O modelo

para esse experimento foi significativo com 95% de confiança. As condições ótimas foram obtidas com volume de 2 mL/g e tempo de extração de 240 minutos.

Isso pode sugerir que aumentando o tempo de extração pode-se conseguir uma extração ótima sem aumentar muito o volume de solvente, uma vez que a interação entre tais fatores é significativa.

Os efeitos das variáveis tempo de extração (min) e número de extrações assim como a interação entre elas é muito bem representada pelas superfícies de resposta (Figura 3.3a) e de contorno (Figura 3.3b) tratando-se da obtenção de antocianinas a partir de casca de berinjela.

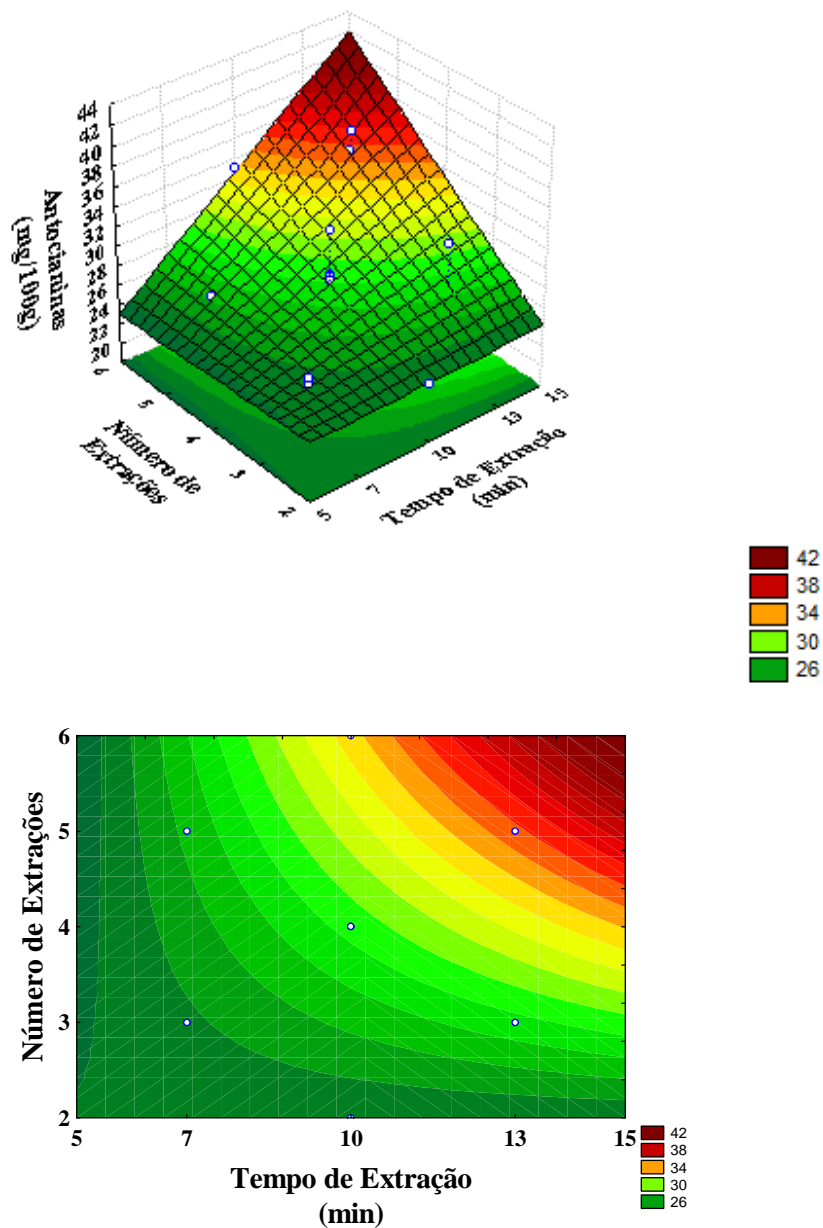


Figura 3.3 Superfície de resposta (a) e superfície de contorno (b) para os efeitos de tempo de extração (min) e número de extrações expressado em conteúdo de antocianinas (mg/100g).

O tempo de extração (min), o número de extrações bem como a interação entre eles mostraram-se estatisticamente significativos quanto à extração de antocianinas a partir de casca de berinjela, (Figura 3.3), sendo os melhores resultados obtidos com os valores máximos dessas variáveis (acima de 13 minutos e acima de 5 extrações).

Esses efeitos são justificáveis uma vez que muitos dos estudos utilizam uma faixa de tempo mais alta, porém com apenas 1 extração. É o caso de Lapornik, Prosek e Wondra (2005) que investigaram os efeitos do tempo de extração (1, 12 e 24 horas) e do solvente (água com 70% de etanol, água com 70% de metanol e água pura) na obtenção de antioxidantes extraídos da uva, groselha preta e vermelha. A extração foi realizada com 2 mL/g de cada solvente, sendo etanol e metanol os melhores solventes. Para a uva, o conteúdo de antocianinas mostrou-se estatisticamente significativo em relação ao tempo de extração sendo o melhor resultado atingido em 24 h. Para as groselhas, o tempo não foi significativo para nenhum solvente.

Os dados obtidos para uvas concordam com os obtidos para casca da berinjela, uma vez que o tempo de extração mostrou-se positivamente significativo para a extração de antocianinas.

Patil et al (2009) extraíram antocianinas a partir da casca do rabanete vermelho (*Raphanus sativus L.*) com diferentes solventes em um processo com volume de solvente de 2 mL/g e 1 extração de 3 minutos. Os autores obtiveram o melhor resultado (37,26 mg /100 g) para o solvente 50% etanol e 50% água acidificada (1% HCl). O maior conteúdo de antocianinas obtido para casca de rabanete foi próximo ao melhor resultado encontrado para casca de berinjela, porém, para a extração a partir de casca de rabanete, o volume de solvente foi no mínimo 4 vezes menor e o número de extrações 5 vezes menor. Isso se deve a menor quantidade de pigmentos na casca de rabanete quando comparada com casca de berinjela.

Montelongo, Lobo e González (2010) desenvolveram um processo de extração por solvente de compostos metanólicos ricos em antioxidantes a partir da casca de banana e otimizaram o número de etapas (1 a 3), temperatura (25 a 50°C) e tempo de extração (0 - 120 min). O número de extrações foi estatisticamente o fator mais importante, sendo as condições ótimas de 3 extrações a 25 °C por 21 minutos.

Conclui-se, a partir desses dados, que aumentando o número de extrações pode-se obter maiores quantidades de compostos antioxidantes uma vez que o número de extrações foi altamente significativo e o melhor resultado foi obtido no valor máximo dessa variável. Isso concorda com os dados obtidos para casca de berinjela que, ao aumentar o número de extrações, melhor foi o teor final de antocianinas. Um tempo de 21 minutos também se

adequa ao modelo do presente estudo já que melhores conteúdos de antocianinas foram alcançados com tempos maiores de 13 minutos.

Xu et al (2010), ao estudarem a cinética da extração de antocianinas de repolho roxo utilizando CO₂ em alta pressão comparado a métodos tradicionais, extraíram antocianinas de repolho roxo com 4 mL/g de metanol acidificado com 0,5% de ácido acético através de 5 extrações de 4 horas e obtiveram como rendimento $69,0 \pm 0,8$ mg/100 g de amostra. Os pesquisadores relataram que o teor de antocianinas aumenta com o tempo de extração no começo e que quando esse valor é maximizado, o tempo para de influenciar.

Isso mostra que 5 extrações de 4 horas pode ser um processo exagerado e sem necessidade, além de se tornar inviável economicamente. Segundo os dados obtidos para casca de berinjela, 5 extrações indicam bons resultados e pode ser aumentado assim como o tempo de extração de 13 minutos. Porém, tempos de extração de 4 horas podem ser inviáveis para a obtenção de antocianinas, uma vez que o solvente pode saturar após decorrido determinado tempo.

A quantificação de antocianinas totais na casca do fruto teve como resultado 54,8 mg de antocianinas / 100 g de casca de berinjela. Logo, conclui-se que o melhor resultado da extração (36,7 mg/100 g) obtido com um maior volume de solvente, maior tempo de extração e maior número de extrações (Tabela 3) corresponde a 67% do total de antocianinas presente na casca desse fruto. Logo, percebe-se que o processo não foi otimizado e essas variáveis devem ter seus valores aumentados a fim de obter melhores resultados.

A extração exaustiva utilizando um Ultra-Turrax® apresentou valor comparável com o encontrado por Teixeira, Stringheta e Oliveira (2008), que avaliaram o conteúdo de antocianinas em 11 diferentes fontes, entre elas, casca de berinjela. Para a extração, as amostras foram deixadas em repouso por 24 horas a 5°C, ao abrigo da luz. Os pesquisadores extraíram aproximadamente 60 mg/100 gramas de casca de berinjela com 0,5 mL/g de solvente a base de etanol e água (70:30) e HCl suficiente para ajustar o pH do meio para 2,0.

Isso mostra, novamente, que variáveis como o tempo de extração devem ser aumentadas a fim de se obter uma melhor extração de pigmento da amostra. Por outro lado, o volume de solvente utilizado no estudo citado foi extremamente pequeno, deste modo, volumes maiores de solvente poderiam melhorar os resultados em relação a quantidade de antocianinas extraídas.

Dessa forma, sugere-se aplicar uma estratégia sequencial de planejamento fatorial, utilizando novos intervalos dos níveis (Tabela 3.5) para as variáveis volume de solvente

(mL/g), número de extrações e tempo de extração (min) através de um planejamento experimental fatorial completo 2^3 .

Tabela 3.5. Sugestão de novos níveis para as variáveis em um planejamento experimental fatorial completo 2^3 para extração de antocianinas da casca de berinjela.

<i>Variáveis</i>	<i>Níveis</i>				
	- α	- 1	0	+ 1	+ α
A – Volume de Solvente (mL/g)	4,3	6	8,5	11	12,7
B – Número de Extrações	3	4	6	8	9
C – Tempo de Extração (min)	10	32	65	98	120

Com os novos níveis calculados, acredita-se ser possível otimizar o processo de extração de antocianinas da casca de berinjela em relação as variáveis volume de solvente (mL/g), número de extrações e tempo de extração (min).

3.4 CONCLUSÃO

Pode-se concluir que as variáveis volume de solvente (mL/g), número de extrações e tempo de extração (min) assim como as interações volume/tempo e extrações/tempo afetam significativamente a extração de antocianinas a partir de casca de berinjela. Melhores rendimentos de antocianinas foram obtidos com valores máximos de cada variável. O maior conteúdo de pigmento extraído (36,701 mg/100 g) foi alcançado com 5 extrações de 13 minutos com 6 mL solvente/g de amostra. Este valor é equivalente a 67% do valor total de antocianinas presentes na casca de berinjela.

No entanto, para a otimização desse processo, foram propostos novos intervalos para os níveis de cada variável a ser utilizado em um novo planejamento experimental fatorial completo 2^3 . Esses valores são superiores aos estudados no presente trabalho e visam atingir um ponto ótimo de extração de antocianinas da casca de berinjela.

3.5 REFERÊNCIAS

BORGES, G.S.C. et al. Optimization of the extraction of flavanols and anthocyanins from the fruit pulp of *Euterpe edulis* using the response surface methodology. **Food Research International**, Guelph, ano 44, n.3, p. 708–715, abril, 2010.

CACACE, J.E.; MAZZA, G. Extraction of Anthocyanins and Other Phenolics from Black Currants with Sulfured Water. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, ano 50, n.71, p. 5939–5946, setembro, 2002.

CACACE, J.E.; MAZZA, G. Optimization of Extraction of Anthocyanins from Black Currants with Aqueous Ethanol. **Journal of Food Science**, Chicago, ano 68, n.1, p. 240–248, janeiro, 2003.

CONCELLÓN, A.; ANÓN, M.C.; CHAVES, A.R. Effect of low temperature storage on physical and physiological characteristics of eggplant fruit (*Solanum melongena* L.). **LWT-Food Science and Technology**, Zurich, ano 40, n.4, p. 389–396, maio, 2007

FRANCIS, F. J. Food colorants: Anthocyanins. Critical Reviews. **Food Science and Nutrition**, Londres, ano 28, n.2, p.273–314, abril, 1989.

GAO, L.; MAZZA, G. Extraction of Anthocyanin Pigments from Purple Sunflower Hulls. **Journal of Food Science**, Chicago, ano 61, n.3, p. 600-603, maio, 1996.

ICHIYANAGI, T. et al. Gastrointestinal Uptake of Nasunin, Acylated Anthocyanin in Eggplant. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, ano 54, n.15, p. 5306-5312, julho, 2006.

KERIO, L.C. et al. Characterization of anthocyanins in Kenyan teas: Extraction and identification. **Food Chemistry**, Oxford, ano 37, n.1, p.31-38, março, 2012.

LAPORNIK, B.; PROSEK, M.; WONDRA, A.G. Comparison of extracts prepared from plant by-products using different solvents and extraction time. **Journal of Food Engineering**, Davis, ano 24, n.2, novembro, 2005.

LEE, J. et al. Determination of total monomeric anthocyanin pigment content of fruit juices, beverages, natural colorants, and wines by the pH differential method: collaborative study. **Journal of Official Analytical Chemists international**, Gaithersburg, ano 88, n.5, p.1269-1279, setembro, 2005.

LEE, J.; RENNAKER, C.; WROLSTAD, R.E. Correlation of two anthocyanin quantification methods: HPLC and spectrophotometric methods. **Food Chemistry**, Oxford, ano 33, n. 3, p.782–786, outubro, 2008.

MATSUZOE, N. et al. Effect of Dark Treatment of the Eggplant on Fruit Skin Color and its Anthocyanin Component. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, Kyoto, ano 68, n.1, p. 138-145, janeiro, 1999.

MONTELONGO, R.G.; LOBO, M.G.; GONZÁLEZ, M. The effect of extraction temperature, time and number of steps on the antioxidant capacity of methanolic banana peel extracts. **Separation and Purification Technology**, Hong Kong, ano 16, n.3, p. 347–355, março, 2010.

NAWAZ, H. et al. Extraction of polyphenols from grape seeds and concentration by ultrafiltration. **Separation and Purification Technology**, Hong Kong, ano 12, n.2, p. 176–181, março, 2006.

PATIL, G. et al. Extraction, dealcoholization and concentration of anthocyanin from red radish. **Chemical Engineering and Processing: Process Intensification**, Dortmund, ano 48, n.1 , p. 364–369, janeiro, 2009.

POMPEU, D.R.; SILVA, E.M.; ROGEZ, H. Optimisation of the solvent extraction of phenolic antioxidants from fruits of *Euterpe oleracea* using Response Surface Methodology. **Bioresource Technology**, Trivandrum, ano 40, n.23, p. 6076–6082, dezembro, 2009.

TEIXEIRA, L.N.; STRINGHETA, P.C.; OLIVEIRA, F.C. Comparação de métodos para quantificação de antocianinas. **Revista Ceres**, Viçosa, ano 55, n.4, p.297-304, agosto, 2008.

TERCI, D.B.L. **Aplicações Analíticas e Didáticas de Antocianinas Extraídas de Frutas**. 2004. 213f. (Doutorado em Química Analítica) – Grupo de Pesquisa em Química Analítica, Departamento de Química Analítica, Instituto de Química, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2004.

TODARO, A. et al. Recovery of anthocyanins from eggplant peel. **Food Chemistry**, Oxford, ano 34, n.4, p. 434–439, junho, 2009.

VALLS, J. et al. Advanced separation methods of food anthocyanins, isoflavones and flavanols. **Journal of Chromatography A**, Amsterdam, ano 12, n.16, p.7143-7172, julho, 2009.

XU, Z. et al. Extraction of anthocyanins from red cabbage using high pressure CO₂. **Bioresource Technology**, Trivandrum, ano 50, n.18, p. 7151–7157, setembro, 2010.

**ANEXO 1 – TABELA ANOVA PARA O MODELO DE REGRESSÃO PARA A
EXTRAÇÃO DE ANTOCIANINAS DE CASCA DE BERINJELA**

0.1. Tabela ANOVA para o modelo de regressão para a extração de antocianinas de casca de berinjela.

<i>Fonte de Variação</i>	<i>Soma Quadrática</i>	<i>Graus de Liberdade</i>	<i>Média Quadrática</i>	<i>F calculado</i>	<i>F tabelado</i>
Regressão	238,5893	5	47,7179	19,7390	3,2039
Resíduo	26,5918	11	2,4174		
Falta de ajuste	26,3251	9	2,9250	21,9356	
Erro puro	0,2667	2	0,1333		
Total	265,1811	16			