



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Câmpus de São José do Rio Preto

Luciene Mendes da Silva

Autenticidade e qualidade do óleo de licuri (*Syagrus coronata*) e
avaliação da estabilidade de *blends* com o óleo de soja

São José do Rio Preto
2019

Luciene Mendes da Silva

Autenticidade e qualidade do óleo de licuri (*Syagrus coronata*) e
avaliação da estabilidade de *blends* com o óleo de soja

Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Engenharia e Ciência de Alimentos, junto ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos, do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de São José do Rio Preto

Financiadora: CAPES

Orientadora: Prof^a Dr^a Neuza Jorge

Co-orientadora: Prof^a Dr^a Susana Casal

São José do Rio Preto
2019

S586a Silva, Luciene Mendes da
Autenticidade e qualidade do óleo de licuri (*Syagrus coronata*) e
avaliação da estabilidade de blends com o óleo de soja / Luciene
Mendes da Silva. -- São José do Rio Preto, 2019
130 f. : il., tabs., fotos

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Instituto
de Biociências Letras e Ciências Exatas, São José do Rio Preto
Orientadora: Neuza Jorge
Coorientadora: Susana Casal

1. Tecnologia de alimentos. 2. Óleos vegetais. 3. Gorduras láuricas.
4. Estabilidade oxidativa. 5. Óleo de soja. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca do Instituto de
Biociências Letras e Ciências Exatas, São José do Rio Preto. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

Luciene Mendes da Silva

Autenticidade e qualidade do óleo de licuri (*Syagrus coronata*) e
avaliação da estabilidade de blends com o óleo de soja

Tese apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Engenharia e Ciência de Alimentos, junto ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos, do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de São José do Rio Preto.

Financiadora: CAPES

Comissão Examinadora

Prof^a. Dr^a. Neuza Jorge
UNESP - Campus de São José do Rio Preto
Orientadora

Prof. Dr. Marcondes Viana da Silva
UESB - Campus de Itapetinga

Prof^a. Dr^a. Agdamar Affini Suffredini
UNIRP - São José do Rio Preto

Prof^a. Dr^a. Débora Maria Moreno Luzia
UEMG - Campus de Frutal

Prof^a. Dr^a. Ana Carolina da Silva
UFTM - Campus de Uberaba

São José do Rio Preto
08 de março de 2019

*À minha mãe, Zuleide e minhas irmãs Maciene e Neura,
mulheres guerreiras,
dedico.*

*Aos homens de minha vida
Meu pai, Manoel, meu Irmão Nei,
meu marido Victor e meu filho Miguel,
ofereço.*

AGRADECIMENTOS

A gratidão é sem dúvidas um dos sentimentos mais nobres, e para essa etapa da minha vida ele é muito essencial. Sendo assim, agradeço às forças divinas por terem me dado equilíbrio para não desistir, e para me manter forte e perseverante.

Agradeço à minha família: meu pai, pelo apoio, amor e carinho; minha mãe, pelo amor incondicional e por estender todo esse amor ao meu anjo Miguel, cuidando dele de forma a tornar a escrita dessa tese possível. Aos meus irmãos, seres iluminados, pelo apoio, amor, por serem tão especiais e fundamentais em minha vida. Minha vovó Rita, por todo amor, torcida e orações.

À minha orientadora, Prof. Dra. Neuza Jorge, por me aceitar em seu grupo de pesquisa, pelos ensinamentos e por contribuir para minha formação científica. E demais professores da UNESP, pela simpatia, solicitude e ensinamentos.

À minha co-orientadora, Prof. Dra. Susana Casal, pelos ensinamentos, acolhimento, disponibilidade, paciência, incentivo, empatia durante o período que estive na Universidade do Porto, e por me ensinar a importância de ir além.

À banca por aceitar participar e contribuir grandemente com esse trabalho de pesquisa.

Aos mestres da minha vida, em especial Déa Marcia, *in memoriam*, José Carlos e Josiel, por terem sido grandes incentivadores e exemplos para mim.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001, à qual agradeço.

O programa *Erasmus Mundos - Projeto Euroinka*, por me oportunizar viver a experiência de executar esta pesquisa em Portugal na Universidade do Porto.

Ao IBILCE especialmente ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos.

À Universidade do Porto em Especial à Faculdade de Farmácia pelo acolhimento e permissão para execução desta pesquisa.

Ao meu companheiro, Victor Pedrasse, pelo amor incondicional, pela parceria única e funcional, pela ajuda constante nos mais diversos momentos do desenvolvimento da pesquisa, por cuidar tão bem do nosso bem mais precioso, Miguel, especialmente nessa fase final, tão conturbada. Por ter trazido junto consigo, seres iluminados em

especial nossa Sarinha, meus sogros e cunhados, que lindamente são para mim minha família.

Ao meu filho Miguel, por em tão pouco tempo de vida já conseguir me ensinar a fazer pausas em meio ao turbilhão de coisas a serem feitas, por me ensinar que tenho a força e determinação do que acredito ter e por ser tão iluminado me enchendo de amor a todo momento.

Aos colegas do Laboratório de Óleos e Gorduras, pela convivência, trocas de conhecimentos e momentos compartilhados.

Ao técnico, Luiz Camolezzi, por todo auxílio durante as análises e pelos bons momentos no laboratório.

Aos amigos que a Unesp me presenteou: Wellington, Elisa, Yara, Mara, Marília, Lari, Sidnei, Mari, Tiago, Pati, Liara, Carol, Raul, Jennifer. Vocês foram essenciais para que os dias aqui fossem mais leves e agradáveis, muito obrigada!

Aos colegas feitos na Faculdade de Farmácia da Universidade do Porto, pelos ensinamentos e paciência. Em especial as minhas meninas: Tereza, Marta, Janete e Verônica.

Aos amigos conquistados na UESB e que sempre se fizeram presente durante essa jornada: Rúbner, Iasnaia e Milene, que continuemos assim, presentes, mesmo nas longas distâncias.

Aos meus grandes presentes: "*Família Silva*", pelo amor, acolhimento, por terem sido uma eficiente rede de apoio para Miguel durante essa fase final, quando estive em Salvador e aos membros do "Só para adultos", vocês são sinônimos de alegria, descontração e parceria.

Ao grande amigo que ganhei em Portugal, Claudio. Muito obrigada, pelos cuidados, amor, companheirismo e irmandade, que tornaram a dor da distância menos perceptível, e os dias mais alegres e reflexivos.

Aos amigos de Baixa Grande, em especial, Nhadya e Lei, minha cunhada Niu e Israel, pelo apoio, amizade, carinho e conversas descontraídas.

A grande amiga Nazaré, pela contribuição com as análises estatísticas, pela disposição em tirar dúvidas nos mais diversos momentos e pela valiosa amizade.

Às amigas feitas na UEFS: Rose, Rê, Vel, Moni, Karis, Geo, Gisa, Mai, Bel, vocês são muito especiais.

RESUMO

A Caatinga é um bioma estritamente brasileiro, em particular, destaca-se por apresentar diversas espécies ainda pouco estudadas, a exemplo do licuri (*Syagrus coronata*), que possui elevado teor de lipídios na amêndoa. O óleo de licuri costuma ser extraído por prensagem a frio e é comercializado, principalmente, para saboarias e para fins alimentícios. Atrai o público devido à similaridade com o óleo de coco e a alta estabilidade. Porém, poucos são os dados que garantem tais características. Assim, a caracterização e avaliação da estabilidade oxidativa do óleo abrem novas possibilidades de uso para o óleo de licuri. O presente trabalho teve como objetivo caracterizar óleos brutos de licuri advindos de diferentes localidades do estado da Bahia, comparando-os ao óleo de coco; e, posteriormente, submeter o óleo de licuri, soja e seus *blends* a ensaio de estocagem em estufa e fritura de batatas. Como resultado observou-se que o óleo de licuri, independente da localidade, época do ano e pré-tratamento, possui boa estabilidade oxidativa, boas características de qualidade e similaridade com o óleo de coco. Quando submetidos à estocagem em estufa foi possível observar que quanto maior o percentual de óleo de licuri nos *blends*, melhor foram as qualidades de cada um deles. No processo de fritura, o óleo de licuri apresentou boa estabilidade, embora ao final de 24 h todos os óleos ficaram impróprios para consumo, tendo como base o teor de compostos polares totais gerados. As batatas fritas apresentaram redução da umidade com o tempo, enquanto que o teor lipídico aumentou. A cor das batatas teve uma variação durante o processo de fritura. Os valores encontrados para a acrilamida foram superiores aos estabelecidos para alimentos fritos.

Palavras-chaves: triacilgliceróis, tocoferóis e tocotrienóis, óleos láuricos, compostos polares, estabilidade oxidativa.

ABSTRACT

The Caatinga is a strictly Brazilian biome, in particular, stands out for presenting several species still little studied, for example the licuri (*Syagrus coronata*), that shows high content of lipids in the almond. The licuri oil is extracted by cold pressing and is mainly marketed for savory and for food purposes. The interesting of the consumers in this oil is based in its similarity with coconut oil and in its high stability. However, there are low information that guarantee such characteristics. Thus, the characterization and evaluation of the oxidation of this oil may include new possibilities of use for the licuri oil. The objective of this work was to show the different types of crude licuri oils from different localities of the state of Bahia, comparing them to coconut oil; then, the licuri oil, the soybean and their blend were submitted a greenhouse storage and a potato frying assay. As an observed result, the licuri oil, regardless of locality, time of year and pre-treatment, has good oxidative resistance, good quality characteristics and similarity with coconut oil. When submitted to the greenhouse storage it was possible to observe that the higher percentage of licuri oil in the blends, the better the qualities of each one of them. In the frying process, the licuri oil showed good stability, although at the end of 24h all the oils were unfit for consumption, based on the total polar compounds generated. The fries had reduced moisture over time, while the lipid content increased. The color of the potatoes varied during the frying process. The values found for acrylamide were higher than those established for fried foods.

Keywords: triacylglycerol, tocopherols and tocotrienols, lauric oils, polar compounds, oxidative stability.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Levantamento sobre pesquisas científicas realizadas com o licuri.	21
Tabela 2 - Perfil de ácidos graxos de diferentes óleos láuricos.	24
Tabela 3 - Caracterização físico-química dos óleos de licuri.	47
Tabela 4 - Cor para óleos de licuri e coco.	51
Tabela 5 - Composição de ácidos graxos dos óleos de licuri bruto e coco.	53
Tabela 6 - Composição de triacilgliceróis dos óleos de licuri e coco.	56
Tabela 7 - Composição de tocotrienóis para óleos de licuri e coco.	57
Tabela 8 - Fitoesteróis dos óleos de licuri e coco.	59
Tabela 9 - Efeito dos tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre as características físico-químicas.	61
Tabela 10 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre trienos conjugados.	63
Tabela 11 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a cor.	66
Tabela 12 - Efeito do tempo de estocagem vs tipos de óleo para o perfil de ácidos graxos.	72
Tabela 13 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre C18:1n9c, C18:2n6c e monoinsaturados.	73
Tabela 14 - Mudanças nas características físico-químicas para óleos e <i>blend</i> durante fritura.	80
Tabela 15 - Equações do modelo e coeficientes de determinação para características físico-químicas.	81
Tabela 16 - Compostos polares em óleos e <i>blend</i> durante fritura.	83
Tabela 17 - Equações do modelo e coeficientes de determinação para compostos polares.	84
Tabela 18 - Composição de ácidos graxos durante fritura.	87
Tabela 19 - Composição de ácidos graxos monoinsaturados, poli-insaturados e saturados durante fritura.	88
Tabela 20 - Mudanças na composição de tocoferóis e tocotrienóis para óleos e <i>blend</i> durante fritura.	91
Tabela 21 - Análises das batatas fritas.	93

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Distribuição geográfica do licuri.....	16
Figura 2 - Palmeira de licuri.....	18
Figura 3 - Frutos do licuri em diferentes estádios de maturação: verde (a), maduro (b) e seco (c).....	19
Figura 4 - Amêndoas do licuri.....	19
Figura 5 - Estrutura química básica dos fitoesteróis e as diferentes ramificações. ..	27
Figura 6 - Estrutura química do tocoferol e tocotrienol.	29
Figura 7 - Cromatogramas da composição de triacilgliceróis dos óleos de licuri LIC4 (a) e coco (b). Condições: coluna Gemini – N x 5 µm, 150 x 4,6 mm; propionitrilo como fase móvel, fluxo de 1 mL/min; detector de índice de refração.....	55
Figura 8 - Mudanças na composição de compostos polares: totais (a) e dímeros de triglicerídeos (b) para óleos e <i>blends</i> durante estocagem em estufa a 60°C	68
Figura 9 - Mudanças na composição de compostos polares: monômeros de triglicerídeos oxidados (a) e diglicerídeos (b) para óleos e <i>blends</i> durante estocagem em estufa a 60°C.....	69
Figura 10 - Mudanças nas frações de compostos polares: outros (a) e ácidos graxos livres (b) para óleos e <i>blends</i> durante estocagem em estufa a 60°C.	70
Figura 11 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocoferóis: α-tocoferol (a), β-tocoferol (b).	75
Figura 12 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocoferóis: γ-tocoferol (a) e δ-tocoferol (b).....	76
Figura 13 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocotrienóis: α-tocotrienol (a), β-tocotrienol (b).....	77
Figura 14 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocotrienóis: γ-tocotrienol (a) e δ-tocotrienol (b).	78
Figura 15 - Cromatogramas do perfil de tocoferóis e tocotrienóis para os óleos de licuri(a), <i>blend</i> (b) e soja(c). Condições: coluna de sílica de fase normal (Supelcosil™ LC-SI, 7,5 cm x 3 mm x 3 mm) (Supelco, EUA), condicionada a 25°C e eluída com fase móvel de hexano:dioxano (97:3, v/v), e fluxo de 0,7 mL/min. Detector de fluorescência.	90

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 OBJETIVOS	14
2.1 Objetivo geral	14
2.2 Objetivos específicos	14
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	15
3.1 Bioma Caatinga	15
3.2 Licurizeiro e licuri	16
3.3 Óleos vegetais	20
3.3.1 Óleos láuricos	23
3.3.2 Óleo de soja	25
3.3.3 <i>Blends</i> de óleos	26
3.4 Esteróis	26
3.5 Vitamina E	29
3.6 Ensaio para avaliação da estabilidade oxidativa	31
3.6.1 Teste de estocagem em estufa	31
3.6.2 Fritura	32
4 MATERIAL E MÉTODOS	35
4.1 Material	35
4.1.1 Amostras - caracterização dos óleos de licuri e coco	35
4.1.2 Amostras - ensaio de estocagem em estufa	35
4.1.3 Amostras - ensaio de fritura convencional	36
4.2 Ensaio experimental	36
4.2.1 Estocagem em estufa	36
4.2.2 Fritura	37
4.3 Métodos	37
4.3.1 Caracterização físico-química dos óleos	37
4.3.2 Caracterização físico-química das batatas	43
4.4 Análise estatística	44
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	46
5.1 Óleos de licuri	46
5.2 Teste acelerado em estufa	60

5.3 Ensaio de fritura	79
6 CONCLUSÃO	95
7 REFERÊNCIAS	96
APÊNDICES	120

1 INTRODUÇÃO

Os biomas brasileiros são caracterizados por uma elevada biodiversidade e riqueza em espécies nativas únicas, que nas últimas décadas, vêm sendo intensamente investigadas. A Caatinga, em particular, por muito tempo foi considerada sem importância, porém, vem despertando diversos estudos em várias áreas do conhecimento e interesse devido a sua diversidade de espécies nativas.

Syagrus coronata é uma dessas espécies nativas de regiões semiáridas, e possui diversas potencialidades para as comunidades da Caatinga. A começar pela palmeira que além de regionalmente possuir um potencial paisagístico, suas folhas podem ser usadas na produção de artesanatos e utensílios domésticos e, é possível retirar uma cera que é utilizada para produzir graxa para sapatos e móveis. Já os coquinhos, frutos dessa palmeira, possuem amêndoas de coloração esbranquiçada recoberta por uma película marrom com grande importância socioeconômica, além de relevante valor nutricional.

O licuri é fonte de renda para as comunidades das regiões que o possuem largamente. Os usos mais frequentes são da própria amêndoa que pode ser consumida *in natura*, torrada ou cozida; na fabricação de doces, cocadas, licores, sorvetes, iogurtes, cervejas; sendo ainda possível a extração de óleo, o qual é destinado em sua maior parte para a saboaria. Como também é comum o uso alimentício desse óleo pelos moradores das comunidades, algumas pesquisas vêm sendo conduzidas no sentido de verificar se o óleo de licuri possui atributos de qualidade suficientes para esse fim.

Como ainda não foi encontrado nas bases de dados consultadas um estudo mais detalhado do óleo extraído da amêndoa do licuri, este trabalho fornecerá dados mais precisos do seu uso em alimentos, além de investigar se esse óleo adicionado a outro óleo vegetal comestível poderá melhorar a estabilidade térmica e oxidativa desse último.

A potencialidade desse trabalho ao caracterizar o óleo de licuri e avaliar a estabilidade de *blends* com óleo de soja se imprime ao permitir o possível desenvolvimento de óleos mais estáveis com baixo custo; bem como, ampliar o conhecimento científico em relação à produção de óleos vegetais no Brasil, uma vez que, ainda, não foram publicados dados a respeito da composição de fitoesteróis,

tocoferóis e tocotrienóis e da estabilidade oxidativa do óleo de licuri bruto. A importância é ainda reforçada pelo estudo do comportamento do óleo de licuri quando adicionado ao óleo de soja em condições de estocagem em estufa, a qual pode ser correlacionado com as condições de estocagem a temperatura ambiente e em ensaio de fritura de batatas, em condições reais, o que incentivará a realização de um estudo aprofundado desse óleo e dos *blends* obtidos.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Caracterizar óleos brutos de licuri advindos de diferentes localidades do estado da Bahia, comparando-os ao óleo de coco; e, posteriormente, submeter o óleo de licuri, soja e seus *blends* a ensaio de estocagem em estufa e fritura de batatas.

2.2 Objetivos específicos

- Realizar determinações analíticas dos diferentes óleos brutos de licuri comerciais, por parâmetros relacionados à qualidade e à autenticidade e compará-los ao óleo de coco.
- Avaliar as características físico-químicas e compostos com propriedades bioativas dos óleos de licuri, soja e *blends* submetidos ao teste acelerado em estufa (60°C/12 dias).
- Avaliar as características físico-químicas e compostos com propriedades bioativas dos óleos de licuri, soja e *blend* submetidos ao processo de fritura de batatas (170°C/24 h).
- Avaliar as características físico-químicas das batatas submetidas à fritura em óleos de licuri, soja e *blend*.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Bioma Caatinga

A Caatinga corresponde a um bioma heterogêneo composto por um mosaico de arbustos e áreas de floresta sazonalmente seca. É uma vegetação exclusivamente brasileira, cujo patrimônio biológico não pode ser encontrado em nenhum outro lugar do planeta (CAVALCANTE, 2009; SANTOS et al., 2011). Seus domínios abrangem cerca de 900 mil km², correspondendo a 54% da região Nordeste e 11% do território brasileiro e envolve áreas dos Estados do Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Piauí, Bahia e norte de Minas Gerais (ANDRADE et al., 2005).

Rica em biodiversidade, a Caatinga abriga animais e plantas adaptados às condições de semiaridez, típicas na região. Entretanto, por muitos anos, a vegetação típica do semiárido, foi descrita pela literatura como pobre e de pouca importância biológica. Segundo Giullietti et al. (2003), a Caatinga dentre os biomas brasileiros, provavelmente, é o mais desvalorizado e mal conhecido botanicamente, decorrente de uma crença injustificada, mas que não deve mais ser aceita, de que seria o resultado da modificação de uma outra formação vegetal, associada a uma diversidade muito baixa de plantas, sem espécies endêmicas e altamente modificada pelas ações antrópicas.

Porém, levantamentos mostram que este ecossistema possui um considerável número de espécies endêmicas e remanescentes de vegetação ainda bem preservada que devem ser consideradas como um patrimônio biológico de valor incalculável.

Apesar da grande importância biológica, a vegetação da Caatinga apresenta um potencial econômico ainda pouco valorizado. Em termos de potencialidade frutífera, entre outras plantas, tem-se o licuri, que, por ser uma palmeira totalmente aproveitável, vem sendo explorada desde os tempos coloniais (KILL, 2002). Porém, assim como a Caatinga, o licuri ainda merece muitos estudos para maiores descobertas.

3.2 Licurizeiro e licuri

A palmeira da espécie *Syagrus coronata*, pertence à família Arecaceae, subfamília Arecoídeae, tribo Cocoeae, subtribo Butiineae, típica do semiárido nordestino. A espécie tem uma nítida preferência pelas regiões secas e áridas das Caatinga, embora também possa estar presente em matas semidecíduas e áreas de transição com a restinga e o cerrado, abrangendo o norte de Minas Gerais, ocupando toda a porção oriental e central da Bahia, até o sul de Pernambuco, incluindo também os Estados de Sergipe e Alagoas (NOBLICK, 1986; SALLES et al., 2010; BELVISO et al., 2013). Sua distribuição geográfica pode ser observada na Figura 1.

Figura 1 - Distribuição geográfica do licuri.



Fonte: Adaptado de Sousa et al. (2012).

O licuri é um dos produtos mais importantes das áreas mais típicas da Caatinga, explorado quase que exclusivamente na Bahia, principalmente nas microrregiões dos municípios de Jacobina, Itaberaba e Euclides da Cunha (GIULIETTI et al., 2003).

A palmeira de licuri possui altura mediana, podendo atingir até 10 m, com folhas grandes, de 2 a 3 m de comprimento, distribuídas em espiral ao longo do fuste. As flores são pequenas, amarelas, reunidas em cachos que surgem predominantemente de maio a agosto (BONDAR, 1938).

A espécie possui estratégias de resistência a condições adversas do semiárido, produzindo na superfície dos seus folíolos uma crosta de cera, que, pela transparência, permite a passagem de raios solares, para a assimilação clorofiliana, que evita a perda de água pela planta. Parte dessa resistência deve-se ao fato das plantas, ao perder as folhas velhas, manterem vivos, por cerca de 3 a 4 anos, os pecíolos foliares ou talos, cuja base grossa contém reserva de nutrientes armazenada nas estações chuvosas, que lhe asseguram a vitalidade nos períodos prolongados de escassez de chuvas. Nas axilas das folhas, a água das chuvas é armazenada naturalmente (CARVALHO et al., 2006).

A palmeira de licuri é uma das mais abundantes na região semiárida do nordeste brasileiro. Aroucha e Aroucha (2013) afirmam que todas as partes do licurizeiro podem ser aproveitadas: raízes, caule, folhas por completo (bainhas, talos, palhas, fibras, talinhos, cera dos folíolos e capembas) e todo o coquinho (polpa, endocarpo e amêndoa). Os usos são diversos: as folhas são usadas para construções, artesanatos diversos (chapéus, bolsas, esteiras, abanadores, vassouras e espanadores); os coquinhos são usados na alimentação humana e animal (ainda verdes cozidos ou secos ao sol) e para fabricação de artesanatos, sabões e óleos.

O licurizeiro começa a frutificar seis anos após o plantio. A produção média anual em um hectare nativo de licuri é de 2.000 kg de coquinhos. Nos anos de pluviosidade abaixo da média, a produção diminui, porém, sempre ocorre de maneira satisfatória. No entanto, em um licurizal bem plantado e bem cultivado, a produção de coquinhos não deverá ser inferior a 4.000 kg (SANTOS; SANTOS, 2002).

Os povos e as comunidades tradicionais, agroextrativistas e agricultores familiares o batizaram de diferentes formas. São pelo menos 36 nomes populares: adicuri, alicuri, aracui, aracuri, aribury, aricui, aricuí, aricuri, ariri, aruuri, butiá, butua, cabeçudo, coco-cabeçudo, coqueiro-aracuri, coqueiro-cabeçudo, coqueiro-dicori, coqueiro-dicuri, dicori, dicuri, iricuri, licuri, licurizeiro, nicori, nicori-iba, nicuri, nicury, oricuri, ouricurizeiro, uricuri, uricuriba, uricurti, uriricuri, urucuri, urucuriiba e ururucur (AROUCHA; AROUCHA, 2013).

Os frutos são uma drupa ovoide (elipsoide), com polpa carnosa e fibrosa, apresentando 2,5 a 3 cm de comprimento. Os frutos, enquanto verdes apresentam o endosperma líquido, que se torna sólido no processo de maturação, dando origem à amêndoa (BONDAR, 1938). O licuri possui coloração verde, laranja e marrom, de

acordo com o estágio de maturação (Figura 3). Quando maduro tem polpa amarelada, pegajosa e adocicada, quando seca perde essas características, ficando somente a semente com tegumento duro que reveste a amêndoa rica em óleo

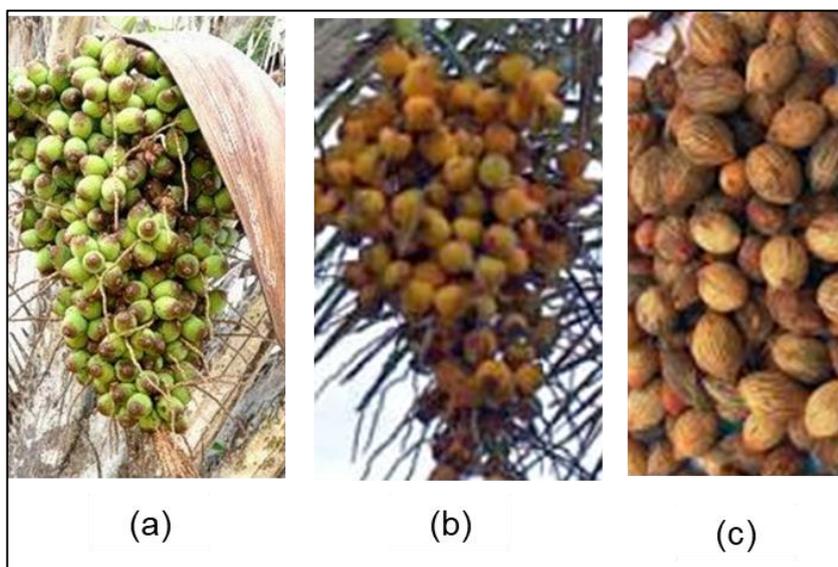
O licurizeiro (Figura 2) é uma planta de uso múltiplo e diversas funções ecológicas, sociais, culturais, econômicas e políticas na vida do sertanejo. No Brasil ocorrem cerca de 200 espécies de palmeiras distribuídas em 43 gêneros, sendo que no Nordeste são encontradas 70 espécies em 16 gêneros.

Figura 2 - Palmeira de licuri.



Fonte: Autoria própria.

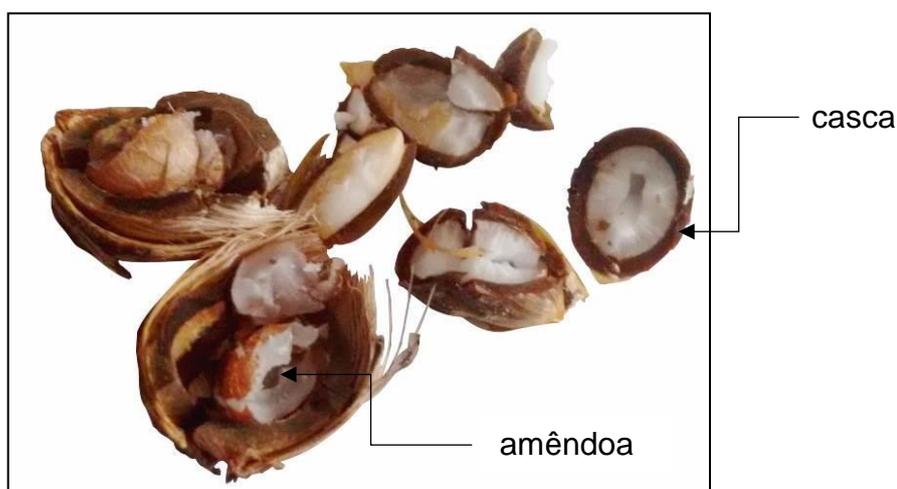
Figura 3 - Frutos do licuri em diferentes estádios de maturação: verde (a), maduro (b) e seco (c).



Fonte: Autoria própria.

Os frutos possuem rendimentos máximos em março, junho e julho, porém estão disponíveis durante todo o ano (NOBLICK, 1986; CREPALDI et al., 2001). As amêndoas do licuri (Figura 4) têm grande importância socioeconômica e relevante valor nutricional: 49,2% de lipídios, 11,5% de proteínas, 9,7% do total de carboidratos totais, além de cálcio, magnésio, ferro, cobre e zinco. Os frutos de licuri são bastante energéticos (635,9 kcal/100 g), sendo estimado um valor calórico de 108,6 kcal/100 g para a polpa e 527,3 kcal/100 g para a amêndoa (CREPALDI et al., 2001).

Figura 4 - Amêndoas do licuri.



Fonte: Autoria própria.

Os frutos são colhidos manualmente e o processo de colheita geralmente envolve homens, mulheres e crianças. A remoção das amêndoas também é realizada manualmente, embora, atualmente máquinas quebradeiras de licuri já estejam sendo disponibilizadas aos agricultores para a realização da quebra. Amêndoas *in natura* são primeiramente desidratadas tradicionalmente pela luz do sol, e, se necessário, podem ser armazenadas por congelamento por até um ano (PEREIRA et al., 2009).

Regionalmente, as amêndoas do licuri são amplamente utilizadas na alimentação humana, podendo ser moídas e misturadas com farinha de mandioca na elaboração de paçoca e na produção de cocadas, sorvetes e outros doces. Servem também para extrair óleo a frio ou a quente.

Alguns estudos sobre o licuri, em diversas + já foram realizados, como pode ser observado na Tabela 1, tais estudos foram enveredados pelas áreas das Ciências Biológicas, Química e Construção Civil, para a obtenção de nanocompósitos e alimentação animal. Entretanto, poucos foram voltados para a investigação do óleo obtido da amêndoa de licuri. Mais especificamente, não foi encontrado nas bases de dados consultadas nenhum estudo investigando a estabilidade oxidativa e térmica, nem a possibilidade de adição do óleo de licuri a outros óleos vegetais.

3.3 Óleos vegetais

Os óleos vegetais são, em sua maioria, constituídos por triacilgliceróis, resultantes da combinação entre moléculas de ácidos graxos com glicerol. Os ácidos graxos representam uma grande porcentagem da composição desses óleos, e são responsáveis pelas diferenças de estabilidade à oxidação, plasticidade, padrão de cristalização, índice de iodo, e temperaturas de solidificação e de fusão (JORGE, 2009).

Tabela 1 - Levantamento sobre pesquisas científicas realizadas com o licuri.

Objetivo do estudo	Referências
Realizar levantamento das palmeiras neotropicais a fim de se verificar o potencial destas espécies como fontes de óleos e gorduras	(LIERAS; CORADIN, 1988)
Avaliar a composição nutricional do fruto de licuri (<i>Syagrus coronata</i>)	(CREPALDI et al., 2001)
Estudar a morfologia e composição do biocompósitos na palmeira <i>Syagrus coronata</i> .	(LINS et al., 2002)
Usar substâncias reguladoras e não específicas na germinação de sementes de licuri.	(CARVALHO et al., 2005)
Investigar a ocorrência de microrganismos em ração animal preparada artesanalmente a partir do licuri	(GONÇALVES et al., 2005)
Avaliar a interferência da luminosidade no crescimento inicial de plantas de licuri.	(CARVALHO, et al., 2006).
Avaliar a estrutura da vegetação e distribuição espacial do licuri em municípios da Bahia.	(RAMALHO, 2008).
Apresentar o uso do Ouricuri e do babaçu no município de Buípe, PE.	(RUFINO, et al., 2008).
Analisar a reprodução da palmeira licuri (<i>Syagrus coronata</i> na ecoregião do Raso da Catarina, Bahia.	(ROCHA, 2009).
Aumentar o conhecimento e uso do ouricuri (<i>Syagrus coronata</i>) e do babaçu (<i>Orbignya phalerata</i>).	(RUFINO et al., 2010).
Caracterizar a fibra do licuri para aplicações na construção civil.	(OLIVEIRA, 2010).
Avaliar a alteração provocada na composição química do leite de cabras mestiças Moxotó sob suplementação com óleo de licuri ou de mamona.	(QUEIROGA et al., 2010).
Investigar as implicações da atividade extrativista sobre a estrutura populacional, densidade e viabilidade do banco de sementes de <i>Syagrus coronata</i> .	(SILVA, 2010).
Determinar o melhor nível de óleo de licuri na dieta de cabritos ¾ boer com base no desempenho, consumo, digestibilidade dos nutrientes e parâmetros sanguíneos dos animais.	(JESUS, 2010).
Avaliar a qualidade e a atividade antioxidante do fruto durante e do óleo extraído da amêndoa de genótipos do licurizeiro.	(MIRANDA, 2011).
Obter e caracterizar o biodiesel, obtido a partir do óleo de licuri bruto, e avaliar a eficiência de proporções de blends de biodiesel metílico de soja e licuri.	(SANTOS, 2011).

	<i>Continuação</i>
Determinar a composição volátil, compostos fenólicos e antioxidantes de amêndoas de licuri que passaram por processo de torrefação.	(BELVISO et al., 2013).
Analisar o efeito da adição de fibras da palma do licuri (<i>Syagrus coronata</i>) no comportamento físico e mecânico de compósitos de matriz cimentícia.	(GUIMARÃES, 2013).
Utilizar a fibra do Ouricuri na remoção do corante violeta cristal de meio aquoso.	(SILVA et al., 2015).
Analisar as características físicas e físico-químicas, composição centesimal e concentração de carotenoides, vitamina C, vitamina E, e minerais em frutos de licuri encontrados em Viçosa, Minas Gerais.	(PAULA FILHO et al., 2015).
Aumentar a capacidade de germinação, analisar a morfologia das plantas <i>Syagrus coronata</i> e avaliar o desempenho fisiológico das plantas jovens sob déficit hídrico.	(MEDEIROS et al., 2015).
Analisar as alterações histopatológicas do fígado de cordeiros mestiços alimentados com bolo de licuri.	(COSTA et al., 2016).
Avaliar se o óleo de licuri tem ação antimicrobiana contra <i>Staphylococcus aureus</i> multirresistente.	(BESSA et al., 2016).
Determinar o melhor teor de óleo de licuri na dieta de caprinos jovens $\frac{3}{4}$ Boer por intermédio das características da carcaça e dos não componentes da carcaça.	(SILVA et al., 2016).
Investigar, a fibra de ouricuri (<i>S. coronata</i>) como um biossorvente alternativo para remoção de azul de metileno.	(MEILI et al., 2017).
Utilizar carvão ativado preparado a partir da casca do licuri (<i>S. coronata</i>) para a remoção de cobre, Cu (II)	(AMORIM, 2017).
Avaliar o potencial do óleo extraído de sementes de <i>Syagrus coronata</i> para o controle do <i>Aedes aegypti</i>	(SANTOS et al., 2017).
Promover a primeira sequência completa do genoma do cloroplasto de <i>S. coronata</i> e realizar uma análise comparativa em Arecoideae (<i>Areaceae</i>).	(ÁQUILA et al., 2018).
Determinar os atributos químicos e biológicos de um feijão cultivado em solo submetido à aplicação de carvão bioativo de licuri.	(TENÓRIO et al., 2018).

Elaborada pela autora

Os ácidos graxos possuem uma cadeia alifática e um grupo ácido carboxílico. Naturalmente, a maioria dos ácidos graxos possui número par de carbonos em uma cadeia linear, devido a processos biológicos de alongamento da cadeia, no qual dois carbonos são adicionados cada vez. Exceções de ácidos graxos ramificados e de cadeia carbônica com número ímpar de carbonos, podem ser encontradas na gordura do leite e nos microrganismos (DAMODARAN; PARKIN; FENNEMA, 2010).

Na natureza prevalecem os ácidos graxos que possuem entre 14 e 24 carbonos. Embora algumas gorduras contenham ácidos graxos com menos de 14 carbonos, níveis de ácidos graxos de cadeia curta são encontrados principalmente em óleos tropicais, a exemplo dos óleos de coco e licuri, e na gordura do leite (DAMODARAN; PARKIN; FENNEMA, 2010). Os ácidos graxos podem ser descritos por nomes sistemáticos, comuns e abreviados, porém são mais conhecidos pelos seus nomes comuns, a exemplo dos ácidos butírico, cáprico, láurico, mirístico, palmítico, esteárico, araquídico entre os saturados e os dos ácidos oleico, linoleico, α -linolênico e araquidônico entre os insaturados (BOBBIO; BOBBIO, 2003).

3.3.1 Óleos láuricos

São considerados óleos láuricos aqueles que possuem em sua composição maior percentual de ácido láurico [$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{10}\text{COOH}$] quando comparado aos demais constituintes.

Historicamente, o óleo láurico mais produzido foi o de coco (*Coco nucifera*). Porém, devido ao aumento no consumo do óleo de palma, maior é a oferta de frutos da palmeira *Elaeis guineenses*, da qual é extraído o óleo de palma e, também o óleo de palmiste, causando alteração desse cenário, uma vez que, esse último é um óleo láurico, que como teve sua produção elevada, alcançou a ponto de ultrapassar a produção do óleo de coco. Além da grande produção destes óleos láuricos, existem também vários óleos nos quais o ácido láurico é o principal. Entre eles, óleo de babaçu (*Attalea speciosa*), óleo de cohune (*Attalea cohune*), óleo de murumuru (*Astrocaryum murumuru*), óleo de licuri (*Syagrus cornata*), Laurical® que trata-se de uma alteração feita na planta de colza e óleo de coquito chileno (*Jubaea chilensis*), que, como pode ser visto na Tabela 2, possuem uma similaridade no perfil de ácidos graxos.

Tabela 2 - Perfil de ácidos graxos de diferentes óleos láuricos.

Óleos	Ácidos Graxos (%)							
	C6:0	C8:0	C10:0	C12:0	C16:0	C18:0	C18:1	C18:2
Coconut	0,4	7,3	47,8	18,1	8,9	2,7	6,4	1,6
Palmiste	0,2	3,3	47,8	16,3	8,5	2,4	15,4	2,5
Babassu	-	6	45	17	9	3	13	3
Cohune	-	8	46	16	9	3	10	1
Murumuru	-	1	42	37	5	2	11	1
Licuri	-	10	46	9	8	2	13	2
Tucuma	-	1	49	22	6	2	10	3
Laurical®	-	-	38,8	4,1	2,7	1,6	11	11,2
C. chileno	0,6	13	42,8	7,3	4	2,1	12,5	2,2

Adaptado de Dijkstra (2016).

Os óleos láuricos tendem a ter índices de saponificação altos, 245-266 mg KOH/g, quando comparados aos óleos comuns, 185-195 mg KOH/g, devido aos mesmos serem ricos em ácidos láurico e místico. Esses óleos normalmente têm teor de ácidos graxos livres expressos em % de ácido láurico, o qual possui massa molar de 200.

O baixo teor de ácidos graxos insaturados dos óleos láuricos é refletido por seus baixos índices de iodo. Também retarda a formação de sabores desagradáveis e rançosos. No entanto, a presença de ácidos graxos de cadeia média torna o óleo suscetível à hidrólise, resultando na formação de ácidos graxos livres e um sabor que lembra sabão.

Óleo de licuri é obtido por prensagem a frio das amêndoas cruas ou torradas é usado na produção de sabões, além de ser utilizado para cozinhar devido ao seu perfil sensorial agradável (PEREIRA et al., 2009). O sabor das amêndoas e do óleo de licuri é semelhante ao do coco (*Cocos nucifera*), atingindo alguns tons de sabor e aroma de amêndoas (*Prunus dulcis*) (BELVISO et al., 2013).

Os principais ácidos graxos que compõem o óleo de licuri são: caprílico (11,66%), cáprico (6,88%), láurico (43,01%), místico (14,02%), palmítico (6,55%), esteárico (2,96%), oleico (10,96%) e linoleico (2,11%), sendo possível notar que os ácidos graxos saturados de cadeia média são a maioria dos ácidos graxos presentes (SALLES, 2010; MIRANDA, 2011; BAUER et al., 2013).

O óleo de licuri tem sido muito procurado para a produção de sabões, sabonetes, xampu, hidratantes para pele e outros fitocosméticos, sendo reconhecido, ainda, como de grande potencial para a produção de lubrificantes especiais e de biodiesel. Na culinária, quando extraído pela prensagem a frio, o óleo vem sendo cada vez mais utilizado, principalmente por chefes de cozinha de restaurantes renomados que buscam alimentos da socio biodiversidade para receitas tradicionais e saudáveis (PEREIRA et al., 2009; AROUCHA; AROUCHA, 2013; BELVISO et al., 2013). Apesar dos dados relacionados ao óleo de licuri sugerirem grande potencialidade para ampliar a sua comercialização e consumo, ainda se faz necessário que alguns fatores sejam determinados. A qualidade e estabilidade são os principais fatores que influenciam o seu potencial comercial e aceitação dos consumidores.

3.3.2 Óleo de soja

A soja é a oleaginosa mais produzida no Brasil, dando ao país a posição de segundo maior produtor do mundo, perdendo apenas para os Estados Unidos. Em 2017/2018, a produção foi de 116,996 milhões de toneladas de grãos (EMBRAPA SOJA, 2018). Com relação ao óleo de soja, segundo Pasqua (2018), a Associação Brasileira das Indústrias de Óleos Vegetais (ABIOVE) estimou no início do ano de 2019 que a produção atingirá 8,6 milhões de toneladas.

No Brasil, o consumo de óleo de soja corresponde a 95% do consumo total de óleos vegetais, sendo utilizado, dentre muitas aplicações, no preparo de assados, margarinas, maioneses e, preferencialmente, como base para frituras.

Porém, sua composição em ácidos graxos lhe impõe restrições em relação à sua estabilidade oxidativa. Sua composição, do total de lipídios presentes, é representada por cerca de 85% de ácidos graxos insaturados; e destes, 60% são constituídos pelos ácidos graxos essenciais linoleico e α -linolênico. Os ácidos graxos saturados, tais como palmítico e esteárico, representam aproximadamente 16,6%. Os tocoferóis constituem os componentes minoritários e são de grande importância devido a seu caráter vitamínico e atividade antioxidante (JORGE, 2009).

3.3.3 *Blends* de óleos

Segundo Damodaran, Parkin e Fennema (2010), o método mais simples de alterar a composição de ácidos graxos é formular *blends* com diferentes composições de triacilgliceróis. Ramadan, Mohamed e Wahdan (2012) defendem que o perfil de ácidos graxos dos óleos pode ser melhorado através de *blends*, pois a hidrogenação dos óleos insaturados é apreciavelmente diminuída, eliminando, assim, a possibilidade de formação de substâncias nocivas como as gorduras *trans*.

Para Hassanien e Abdel-Razek (2012), misturas de óleos e gorduras vegetais podem ser uma maneira econômica para a produção de óleos comestíveis sem a necessidade de qualquer tratamento químico e que possuem sabor natural e característicos, bem como valor nutricional. Os autores afirmam, ainda, que a mistura de óleos comestíveis é uma prática industrial comum, o que permite a utilização ótima das características físico-químicas dos componentes de cada óleo individual.

A investigação da melhoria da qualidade de óleos tem sido constantemente estudada. Mariod et al. (2005) estudaram óleos sudaneses com vistas a melhorar a estabilidade do óleo de girassol através do desenvolvimento de *blends*. Anwar et al. (2007) desenvolveram *blends* de óleos de *Moringa oleifera* com óleos de soja e canola e avaliaram sua estabilidade em estocagem à temperatura ambiente. Ardabili et al. (2010) desenvolveram *blends* de óleos de sementes de abóbora com óleo de canola e de óleo de canola com azeite de oliva em diferentes proporções, expondo esses a processo de fritura. Ramadan, Mohamed e Wahdan (2012) estudaram *blends* de óleo de sementes de cominho preto (*Nigella sativa*) e coentro (*Coriandrum sativum*) com óleo de milho em diferentes proporções. E a partir desses estudos foi possível analisar que os *blends* obtidos apresentaram melhorias consideráveis na qualidade nutricional e na estabilidade quando comparados com os óleos puros avaliados.

3.4 Esteróis

Os esteróis são componentes da fração insaponificável dos óleos e gorduras, com importantes funções nutricionais. Os esteróis, que nos vegetais são nomeados de fitoesteróis, se assemelham ao colesterol em função e estrutura. São predominantes nos cereais, leguminosas, como feijão e nozes, nos óleos vegetais e nas sementes em geral, podendo também ser encontrados em fontes não vegetais,

como gema de ovo, fígado de mamíferos e crustáceos (MARANGONI; POLI, 2010). Esses compostos são isolados de óleos vegetais, principalmente dos subprodutos obtidos durante a produção de óleo de soja, sendo utilizados em diversas áreas como a farmacêutica (produção de esteroides), nutricional (alimentos funcionais) e cosmética (FERNANDES; CABRAL, 2007; BRUFAU, CABRAL, RAFECAS, 2008).

Os fitoesteróis são responsáveis pela autenticidade dos óleos vegetais e normalmente estão presentes em baixas concentrações. Sua estrutura básica e suas principais ramificações estão ilustradas na Figura 5.

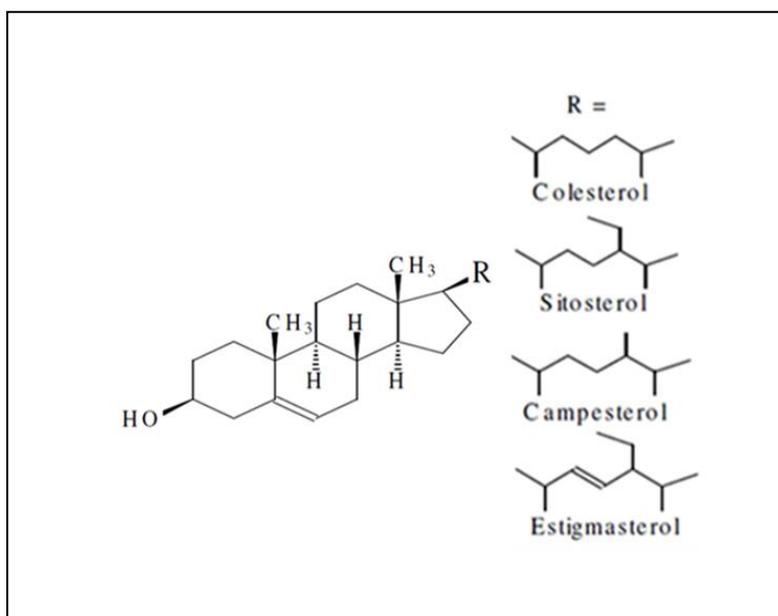


Figura 5 - Estrutura química básica dos fitoesteróis e as diferentes ramificações.

Os fitoesteróis estão relacionados à redução dos níveis de colesterol em humanos, redução do risco de doenças cardiovasculares e propriedades anti-inflamatórias, antibacterianas e anticancerígenas (CHEIKH-ROUHOU et al., 2008).

A presença de uma ou duas ligações duplas na estrutura do esterol torna-o sensível ao efeito da temperatura, luz, íons metálicos, pigmentos e enzimas. São susceptíveis à oxidação e pode gerar vários tipos de hidroxil, epoxi, ceto e derivados de triol, conhecidos como produtos de oxidação de fitoesteróis, especialmente quando sujeito ao calor ou à armazenagem de longa duração. A quantidade de produtos de oxidação de fitoesteróis dependerá da estrutura dos esteróis, teor de água,

composição da matriz lipídica, presença de luz, íons metálicos, pigmentos e algumas enzimas oxidantes (GONZALEZ-LARENA et al., 2011; KMIECIK et al., 2011).

A oxidação dos esteróis consiste em uma sequência de reações em cadeia de radicais livres, que podem ser iniciadas por oxigênio singlete e tripleto, ozônio, hidroperóxidos e radical hidroxila, podendo ocorrer tanto em nível de anel ciclo pentano, quanto em nível de cadeia lateral. O mecanismo de oxidação mais comum para os esteróis é a auto oxidação, sendo o oxigênio tripleto frequentemente envolvido na reação (SÄYNÄJOKI et al., 2003).

O processo pode ser iniciado também com o ataque de um oxigênio singlete, como na fotoxidação, com presença de oxigênio, energia luminosa e foto sensibilizadores. Este oxigênio singlete é altamente reativo e eletrolítico, reagindo rapidamente com a dupla ligação do esterol, num mecanismo endocíclico que resulta na entrada de um átomo de oxigênio em um dos carbonos da dupla ligação. Os produtos primários deste processo são hidroperóxidos, cujos produtos de oxidação secundária apresentam diversos grupos químicos como hidroxil, ceto e epóxi (LAMPI et al., 2002; SÄYNÄJOKI et al., 2003).

Em virtude do aumento do uso de fitoesteróis para o enriquecimento de alimentos, pesquisadores têm investigado a formação de produtos de oxidação em relação à temperatura, esterificação e matriz lipídica na qual estão veiculados (RUDZIŃSKA et al., 2004). O'Callaghan, McCarthy e O'Brien (2014) desenvolveram um artigo de revisão em que foi possível analisar, dentre outros pontos, que os produtos de oxidação de fitoesteróis podem anular a sua ação hipocolesterolêmica e também podem promover alguns efeitos tóxicos sobre os seres humanos e os animais. Botelho (2014) afirma que, embora a gama de oxidação seja geralmente baixa (< 2% do teor original fitoesteróis), ainda não é conhecido o efeito fisiológico da ingestão destes óxidos.

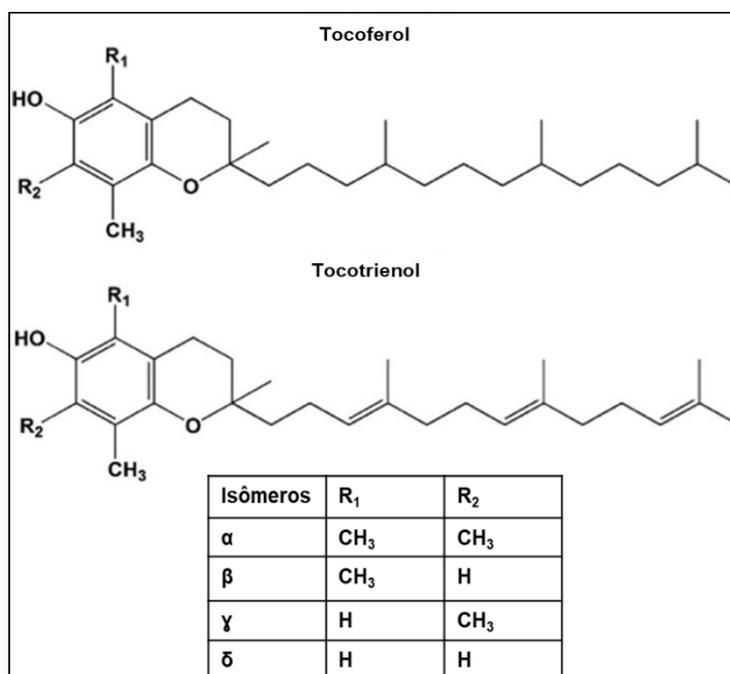
Além da oxidação de fitoesteróis durante o armazenamento de produtos alimentícios, perdas de fitoesteróis também são comuns na utilização de óleos de vegetais em processos de aquecimento, mas a extensão da perda depende de muitos fatores, tais como condições de processamento, tipo de alimentos fritos e presença de antioxidantes e agentes oxidantes (KMIECIK et al., 2015). Sendo assim, é de suma

importância a determinação desses compostos em óleos submetidos à estocagem em temperatura ambiente e aquecimento, a exemplo da fritura.

3.5 Vitamina E

O termo genérico "vitamina E" é utilizado para designar oito diferentes compostos, nomeados α -, β -, γ - e δ - (alfa, beta, gama e delta) tocoferóis (T) e tocotrienóis (T3), suas estruturas podem ser vistas na Figura 6. Os tocoferóis e tocotrienóis são compostos monofenólicos que ocorrem naturalmente na maioria dos vegetais. Os T e os T3 são derivados do anel cromanol e possuem uma cadeia lateral constituída de 16 átomos de carbono. A diferença entre as duas classes de compostos está na presença de três duplas ligações na cadeia carbônica dos tocotrienóis, enquanto que os tocoferóis apresentam cadeia alifática saturada (DUNFORD, 2001). A presença das três duplas confere aos T3 maior atividade antioxidante, uma vez que essas estruturas auxiliam a integração desses componentes com as células, enquanto que o mesmo não ocorre com os isômeros de T (PEH et al., 2015).

Figura 6 - Estrutura química do tocoferol e tocotrienol.



Nos alimentos, os T e T3 possuem a capacidade de doar hidrogênio aos radicais peroxila ($\text{ROO}\cdot$), originados pela oxidação lipídica, formando um hidroperóxido (ROOH) e um radical tocoferoxila ($\text{TO}\cdot$), que possui menor capacidade de propagar a peroxidação lipídica se comparado com o radical peroxila, tendo, dessa forma, ação antioxidante (HASSANIEN, 2012). Entre os compostos da vitamina E, o α -T, na maioria das pesquisas, sempre foi apontado como sendo o mais potente em ação biológica de vitamina E. Sendo assim, os T vieram despertando mais interesse dos pesquisadores e, dessa forma, poucos foram os estudos direcionados para os isômeros de T3 (PEH et al., 2015). Porém, diversas pesquisas têm comprovado ação antioxidante, anti-inflamatórias e quimiopreventivas mais acentuadas dos T3 em relação aos T (WONG, 2012; PEH et al., 2015). Além disso, apresentam ação comprovada com relação à proteção celular (CATALGOL; BATIREL; OZER, 2011; INOUE et al., 2011), ações neuroprotetoras (FRANK et al., 2012), efeitos anti-inflamatórios (KAILEH; SEN, 2010) e também como agentes antiosteoporóticos (WONG et al., 2018).

T e T3 são encontrados em proporções variáveis em plantas, sendo que as fontes principais são óleos vegetais, gérmen de trigo, sementes oleaginosas, vegetais folhosos verde-escuros e alimentos de origem animal, principalmente gema de ovo e fígado. Os isômeros mais abundantes nesses alimentos são o γ - e o α -tocoferol (SRIDHAR; LAKSHMINARAYANA, 1993; PLAYER; KIM; LEE, 2006).

A estabilidade dos tocoferóis e tocotrienóis pode ser influenciada pelo sistema em que estão presentes e, em alimentos, pela composição de ácidos graxos de sua fração lipídica que difere mesmo entre diferentes cultivares da mesma cultura (SHIN et al., 2009), com o tipo de armazenamento e processamento aplicados à matéria-prima. Assim, óleos refinados contêm teor vitamínico reduzido em até 80%, de acordo com as condições empregadas (RUPÉREZ et al., 2001).

Em processos que envolvem altas temperaturas, a exemplo da fritura, à medida que o tempo avança, a vitamina E tende a degradar. Casal et al. (2010) realizaram estudo com diferentes azeites e óleo de girassol e verificaram que o total de vitamina E degradou-se entre 3 e 6 h de fritura. E dentre os isômeros de T e T3, o α -T foi o que se degradou mais rapidamente. Os autores afirmam que embora a vitamina E seja um

componente antioxidante importante dos óleos, parece desempenhar um papel reduzido na resistência à fritura do óleo.

3.6 Ensaio para avaliação da estabilidade oxidativa

A oxidação lipídica é um importante fator para determinar a qualidade nutricional e sensorial dos óleos vegetais. Óleos que são mais susceptíveis à oxidação têm uso limitado para a utilização em indústrias alimentícias e farmacêutica, pois, óleos oxidados podem ter características como cor, textura e aroma, afetados negativamente. Além disso, compostos tóxicos podem ser formados por oxidação adicional (SHAHIDI; ZHONG, 2010). Vários métodos para testar a estabilidade oxidativa dos óleos têm sido desenvolvidos e estudados (NAGHSHINEH et al., 2009).

O intuito de prever a resistência e, conseqüentemente, a vida de prateleira de um óleo ou gordura fez surgir os métodos para determinação da estabilidade oxidativa dos mesmos. Para tanto, a maioria desses métodos utiliza como parâmetro o período de indução que é definido como o tempo para atingir nível de rancidez detectável ou aumento acelerado da taxa de oxidação (ANTONIASSI, 2001).

Além dos testes já mencionados, testes de aquecimento em condições reais foram usados para determinar a estabilidade oxidativa de óleos comestíveis e inferir sobre o seu comportamento em geral. Dentre esses, a submissão ao aquecimento prolongado, a exemplo da fritura, e a submissão a testes de estocagem em estufa têm sido muito utilizados (DOBARGANES; MARQUEZ-RUIZ; VALASCO, 2000; CASAL et al., 2010).

3.6.1 Teste de estocagem em estufa

O teste acelerado em estufa, também conhecido como *Schaal Oven Test*, é realizado com a finalidade de se conhecer a vida de prateleira de um óleo. O óleo é submetido à temperatura de 60 a 65°C, na ausência de alimento, por um determinado período de tempo. Esse teste possibilita conhecer a vida de prateleira do óleo, visto que os resultados obtidos apresentam boa correlação com a avaliação efetuada em condições ambientais de armazenamento (ANTONIASSI, 2001). Estudos relatam que um dia de armazenamento sob as condições do teste acelerado em estufa é

equivalente a um mês de armazenamento em temperatura ambiente (MALCOLMSON et al., 1994).

Durante a estocagem em estufa algumas alterações ocorrem nos óleos analisados e essas mudanças podem ser avaliadas por parâmetros físicos e químicos como: acidez, atividade antioxidante, coeficiente de extinção específica, composição em tocoferóis e tocotrienóis, composição em ácidos graxos, cor, densidade, índice de peróxidos, índice de *p*-anisidina, estabilidade oxidativa, viscosidade, entre outros (CASAL et al., 2010; MALHEIRO et al., 2012).

3.6.2 Fritura

Outro método muito utilizado para avaliar a estabilidade de um óleo é a fritura. A fritura de alimentos é caracterizada pela imersão do alimento em óleo aquecido por período de tempo suficiente para que se obtenha características de cor, textura e sabor desejáveis. A fritura pode ocorrer de forma intermitente ou contínua com ou sem reposição de óleo. A fritura é um dos métodos domésticos mais comuns de preparo de alimentos e, dessa forma, esse processo tem sido utilizado por diversos autores para avaliar a qualidade de óleos em condições reais.

Durante o aquecimento prolongado, a temperaturas de 170-200°C, os óleos podem sofrer degradação termoxidativa dos ácidos graxos o que pode ser percebido pela formação de odor desagradável. A degradação de óleos e gorduras tem sido investigada extensivamente. E esse processo se dá pela ocorrência de reações que podem ser hidrólise, isomerização, oxidação e polimerização (YU; CHO; HWANG, 2018).

As reações de degradação são influenciadas por diferentes fatores, tais como: temperatura de fritura, composição de ácidos graxos dos óleos, presença e concentração de antioxidantes adicionados ou típicos desses óleos, alimento a ser frito, tempo e modo de fritura, e se há ou não reposição do óleo de fritura, além de outros fatores (LI et al., 2017).

Para controle de qualidade dos óleos, um dos métodos mais comumente utilizados é a determinação do conteúdo de compostos polares totais (CPT), que consiste principalmente em polímeros de triglicerídeos (PTG), dímero de triglicerídeos (DTG), monômero de triglicerídeos oxidados (MTGox), diglicerídeos (DG) e ácidos

graxos livres (AGL), que podem ser isolados e quantificados pelo método de cromatografia por exclusão de tamanho de alto desempenho (LI et al., 2019). Além dos compostos polares, outros parâmetros de qualidade podem ser avaliados, assim como os já citados para os óleos submetidos ao ensaio em estufa, a fim de monitorar a qualidade e estabilidade dos óleos.

Além da preocupação com a qualidade do óleo utilizado para fritura, a qualidade dos alimentos fritos tem chamado cada vez mais a atenção dos pesquisadores, os quais investigam as características sensoriais e nutricionais além de uma possível formação de compostos tóxicos a humanos.

Dentre os alimentos fritos, a batata é largamente consumida mundialmente, mas, para se tornar comestível precisa ser cozida, principalmente devido à presença de glicoalcalóides tóxicos (TAJNER-CZOPEK et al., 2012). A fritura é a técnica mais comum de processamento de batatas (PEDRESCHI, 2012), imposta por simplicidade, rapidez e formação de atributos sensoriais únicos (GERTZ, 2014).

As batatas são consideradas excelente fonte de carboidratos, fornecem proteínas de valor biológico relativo, sendo muito baixa em gordura (0,1%). Além de serem ricas em vários micronutrientes, como minerais essenciais, carotenoides, compostos fenólicos e vitamina C (CAMIRE; KUBOW; DPNNELLY, 2009).

No entanto, ao serem submetidas à fritura, além dos nutrientes que já possuem, as batatas podem ser enriquecidas com componentes do óleo. Porém, elas podem reduzir também componentes da sua constituição por meio de lixiviação, degradação; e novos compostos podem ser gerados, os quais podem ser desejáveis, como aromas típicos de fritos e indesejáveis como lipídeos degradados e acrilamida. Informações que corroboram com o resultado do estudo desenvolvido por Santos et al. (2018) ao avaliar o impacto da fritura de batatas nas características nutricionais e sensoriais. Os autores detectaram que as batatas, independentes do tipo de óleo utilizado, tendem a sofrer perdas nutricionais e formarem compostos indesejáveis a exemplo da acrilamida.

Acrilamida não está presente em tubérculos de batata crua, mas pode ser formada a partir de açúcares redutores e asparagina durante o processamento a alta temperatura, devido a ocorrência da reação de Maillard (LINEBACK et al., 2012). Essas reações induzidas pelo calor ocorrem entre o grupo carbonila de açúcares

redutores e o grupo amino da asparagina livre (MOTTRAM et al., 2002; STADLER et al., 2002). Alimentos processados termicamente derivados de ingredientes vegetais ricos em carboidratos, como batatas e cereais, tendem a conter as maiores quantidades de acrilamida devido à presença natural de ambos os precursores envolvidos em sua formação (SOARES; FERNANDES, 2009; LINEBACK et al., 2012).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Material

4.1.1 Amostras - caracterização dos óleos de licuri e coco

Os óleos de licuri foram obtidos durante o ano de 2016 (precisamente de março a dezembro) e foram fornecidos, de acordo com a disponibilidade, por três cooperativas localizadas em cidades diferentes da Bahia: Caldeirão Grande (11°02'15.5"S 40°15'18.9"W), Monte Santo (10°26'45.5"S 39°29'28.6"W) e Capim Grosso (11°22'58.0"S 40°00'27.3"W). As três cidades estão localizadas em regiões de clima semiárido. As amêndoas destinadas à extração do óleo passaram por processo de secagem ao sol ou por secagem em fornos artesanais, cujos parâmetros tempo e temperatura são desconhecidos.

Os óleos de licuri foram codificados como: LIC1, LIC2, LIC3, LIC4, LIC5, LIC6 e LIC7. Os óleos LIC1, LIC2, LIC3 e LIC4 foram procedentes de Caldeirão Grande e foram extraídos de amêndoas colhidas nos meses de março, maio, outubro e dezembro respectivamente. Para todos os casos, as amêndoas passaram por processo de secagem ao sol. Os óleos LIC5 e LIC6 foram obtidos no mês de outubro, ambos de amêndoas que passaram por secagem em fornos artesanais, e vieram das cidades de Caldeirão Grande e Capim Grosso, respectivamente. Já o LIC7 também foi obtido em outubro, porém o mesmo veio de cooperativa localizada em Monte Santo. Os cooperados afirmam que o óleo é destinado para a produção de sabões. Para comparação foram realizadas algumas análises para o óleo de coco comercial, marca Próvida - Produtos Naturais Ltda., o qual foi adquirido no comércio do Porto, Portugal.

4.1.2 Amostras - ensaio de estocagem em estufa

Para o ensaio de estocagem em estufa foram utilizados óleo de licuri, soja e *blends*. O óleo de licuri (L) foi advindo da Cooperativa DL Alimentos, Caldeirão Grande-Ba, no mês de abril de 2016; o de soja (S) foi cedido pela Triângulo Alimentos, Itápolis-SP, no mês de dezembro de 2015. Os *blends* foram formulados com os óleos de licuri e soja nas seguintes proporções (v/v): 75L:25S (B1), 50L:50S (B2), 25L:75S

(B3). Os óleos, totalmente fundidos, foram misturados em balão volumétrico por agitação manual até obtenção de misturas totalmente uniformes.

4.1.3 Amostras - ensaio de fritura convencional

Para o ensaio de fritura foram utilizados o óleo de licuri (L), cedido pela Cooperativa localizada em Caldeirão Grande, no mês de outubro e o óleo de soja (S), fornecido pela Triângulo Alimentos, no mês de julho de 2016. Os dois óleos foram misturados dando origem ao *blend* 25L:75S (B), seguindo o mesmo procedimento de mistura usado para os *blends* do ensaio em estufa.

As batatas (*Solanum tuberosum* L., variedade Fontane), foram compradas no comércio local da cidade do Porto-Portugal, em pacotes de 5 kg, todos do mesmo lote. As batatas selecionadas de modo a terem tamanhos similares, foram descascadas, lavadas em água corrente, cortadas com cortador doméstico manual, em formato palito (1 x 1 x 4 cm), deixadas em repouso por 20 s, drenadas por 30 s e pesadas em lotes de 150 g. Os lotes foram preparados a cada ciclo de fritura.

4.2 Ensaio experimentais

4.2.1 Estocagem em estufa

Os *blends* (B1, B2, B3) e os óleos de soja (S) e licuri (L) foram submetidos à estocagem em estufa a $60 \pm 2^\circ\text{C}$ com temperatura monitorada por termômetro, colocados em béqueres com capacidade de 100 mL contendo 60 mL de amostra com relação superfície/volume 0,4/cm (SILVA; JORGE, 2014). O teste acelerado em estufa foi conduzido de modo contínuo. As amostras foram retiradas nos períodos de tempo 0, 3, 6, 9 e 12 dias de aquecimento e colocadas em frascos âmbar, inertizadas com nitrogênio gasoso e acondicionadas à temperatura de -18°C até a realização das análises.

Para avaliação dos óleos e *blends* usou-se as seguintes análises: índice de peróxidos, *p*-anisidina, extinção específica (K_{232} , K_{268}), estabilidade oxidativa, cor, compostos polares totais e composição da fração polar, perfil de ácidos graxos, tocoferóis e tocotrienóis. As análises de índice de peróxidos, estabilidade oxidativa e *p*-anisidina foram realizadas no Laboratório de Óleos e Gorduras da Universidade

Estadual Paulista e as demais foram realizadas nos Laboratórios de Hidrologia e Bromatologia da Faculdade de Farmácia da Universidade do Porto.

4.2.2 Fritura

Foram estudados três sistemas experimentais: óleo de soja (S), óleo de licuri (L), e um *blend* de óleo de soja/licuri numa proporção de 75:25 v/v (B). Foram usadas três fritadeiras domésticas iguais com capacidade de 2 L (Tristar, FR-6929, Soumoulou, França) onde foi depositado 1,5 L de cada óleo. Os óleos foram aquecidos a $170 \pm 1^\circ\text{C}$ durante 8 h por dia. Os lotes de batatas foram fritos durante 5 min, a cada 1 h, completando 8 ciclos por dia. Ao final do primeiro e último dia (8 e 24 h), lotes de batatas de cada óleo foram recolhidos, triturados, imediatamente foram realizadas análises de cor e umidade e posteriormente análises de teor de lipídeos e acrilamida. O processo ocorreu sem reposição de óleo e entre os ciclos de fritura, as fritadeiras foram mantidas a $170 \pm 1^\circ\text{C}$, monitorada por termômetro. Ao final de cada dia, as fritadeiras foram desligadas.

Os compostos polares totais foram utilizados como limitador do processo, e ao atingir 25% para qualquer óleo, os ciclos foram encerrados. As leituras dielétricas (Sensor de óleos, Suíça) foram realizadas antes da primeira fritura e a cada 4 h. Amostras de óleo (15 mL) foram recolhidas a cada 4 h e armazenadas sob refrigeração, em frasco de vidro e posteriormente foram caracterizadas pelas determinações: *p*-anisidina, dienos e trienos conjugados, cor, compostos polares totais e composição da fração polar, perfil de ácidos graxos, tocoferóis e tocotrienóis. O ensaio de fritura bem como as análises realizadas nas batatas e nos óleos foram realizados nos Laboratórios de Hidrologia e Bromatologia da Faculdade de Farmácia da Universidade do Porto.

4.3 Métodos

4.3.1 Determinações analíticas

Índice de refração

Essa medida foi realizada de acordo com o método Cc 7-25 AOCS (2009), utilizando-se refratômetro de Abbé calibrado com água destilada, cujo índice de

refração a 20°C é de 1,333. A leitura foi feita na escala que dá diretamente o índice de refração absoluto a 40°C.

Ponto de fusão

Determinado pelo método do tubo capilar, imerso em água sob agitação e aquecimento, de acordo com o método oficial Cc 1-25 da AOCS (2009), expresso em °C.

Densidade

A densidade relativa de um óleo determina a relação da massa de um volume unitário da amostra a 20°C e da massa de um volume unitário da água a 20°C. Para tal, método oficial Cc 10a-25 da AOCS (2009) foi utilizado. Expresso em g/cm³.

Índice de iodo

Calculado baseado na composição dos ácidos graxos, segundo o método Cd 1c-85 da AOCS (2009), expresso em g I₂/100 g.

Índice de saponificação

Definido pela quantidade em miligramas de hidróxido de potássio necessária para saponificar um grama de óleo ou gordura, calculado segundo o método Cd 3a-94 AOCS (2009), expresso em mg KOH/g.

Matéria insaponificável

Corresponde à quantidade total de substâncias dissolvidas nos óleos e gorduras, que após saponificação com álcalis são insolúveis em solução aquosa, mas solúveis em solventes comuns de gorduras. Estão incluídas na matéria insaponificável substâncias de ocorrência natural, tais como esteróis, tocoferóis e tocotrienóis, pigmentos, e impurezas. Foi determinada de acordo com o método oficial Ca 6b-53 AOCS (2009). Os resultados foram expressos em porcentagem.

Cor

O parâmetro de cor foi mensurado em colorímetro (Minolta CR-400, Konica Minolta Optics, Tokyo, Japão) pelo método CIELAB calibrado com uma placa branca, estimando os valores de a^* (variação de cor do vermelho ao verde), b^* (variação de cor do amarelo ao azul) e L^* (luminosidade). As amostras foram analisadas em copo medidor de 7 mm de altura. Os resultados foram obtidos em triplicata para cada uma das amostras.

Ácidos graxos livres

Os ácidos graxos livres, expressos em porcentagem de ácido láurico, foram determinados por titulação de uma solução amostra exata, dissolvida em etanol:éter (1:1, v/v), com solução de hidróxido de sódio 0,1 M, usando fenolftaleína como indicador. A análise foi realizada segundo método da Ca 5 a-40 da AOCS (2009).

Índice de peróxidos

Foi determinado segundo o método Cd 8-53 da AOCS (2009). Em um Erlenmeyer de 250 mL, foram pesados 5 g de amostra e adicionados 25 mL da solução ácido acético e iso-octano (3:2, v/v). Após agitação, 1 mL de solução saturada de iodeto de potássio foi adicionado e em seguida a mistura foi mantida no escuro por um minuto. Após repouso, água destilada foi adicionada à mistura usando solução aquosa de amido como indiciador. Sequencialmente a mistura foi titulada com tiosulfato de sódio 0,01 M. Os resultados foram expressos em miliequivalente de oxigênio por quilograma (meq/kg).

Índice de p-anisidina

Os aldeídos insaturados, produtos de oxidação secundária, foram estimados pelo valor de anisidina (IA), conforme método Cd 18-90 da AOCS (2009). Esta medição baseia-se no aumento da absorbância/g de óleo, medido a 350 nm (espectrofotômetro UV 160A, Shimadzu, Japão), de uma solução de óleo em iso-octano, antes e depois da reação com o reagente *p*-anisidina no escuro.

Valor total de oxidação - Totox

A estimativa da deterioração oxidativa dos óleos analisados foi avaliada a partir da determinação do valor total de oxidação - totox, calculado segundo a fórmula a seguir:

$$Totox = 2 \times IP + IA \quad \text{Equação (1)}$$

Onde: IP = índice de peróxidos e IA = índice de *p*-anisidina.

Coefficiente de extinção específica

Os coeficientes de extinção, K_{232} e K_{268} , foram determinados de acordo com método Ch 5-91 da AOCS (2009). Para tal, pesou-se 0,05 a 0,25 g de cada óleo e estes foram diluídos em iso-octano (2,2,4-trimetilpentano). O volume foi completado conforme a necessidade até obtenção de diluições, cuja leitura atingisse valores de absorvância entre 0,2 e 0,8. A leitura foi realizada utilizando espectrofotômetro UV (UV 160A Shimadzu, Quioto, Japão) nos comprimentos de onda de 232 e 268 nm, respectivamente, para K_{232} e K_{268} , usando iso-octano como branco. Os resultados foram expressos em porcentagem.

Estabilidade oxidativa

A estabilidade oxidativa foi conduzida pelo método proposto pela AOCS Cd 12b-92 (2009), utilizando o Rancimat (Rancimat 982, Metrohm, Suíça) que se baseia na formação de compostos voláteis que são medidos pelo aumento na condutividade elétrica. Neste aparelho, o fluxo de ar passa através do óleo, que é mantido sob aquecimento em temperatura de 110-140°C. Depois, borbulha em água deionizada, arrastando os ácidos carboxílicos voláteis, principalmente o ácido fórmico, gerados do processo de oxidação, que se solubilizam, aumentando a condutividade elétrica da água (ANTONIASSI, 2001). A determinação foi realizada a $120 \pm 1,6^\circ\text{C}$, com fluxo de ar de 20 L/h, utilizando-se 3 g. O período de indução foi expresso em horas.

Compostos polares totais e composição da fração polar

Os compostos polares foram isolados por adsorção utilizando para tal colunas de sílica SPE (sílica, 1 g, Tecnocroma, Espanha). Para análise, 7,53 mg de padrão interno (monoesterina) foram diluídos em 15 mL de tetrahidrofurano (THF), o qual foi

evaporado em evaporador de nitrogênio (SBHCONC/1, Stuart, França). Após, 50 mg de óleo de licuri e *blend* e 30 mg para o óleo de soja foram adicionados de 2 mL de hexano e agitados e quando não havia completa dissolução eram levados ao banho ultrassônico. Para condicionamento das colunas, 20 mL da solução hexano:éter dietílico (87:13) foram eluídos pela coluna em 4 frações de 5 mL. Sequencialmente, a amostra foi adicionada à coluna, tendo sempre cuidado para não secar a coluna. Na sequência, 10 mL de éter dietílico foram passados pela coluna em frações (2 + 4,0+ 4,0) mL e todo o conteúdo foi recolhido em vial, que foi novamente seco e, por fim, ressuscitado com THF. Os compostos polares totais (CPT) foram quantificados por cromatografia de exclusão incluindo polímeros de triglicerídeos (PTG), dímeros de triglicerídeos (DTG), monômero de triglicerídeos oxidados (MTGox), diglicerídeos (DG) e ácidos graxos livres (AGL). Um cromatógrafo líquido de alta performance (Jasco, Japão) foi utilizado, com coluna Phenomenex (Phenogel, 100 Å, 600 x 7,8 mm ID, filme de 5 µm) equipado com detector de índice de refração (Gilson, 132 modelo, Bordeaux, França), THF foi utilizado como fase móvel com um fluxo de 1 mL/min. O volume de injeção foi de 20 µL e o tempo de retenção foi de 20 min. A quantificação dos compostos polares foi realizada de acordo com Jorge, Gonçalves e Dobarganes (1997). Os resultados foram expressos em % para os compostos polares totais e mg/100 g para os demais compostos.

Composição de ácidos graxos

O extrato lipídico foi transesterificado com solução metanólica de hidróxido de potássio (2 M) de acordo com ISO 12966-2:2011 (2011). O perfil de ácidos graxos foi determinado usando cromatógrafo de gás (Chrompack CP 9001, Middelburg, Holanda), com injetor *split-splitless*, detector de ionização de chama e amostrador automático (Chompack CP-9050). Os compostos foram separados em coluna capilar de sílica fundida CP-Sil 88 (50 m x 0,25 mm). As temperaturas do detector e injetor foram 250 e 230°C, respectivamente. A razão de divisão foi de 1:50 e o volume injetado 1 µL. O gás de arraste foi o hélio. A identificação dos picos cromatográficos foi realizada por comparação com uma mistura comercial de ésteres metílicos (supelco-37 FAME MIX), e os resultados foram expressos em porcentagem.

Composição de triacilgliceróis

Os triacilgliceróis (TAGs) dos óleos de licuri foram separados usando cromatografia líquida de alta performance (CLAE), com base no método de Laureles et al. (2002). Uma solução foi preparada com 300-350 mg óleo dissolvido em 10 mL de tetrahidrofurano, 20 µL desta solução foi submetido, a temperatura ambiente, a CLAE (Jasco, Tokyo, Japão) com uma coluna Germini-NX 5 µm, 150 x 4,6 mm (Phenomenex Column) e um detector de índice de refração, usando propionitrilo como fase móvel a uma taxa de fluxo de 1 mL/min. Os números de carbono dos principais picos foram identificados usando o tempo de retenção de padrões saturados de TAG tricaprilina (C24), tricaprina (C30), trilaurina (C36), trimiristina (C42) e tripalmitina(C48). Os resultados foram expressos em porcentagem relativa.

Tocoferóis e tocotrienóis

A separação dos isômeros de tocotrienóis e tocoferóis e a sua quantificação foram realizadas em cromatógrafo líquido, equipado com uma bomba profusora modelo PU-980, uma câmara de mistura HG-980-30 e injetor automático AS2057 Plus. A detecção foi efetuada num detector de fluorescência modelo FP2020 Plus (Jasco, Japão). As amostras foram preparadas de acordo com o método padrão ISO 9936, com pequenas modificações. Resumidamente, preparou-se uma solução diluindo o óleo em n-hexano com adição precisa do padrão interno e homogeneizou-se por agitação. Para a separação de diferentes compostos de vitamina E, 20 µL de amostra foram injetadas. Foi usada uma coluna de sílica de fase normal (Supelcosil™ LC-SI, 7,5 cm x 3 mm x 3 mm) (Supelco, EUA), condicionada a 25°C (ECOM, ECO 2000, República Checa) e eluída com fase móvel de hexano: dioxano (97:3, v/v), a um fluxo de 0,7 mL/min. A Detecção foi programada para excitação em 290 nm e emissão em 330 nm. Os diferentes compostos de vitamina E foram identificados comparando os tempos de retenção com autênticos padrões e quantificados por curvas de calibração individuais, sendo expressos em mg/kg. Para os tocotrienóis foram utilizados como padrão apenas o α-tocotrienol.

Perfil de fitoesteróis

Os esteróis foram determinados com base no Regulamento de Execução (UE) Nº 1348/2013. Inicialmente, separou-se o extrato insaponificável presente na amostra e posteriormente, separou-se os esteróis e diálcoois triterpênicos dos compostos restantes através de cromatografia em camada delgada (CCD) utilizando placa de sílica (Merck). Os esteróis e diálcoois triterpênicos foram derivatizados e, seguidamente, foram analisados por GC-FID (Thermo Finnigan, Milão, Itália) usando coluna Zebron-5HT (15 x 0,25 x 0,10 µm) J & W Scientific, com gradiente de temperatura de 200°C durante 1 min; 20°C/min até 260°C; 10°C/min até 280°C durante 5 min. O hélio (Gasin, Lessa da Palmeira, Portugal) foi utilizado como gás de arraste, com uma vazão de 0,8 mL/min. A injeção foi realizada por injetor automático (Thermo Scientific AI 1310, Itália), usando *split* de 1:100, volume de 0,2 µL e temperatura no injetor igual a 280°C.

A identificação de esteróis e dos diálcoois triterpênicos foi realizada por meio da comparação do tempo de retenção com padrões comerciais e por referências bibliográficas. Os resultados dos esteróis individuais foram relatados em percentagem relativa, enquanto que, os esteróis totais foram representados em mg/kg. Nesta análise, utilizou-se a α -colestanol (0,2%) como padrão interno.

4.3.2 Caracterização físico-química das batatas

Umidade

Foi determinada por secagem por infravermelho a 105°C (Scaltec SMO 01, Alemanha), até obter peso constante, segundo Santos et al. (2018). O resultado foi expresso em g por 100 g de batatas fritas.

Teor de lipídeos

O teor de lipídeos foi realizado por Soxhlet usando éter de petróleo como solvente, de acordo com metodologia da AOAC (2016), cujos resultados foram expressos em percentagem.

Cor

O parâmetro de cor foi mensurado em colorímetro (Konica Minolta modelo CR-400, Japão) pelo método CIELAB, calibrado com uma placa branca, estimando os valores de a^* (variação de cor do vermelho ao verde), b^* (variação de cor do amarelo ao azul) e L^* (luminosidade). Seis palitos de batata foram dispostos e um prato branco descartável e analisados em ambiente com pouca luz, sendo os resultados obtidos em triplicadas.

Acrilamida

A análise seguiu o método descrito por Molina-Garcia et al. (2015). A acrilamida foi extraída de amostras de batatas por um procedimento de extração líquida com água e 1,2-dicloroetano, à temperatura ambiente, realizada por duas vezes e retirados os sobrenadantes, os quais foram combinados e adicionados a 6 mL de solução de dietilenoglicol. Posteriormente, o extrato foi concentrado em Rotaevaporador (Büchi, RE 111 e 461, Flawil, Suíça) a 80°C, até volume final de 5 mL. O extrato foi congelado a -20°C durante 3 min e imediatamente, centrifugado por 10 min com objetivo de precipitar e descartar sobras de triglicerídeos. A reação de derivatização foi realizada em banho-maria a 40°C, em vidro escuro, durante 50 min. A solução foi levemente alcalinizada para pH 9,0, adicionando 0,7 mL de solução de KOH (2,5 mol/L) e tamponada com 200 mg de NaHCO₃/K₂CO₃ (2:11 p/p). Em seguida, 2 mL de solução aquosa saturada de NaCl (1 g/mL) foram imediatamente adicionados, e a acrilamida foi extraída duas vezes com 1 mL de acetato de etila, sendo a mistura vigorosamente agitada e centrifugada por 5 min. Finalmente, 1 mL da camada orgânica combinada foi transferida para outro frasco, concentrada para 0,5 mL sob uma corrente suave de nitrogênio. A análise ocorreu por CG-EM, Agilent (GC-6890 N, Palo Alto, CA, EUA), em modo de monitoramento de íons, o gás de transporte foi o hélio com fluxo constante de 1 mL/min. A identificação do pico foi confirmada pelo tempo de retenção e comparação com os padrões e os resultados expressos em µg/kg.

4.4 Análise estatística

Foram realizadas análises de variância (ANOVA) e teste Tukey para comparação entre médias (ao nível de 5% de probabilidade) para os diferentes tipos

de óleos (LIC1, LIC2, LIC3, LIC4, LIC5, LIC6, LIC7 e coco) utilizando o Software SAS 9.0. As variáveis-resposta estudadas foram: os parâmetros de identidade e qualidade.

Os resultados obtidos do ensaio em estufa foram submetidos a análises de variância e as médias comparadas pelo teste de teste de Tukey a 5% de probabilidade utilizando o programa estatístico Sisvar 5.1. Os resultados obtidos das médias analíticas, em triplicatas, foram submetidos ao delineamento inteiramente casualizado, em esquema fatorial 5 x 5 (óleos x tempos).

As análises estatísticas dos experimentos de fritura foram realizadas utilizando o Software SAS 9.0. A análise de regressão foi realizada para se obter uma predição do comportamento contínuo das variáveis-resposta, em função da variável quantitativa tempo (nos níveis 0, 4, 8, 12, 16, 20 e 24 h), separadamente para cada óleo (licuri, *blend* e soja).

Para a análise das variáveis-resposta IA, K₂₃₂ e K₂₆₈, foram utilizados 14 valores experimentais (7 níveis de tempo com 2 replicatas). Para a análise das variáveis-resposta CPT, PTG, DTG, MTGox, DG e AGL, foram utilizados 28 valores experimentais (7 níveis de tempo com 4 replicatas). O modelo completo testado está expresso na equação:

$$\hat{Y} = \beta_0 + \beta_1 X + \beta_{11} X^2 \quad \text{Equação 2}$$

Onde: Y é a variável resposta; β_0 , β_1 , β_{11} são os parâmetros da equação; X é o tempo.

Para o ajuste desse modelo foram observados o coeficiente de determinação (R^2), a falta de ajuste e a significância dos parâmetros. Quando o ajuste se mostrou não-satisfatório para explicar o fenômeno estudado, avaliou-se o comportamento pontual das variáveis através da análise descritiva dos resultados.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Óleos de licuri

Propriedades físico-químicas

Os Apêndices 1a e 1b apresentam as análises de variância para os dados da caracterização físico-química dos óleos estudados. Como observado, o teste F foi significativo ($p < 0,01$), cujas médias encontram-se na Tabela 3.

O índice de refração de óleos e gorduras está diretamente relacionado com o comprimento da cadeia do ácido graxo e com as insaturações, podendo ser concatenado com o índice de iodo, que permite conhecer o grau de insaturação das moléculas (JORGE, 2009). No presente estudo, os valores de índice de refração foram: máximo 1,451 e mínimo 1,450 e o índice de iodo teve valores pertencentes ao intervalo 14,305 a 17,83 g I₂/100 g. Damodaran, Parkin e Fennema (2010) afirmam que óleos líquidos costumam ter valores de índices de refração entre 1,430 e 1,450 o que condiz com os resultados obtidos nesse trabalho que também é semelhante ao valor determinado pelo *Codex Alimentarius Commission* (2009), para o óleo de coco. Dentre os óleos estudados, Tabela 3, o que apresentou maior índice de iodo foi o LIC4 e todos os óleos tiveram valores superiores aos estabelecidos para o óleo de coco e inferiores ao encontrado por Salles et al. (2010), 18,5 g I₂/100 g, essa diferença pode estar associada ao método de análise e às condições de extração do óleo e condições de armazenamento das amêndoas antes da extração do óleo.

O ponto de fusão depende da estrutura e do tamanho das moléculas do triacilgliceróis puros. Essa medida física é maior em ácidos graxos saturados em relação aos insaturados, em ácidos graxos lineares em relação aos ramificados e maiores para a configuração *trans* em comparação com a *cis* (DAMODARAN; PARKIN; FENNEMA, 2010). Os óleos são uma mistura de ácidos graxos, sendo que o ácido graxo majoritário terá mais influência nas características do ponto de fusão da mistura. Os óleos analisados que têm em sua composição maior percentual de ácidos graxos saturados não apresentaram diferença significativa no ponto de fusão e o valor foi em torno de 21°C.

Tabela 3 - Determinações analíticas dos óleos de licuri comparadas ao óleo de coco.

Determinações	LIC1	LIC2	LIC3	LIC4	LIC5	LIC6	LIC7	Coco*
I. Refração (a 25°C)	1,451 ± 0,00 ^b	1,451 ± 0,00 ^a	1,450 ± 0,00 ^{ab}	1,451 ± 0,00 ^a	1,451 ± 0,00 ^a	1,451 ± 0,00 ^a	1,450 ± 0,00 ^b	1,448 - 1,450
Ponto de fusão (°C)	21,10 ± 0,00 ^a	21,20 ± 0,14 ^a	21,05 ± 0,07 ^a	21,25 ± 0,07 ^a	21,15 ± 0,21 ^a	21,15 ± 0,07 ^a	21,00 ± 0,00 ^a	-
Densidade (g/cm ³ a 25°C)	0,942 ± 0,00 ^a	0,951 ± 0,02 ^a	0,942 ± 0,00 ^a	0,934 ± 0,00 ^a	0,960 ± 0,03 ^a	0,931 ± 0,00 ^a	0,934 ± 0,00 ^a	0,908 - 0,921
I. Iodo (g I ₂ /100 g)	14,54 ± 0,36 ^c	17,50 ± 0,29 ^a	17,25 ± 0,57 ^a	17,83 ± 2,03 ^a	16,56 ± 0,12 ^{ab}	14,95 ± 0,19 ^{bc}	16,74 ± 0,24 ^{ab}	6,3 - 10,6
I. Saponificação (mg KOH/g)	247,88 ± 1,04 ^{ab}	244,87 ± 0,43 ^c	244,81 ± 0,93 ^c	248,67 ± 2,05 ^a	244,84 ± 0,22 ^c	246,28 ± 0,38 ^{bc}	246,05 ± 0,36 ^{bc}	248 - 265
M. Insaponificáveis (%)	2,47 ± 0,00 ^a	2,46 ± 0,00 ^a	2,47 ± 0,01 ^a	2,48 ± 0,02 ^a	≤ 15?????			
Ácidos graxos livres (% láurico)	0,39 ± 0,01 ^b	0,45 ± 0,04 ^b	0,33 ± 0,01 ^b	0,49 ± 0,01 ^b	0,92 ± 0,08 ^a	0,94 ± 0,00 ^a	0,80 ± 0,0 ^a	-
I. Peróxidos (meq/kg)	0,37 ± 0,01 ^b	0,41 ± 0,00 ^b	0,23 ± 0,00 ^c	0,21 ± 0,01 ^c	0,48 ± 0,00 ^a	0,46 ± 0,01 ^a	0,40 ± 0,01 ^b	≤ 15
<i>l. p</i> -Anisidina	0,30 ± 0,00 ^c	0,20 ± 0,00 ^d	0,27 ± 0,00 ^c	0,51 ± 0,01 ^b	0,50 ± 0,01 ^b	1,07 ± 0,04 ^a	0,18 ± 0,0 ^d	-
Totox	1,043 ± 0,00 ^b	1,02 ± 0,01 ^{cd}	0,74 ± 0,00 ^e	0,93 ± 0,03 ^d	1,047 ± 0,00 ^b	1,96 ± 0,02 ^a	0,99 ± 0,03 ^{cd}	
Dienos conjugados	0,12 ± 0,006 ^a	0,11 ± 0,002 ^a	0,11 ± 0,004 ^a	0,11 ± 0,01 ^a	0,11 ± 0,005 ^a	0,12 ± 0,00 ^a	0,11 ± 0,005 ^a	-
Trienos conjugados	0,003 ± 0,00 ^e	0,010 ± 0,00 ^b	0,006 ± 0,00 ^c	0,004 ± 0,00 ^{de}	0,007 ± 0,00 ^c	0,011 ± 0,00 ^a	0,005 ± 0,00 ^d	-
Estabilidade oxidativa (h)	58,50 ± 2,12 ^c	59,70 ± 0,14 ^c	54,35 ± 0,78 ^c	81,65 ± 2,47 ^b	97,50 ± 0,99 ^a	101,85 ± 1,48 ^a	56,30 ± 1,56 ^c	-

Médias ± desvios padrões das análises realizadas em triplicata seguidas de mesmas letras nas linhas não diferem pelo teste Tukey (p > 0,05).

*Codex Alimentarius Commission (2009).

LIC1, LIC2, LIC3, LIC4 - óleos dos meses de março, maio, outubro e dezembro, respectivamente - Caldeirão Grande

LIC5, LIC6 - óleos obtidos de amêndoas secas em fornos artesanais no mês de outubro - Caldeirão Grande e Capim Grosso, respectivamente.

LIC7- óleo obtido no mês de outubro - Monte Santo.

A densidade de um óleo depende da cadeia dos ácidos graxos que o compõe, óleos com maiores teores de ácidos graxos saturados e de cadeias lineares tendem a ter uma maior densidade, pois terão maior facilidade de ocorrência de interações intermoleculares (DAMODARAN, PARKIN e FENNEMA, 2010).

Na Tabela 3, pode-se observar que os valores de densidade encontrados para os óleos de licuri variaram de 0,93 a 0,96 g/cm³, valores semelhantes aos encontrados por Salles et al. (2010) ao analisar óleo de licuri com pretensão de usá-lo na produção de biodiesel, que obteve 0,93 g/cm³.

O índice de saponificação é uma medida de peso molecular de todos ácidos graxos e representa a quantidade em miligramas de hidróxido de potássio requerida para saponificar 1 g de óleo ou gordura (TOSCANO et al., 2012). Os valores de índice de saponificação variaram entre 244,81 e 248,67 mg KOH/g (Tabela 3). Segundo Jorge et al. (2005), os óleos ou gorduras do grupo contendo unidades acila do ácido láurico caracterizam-se também por apresentarem índice de saponificação (IS) superior a 200 (240-250) mg KOH/g, já que os valores destes índices são inversamente proporcionais aos pesos moleculares médios dos seus triacilgliceróis. Os valores obtidos para o índice de saponificação foram condizentes com a constituição em ácidos graxos do óleo de licuri que possui mais de 40% de ácido láurico.

Ponte et al. (2017) em estudo com óleos de babaçu (*Orbinya speciosa*) e coco (*Cocos nucifera*), encontraram valores de índice de saponificação 281,8 e 272,6 mg KOH/g, respectivamente, superiores aos preconizados pelo *Códex Alimentarius* (2009) e também aos valores encontrados nessa pesquisa. Essa diferença pode estar associada ao método utilizado para análise, à composição dos ácidos graxos, dentre outros fatores.

Quanto ao teor de matéria insaponificável, não houve diferença significativa nas porcentagens encontradas, para todos os óleos, cujos teores variaram de 2,47 a 2,48%. Como a matéria insaponificável inclui substâncias naturais como esteróis, tocoferóis, pigmentos e hidrocarbonetos, os óleos podem conter quantidades consideráveis desses compostos.

De acordo com o *Codex Alimentarius Commission* (2009), o limite máximo de matéria insaponificável para o óleo de palma é 1,2%, enquanto para os óleos de coco, girassol, soja e algodão é de 1,5%. Já para os óleos de canola e uva é de 2% e para

o óleo de milho, 2,8%. Sendo assim, independente do perfil do óleo, os valores de matéria insaponificável são diferentes. Dessa forma, não seria ideal comparar o resultado do óleo de licuri com outro óleo, e, na literatura não foram encontrados dados para comparação com o óleo de licuri.

Quanto aos ácidos graxos livres, os óleos LIC1, LIC2, LIC3, LIC4 não apresentaram diferença estatística ($p > 0,05$) e tiveram valores inferiores aos encontrados para LIC5, LIC6 e LIC7. Essa diferença pode ter sido causada porque as amêndoas de LIC5 e LIC6 foram torradas antes da extração; desta forma, pode ter ocorrido a decomposição dos glicerídeos por hidrólise, liberando ácidos graxos livres. Já o óleo LIC7, por ser destinado à saboaria, pode não ter tido controle de qualidade durante e processamento e armazenamento. Além disso, as amêndoas podem ter sofrido injúrias por exposição à luz, oxigênio, dentre outros fatores que podem ter acelerado a formação dos ácidos graxos livres.

Dentre os óleos estudados, LIC5 e LIC6 foram os que apresentaram maiores valores de ácidos graxos livres, 0,92 e 0,94% de ácido láurico, respectivamente. Esses valores ao serem convertidos em % de ácido oleico resultam em 1,25 e 1,32, respectivamente, e, mesmo sendo valores mais altos com relação aos demais óleos analisados, ainda se encontram dentro do permitido pelo *Codex Alimentarius Commission* que admite o máximo de 5% em ácido oleico para óleos ou gorduras de coco brutos. Salles et al. (2010) encontraram valor de ácidos graxos de 1,4% em ácido oleico, porém, o óleo foi extraído com solvente a quente. Srivastava e Semwal (2015) usaram óleo de coco virgem em processo de fritura e, no tempo inicial, esse apresentou 0,11% de ácido láurico. Machado, Chaves e Antoniassi (2006) encontraram valor de ácidos graxos livres para o óleo de babaçu, 0,09% de ácido láurico.

O índice de peróxidos está relacionado com a formação de compostos primários de oxidação. Os óleos estudados apresentaram valores de peróxidos dentro do intervalo de 0,21 a 0,48 meq/kg, abaixo do limite adotado pelo *Codex Alimentarius Commission* (2009), que estabelece até 15 meq/kg para óleos brutos, assim como para o óleo de coco. Srivastava e Semwal (2015) encontraram valor de peróxidos de 3,25 meq/kg para óleo de coco, superior aos encontrados para o óleo de licuri. Porém, de acordo com Demodaran (2010), um nível baixo de peróxidos não indica garantia de estabilidade oxidativa, uma vez que estes compostos são voláteis e ao longo do

processo oxidativo podem ser decompostos a produtos que não seriam quantificados como peróxidos.

Os produtos da oxidação secundária como aldeídos insaturados, principalmente 2-alquenais e 2,4-alcadienos, foram quantificados como índice de *p*-anisidina. O óleo de licuri mostra uma baixa formação desses compostos (0,21-1,07) indicando que os óleos apresentam boa estabilidade oxidativa. A legislação não estabelece limite para o valor de *p*-anisidina. Porém, em conjunto com o índice de peróxidos, pode ser calculado o valor total de oxidação ou Totox, que não deve ser superior a 10, limite acima do qual os óleos possuem baixa estabilidade. Assim, quanto menor o valor de Totox, melhor a qualidade do óleo analisado (SILVA, 2015). Dentre os óleos estudados, os valores totox foram baixos, indicando que os óleos estudados possuem boa estabilidade.

Os coeficientes específicos de extinção são também índices relacionados com os produtos da oxidação, e complementam os resultados obtidos para o índice de peróxidos, indicando a formação de compostos primários (K_{232}) e a presença de compostos carboxílicos e secundários de oxidação (K_{268}), respectivamente (MALHEIRO et al., 2012). Os óleos tiveram baixos valores para os coeficientes de extinção específica. Embora não existam valores máximos de K_{232} e K_{268} para óleos brutos, Casal et al. (2010) afirmam que para azeites extra virgens, os valores são 2,5 e 0,2, respectivamente, o que indica que os óleos estudados apresentam boa qualidade, uma vez que os valores máximos foram 0,12 e 0,01 para K_{232} e K_{268} , respectivamente.

A estabilidade do óleo de licuri bruto variou de 54,35 a 101,85 h, enquanto que para o óleo de coco não existe valor pré-estabelecido. Por se tratar de índice de qualidade, os valores variaram independente da localidade, da época do ano. O óleo de licuri tem em sua composição majoritariamente ácidos graxos saturados, o que pode justificar a alta estabilidade oxidativa. Porém, as diferenças encontradas entre os óleos podem ser associadas ao tipo de tratamento e armazenamento das amêndoas antes do processo de extração.

Análise da cor

As análises de variância para a cor dos óleos estão apresentadas no Apêndice 1c. O teste F foi significativo ($p < 0,01$) para os parâmetros L^* , a^* e b^* , cujos resultados estão na Tabela 4.

Tabela 4 - Cor para óleos de licuri e coco.

Óleos	L^*	a^*	b^*
LIC1	45,90 ± 0,21 ^c	-1,09 ± 0,04 ^c	4,19 ± 0,04 ^e
LIC2	46,19 ± 0,06 ^c	-1,87 ± 0,02 ^e	7,14 ± 0,01 ^b
LIC3	43,01 ± 0,42 ^d	-1,12 ± 0,02 ^c	5,45 ± 0,08 ^d
LIC4	50,49 ± 0,06 ^b	-0,45 ± 0,03 ^b	2,09 ± 0,05 ^f
LIC5	41,55 ± 0,18 ^e	-1,10 ± 0,02 ^c	7,26 ± 0,07 ^b
LIC6	39,82 ± 0,33 ^f	-1,04 ± 0,07 ^c	12,45 ± 0,48 ^a
LIC7	40,71 ± 0,16 ^{ef}	-1,57 ± 0,01 ^d	6,50 ± 0,04 ^c
Coco	52,95 ± 0,04 ^a	-0,06 ± 0,01 ^a	0,69 ± 0,01 ^g

Médias ± desvios padrões das análises realizadas em triplicata seguidas de mesmas letras nas colunas não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$).

A cor é um dos atributos importantes na qualidade de óleos e pode influenciar diretamente a aceitabilidade do consumidor. Além disso, é usada como parâmetro para estimar a presença de compostos com propriedades bioativas em óleos brutos e também para estudar as alterações bioquímicas através das variações de coloração (LEDBETTER; PALMQUIST, 2006; YAN et al., 2012). A determinação de cores é um padrão internacional para medidas de cor, adotada por *Commission Internationale de L'Eclairage* - CIE (1976). A escala de cores CIElab pode ser organizada na forma de esfera, onde as diferenças entre pontos marcados no espaço de cor correspondem a diferenças visuais entre as cores traçadas. O eixo L^* é executado de cima para baixo, sendo o valor máximo igual a 100, ou seja, uma perfeita difusão, reflexão de luz (branco). O valor mínimo para L^* é igual a zero, o que representa a cor preta. As cromáticas a^* e b^* são eixos que não possuem limites numéricos específicos, ou seja, valores positivos de a^* indicam coloração vermelho e valores negativos de a^* , cor verde; valores positivos de b^* indicam cor amarelo e negativos de b^* , cor azul.

Os resultados mostram que há a tendência ao escurecimento maior nas amêndoas torradas e maior luminosidade nos óleos obtidos de amêndoas secas ao sol, o parâmetro L^* tem maior valor para o óleo de coco.

A coloração mais escura para os óleos obtidos de amêndoas torradas se deve ao processo de torrefação em que os açúcares redutores e aminoácidos reagem formando melanoidinas, produtos de cor castanha. Essa reação, conhecida como reação de Maillard, tem grande influência nos dados obtidos, principalmente visto pelo parâmetro L* (GÖKMEN; ŞENYUVA, 2006; WALL; GENTRY, 2007).

Todos os óleos avaliados apresentaram tonalidades verdes e amarelas, verificadas pelos valores de a* (negativo) e b* (positivo) e tiveram baixa saturação indicando fraca coloração.

Composição de ácidos graxos

As análises de variância para os dados da composição de ácidos graxos dos óleos estão apresentadas nos Apêndices 1d e 1e. O teste F foi significativo ($p < 0,01$), cujas médias encontram-se na Tabela 5.

Os ácidos graxos são os principais constituintes da fração saponificável dos óleos vegetais e são frequentemente agrupados em classes de acordo com o tipo de ligação da cadeia hidrocarbonada. A composição em ácidos graxos foi avaliada para todos os óleos de licuri e como comparação foi também analisado o óleo de coco.

O ácido láurico (C12:0) é o ácido graxo majoritário nos óleos de licuri, com teores que variam de 42,22 a 44,57%, seguido de mirístico (C14:0) que representa entre 13,17 e 14,76%, e oleico C18:1n9 com valores de 10,93 a 13,14%. Outras frações consideráveis são ácido caprílico (C8:0) com valores de 9,06 a 11,59, o palmítico (C16:0) com teor de 6,60 a 7,14, o lignocérico (C24:0), com cerca de 4%, e o behênico (C22:0), com cerca de 3%.

Os óleos de licuri apresentaram perfis de ácidos graxos semelhantes, porém, como houve diferenças significativas entre os ácidos avaliados, há um indicativo de que a época do ano, a localidade e o tratamento dado às amêndoas podem interferir nas características dos óleos.

Comparando-se o perfil de ácidos graxos dos óleos de licuri ao de coco, essa diferença é ainda mais notada. Tomando como exemplos os ácidos mirístico e oleico, observa-se que o coco teve valor aproximadamente 7% a mais e 6% a menos respectivamente com relação ao óleo de licuri.

Tabela 5 - Composição de ácidos graxos dos óleos de licuri bruto e coco.

Ác. graxos (%)	LIC1	LIC2	LIC3	LIC4	LIC5	LIC6	LIC7	Coco
C6:0	0,42 ± 0,04 ^a	0,35 ± 0,01 ^c	0,35 ± 0,01 ^c	0,53 ± 0,01 ^a	0,35 ± 0,01 ^c	0,38 ± 0,02 ^{bc}	0,40 ± 0,04 ^{bc}	0,56 ± 0,01 ^a
C8:0	10,14 ± 0,68 ^b	9,26 ± 0,43 ^b	9,13 ± 0,5 ^a	11,59 ± 0,58 ^b	9,06 ± 0,22 ^b	9,44 ± 0,54 ^b	10,47 ± 0,53 ^b	7,58 ± 0,08 ^c
C10:0	6,52 ± 0,18 ^{ab}	6,09 ± 0,12 ^c	6,04 ± 0,23 ^c	6,75 ± 0,26 ^a	6,03 ± 0,08 ^c	6,16 ± 0,15 ^{bc}	6,33 ± 0,07 ^{bc}	5,52 ± 0,03 ^d
C12:0	44,57 ± 0,35 ^a	43,37 ± 0,45 ^{ab}	43,48 ± 0,43 ^{ab}	42,57 ± 1,36 ^b	43,47 ± 0,30 ^{ab}	44,22 ± 0,58 ^a	43,24 ± 0,57 ^{ab}	47,93 ± 0,08 ^a
C14:0	14,33 ± 0,22 ^{ab}	14,23 ± 0,25 ^{ab}	14,35 ± 0,27 ^{ab}	13,17 ± 0,36 ^c	14,62 ± 0,12 ^a	14,76 ± 0,34 ^a	13,89 ± 0,24 ^b	20,44 ± 0,06 ^a
C16:0	6,60 ± 0,14 ^{bc}	6,99 ± 0,07 ^{ab}	7,03 ± 0,19 ^{ab}	6,49 ± 0,46 ^c	7,14 ± 0,05 ^a	6,90 ± 0,07 ^{ab}	6,78 ± 0,04 ^{ab}	8,28 ± 0,05 ^a
C18:0	3,56 ± 0,09 ^{bc}	3,07 ± 0,06 ^d	3,31 ± 0,32 ^{cd}	2,96 ± 0,14 ^d	3,66 ± 0,03 ^{ab}	3,92 ± 0,05 ^a	3,31 ± 0,05 ^{cd}	3,52 ± 0,03 ^{bcd}
C18:1n9c	10,93 ± 0,27 ^c	13,14 ± 0,23 ^a	12,89 ± 0,49 ^a	11,42 ± 1,17 ^{bc}	12,26 ± 0,09 ^{ab}	11,08 ± 0,15 ^c	12,70 ± 0,17 ^a	5,174 ± 0,051 ^d
C18:2n6c	2,51 ± 0,06 ^c	3,04 ± 0,05 ^b	3,02 ± 0,07 ^b	3,86 ± 0,44 ^a	2,96 ± 0,03 ^b	2,66 ± 0,03 ^{bc}	2,84 ± 0,04 ^{bc}	2,51 ± 0,06 ^d
Monoinsaturados	11,09 ± 0,28 ^c	13,33 ± 0,22 ^a	13,09 ± 0,49 ^a	11,53 ± 1,19 ^{bc}	12,45 ± 0,10 ^{ab}	11,25 ± 0,15 ^c	12,88 ± 0,18 ^a	5,20 ± 0,13 ^a
Poli-insaturados	2,53 ± 0,06 ^c	3,06 ± 0,05 ^b	3,04 ± 0,07 ^b	4,05 ± 0,51 ^a	2,97 ± 0,02 ^b	2,68 ± 0,03 ^{bc}	2,85 ± 0,04 ^{bc}	0,80 ± 0,01 ^d
Saturados	86,22 ± 0,18 ^b	83,61 ± 0,27 ^c	83,87 ± 0,57 ^c	84,33 ± 1,83 ^c	84,58 ± 0,13 ^{bc}	86,21 ± 0,05 ^b	84,25 ± 0,22 ^c	93,99 ± 0,06 ^a

Médias ± desvios padrões das análises realizadas em triplicata seguidas de mesmas letras, nas linhas não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$).

LIC1, LIC2, LIC3, LIC4 - óleos dos meses de março, maio, outubro e dezembro, respectivamente - Caldeirão Grande

LIC5, LIC6 - óleos obtidos de amêndoas secas em fornos artesanais no mês de outubro - Caldeirão Grande e Capim Grosso, respectivamente.

LIC7- óleo obtido no mês de outubro - Monte Santo.

Outros óleos que apresentaram o ácido láurico como ácido graxo principal foram estudados e os perfis dos ácidos graxos foram semelhantes aos aqui apresentados. Masson, Camilo e Torja (2008) estudaram o óleo do coquito chileno (*Jubai Chilensis*) e obtiveram 42,82% de ácido láurico. Srivastava e Semwal (2015) utilizaram o coco (*Cocos nucifera*) em fritura e este apresentou 50,02% de ácido láurico, valor diferente do encontrado por Eyres et al. (2016), 47%, e Manaf et al. (2007) que obtiveram 49,69%. Manaf et al. (2007) no mesmo estudo para o óleo de coco obtiveram para o óleo de palmiste 45% de ácido láurico.

O baixo teor de ácidos graxos insaturados dos óleos láuricos retarda a formação de compostos que promovem a formação de odor rançosos. Porém, a presença dos ácidos graxos de cadeia média torna o óleo mais suscetível à hidrólise, resultando na formação de ácidos graxos livres e um sabor que remete à sabão (DIJKSTRA, 2016)

O óleo de licuri, como observado é uma fonte rica de ácidos graxos de cadeia média e dessa forma, podem ser adequados para aplicações biomédicas (indústrias cosmética e farmacêutica), como mostrado por Leal et al. (2013); para produção de biodiesel (SALLES et al., 2010; IHA et al., 2014); como um importante antimicrobiano com ação comprovada para *Staphylococcus aureus* (KITAHARA, 2006; LEAL et al., 2013, BESSA et al., 2016) e como potencial uso para alimentos (BAUER et al., 2013).

O óleo de coco é composto, em sua maioria, por ácidos graxos de cadeia média que são rapidamente metabolizados no fígado em energia e não participam na biossíntese e transporte do colesterol (KARUPAIAH; SUNDRAM, 2007). Segundo os autores, o ácido láurico tem menos efeito sobre o colesterol total e lipoproteínas de baixa densidade - LDL e, é uma alternativa mais saudável em relação à manteiga e gorduras vegetais hidrogenadas.

Composição de Triacilgliceróis

O Apêndice 1f apresenta as análises de variância para os triacilgliceróis, dos óleos de licuri e coco. Como observado, o teste F foi significativo ($p < 0,01$) para os óleos estudados, cujos resultados estão apresentados na Tabela 6. Notou-se que para os TAGs de C30, C34, C36, C38 e C46 não houve variação significativa entre os óleos de licuri, sendo observado variação somente entre estes e o óleo de coco. Dessa

forma, a composição de TAGs pode servir como um bom parâmetro de autenticidade do óleo de licuri.

Os valores de TAGs aqui relatados são similares ao encontrados por Laureles et al. (2002) quando estudaram a composição de triacilgliceróis de óleos de diferentes cultivares de coco e híbridos.

Na Figura 7 apresenta-se a distribuição dos números de carbonos do óleo de licuri (a) e coco (b) e, é possível observar que ambos apresentaram 12 espécies de triacilgliceróis (C26 a C48), predominando os de C32 (20,76-21,62%) em todos óleos de licuri analisados, enquanto que para o óleo de coco, o TAG de C36 foi maior (22,55%).

Figura 7- Cromatogramas da composição de triacilgliceróis dos óleos de licuri LIC4 (a) e coco (b). Condições: coluna Germini – N x 5 µm, 150 x 4,6 mm; propionitrilo como fase móvel, fluxo de 1 mL/min; detector de índice de refração.

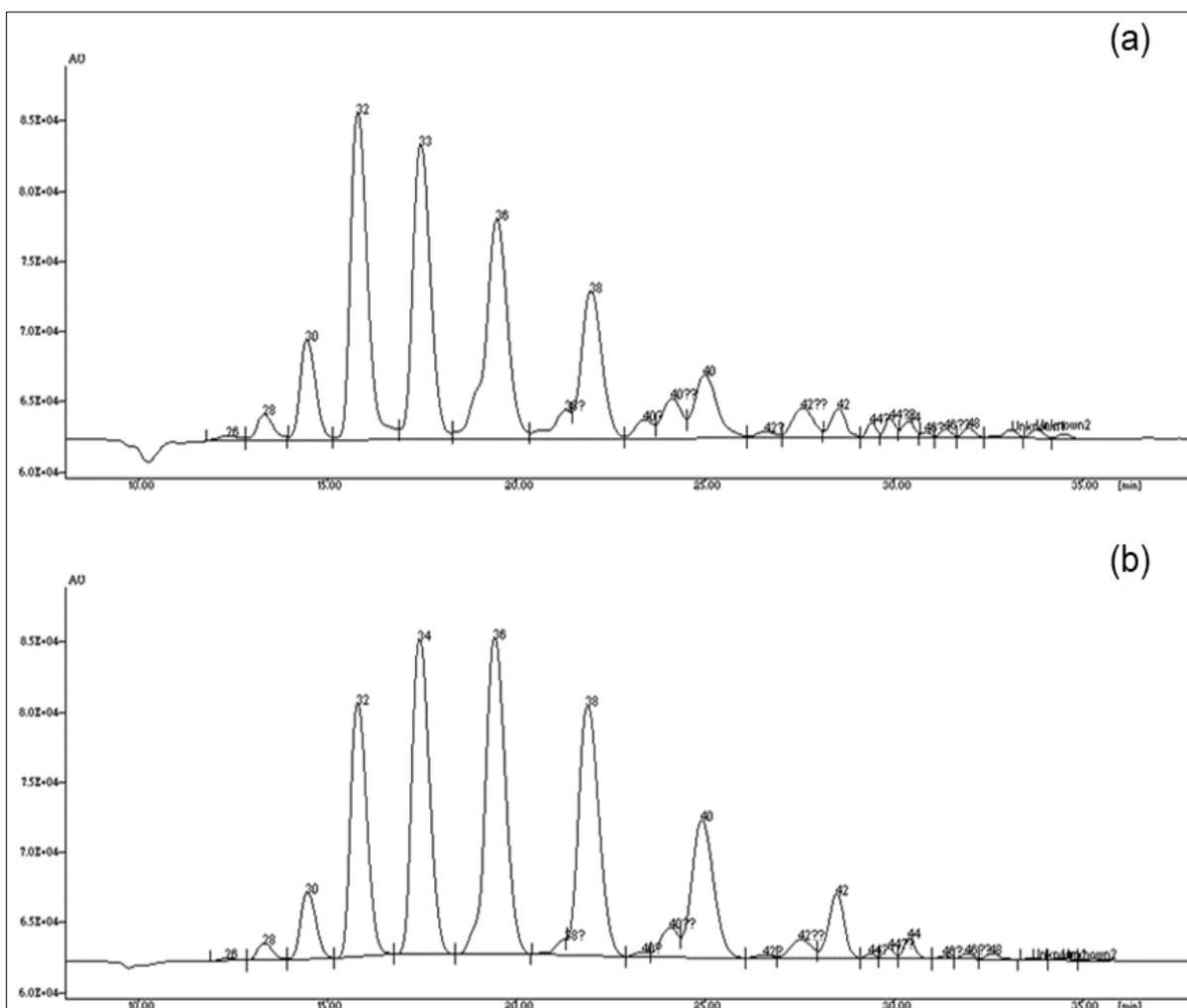


Tabela 6 - Composição de triacilgliceróis dos óleos de licuri e coco.

Nº Carbonos	LIC1	LIC2	LIC3	LIC4	LIC5	LIC6	LIC7	Coco
26	0,33 ± 0,00 ^{ab}	0,27 ± 0,02 ^{ab}	0,33 ± 0,019 ^{ab}	0,34 ± 0,12 ^{ab}	0,43 ± 0,14 ^a	0,19 ± 0,05 ^{ab}	0,27 ± 0,00 ^a	0,16 ± 0,00 ^b
28	2,09 ± 0,14 ^a	1,40 ± 0,031 ^{ab}	1,74 ± 0,42 ^a	1,57 ± 0,17 ^{ab}	1,62 ± 0,09 ^{ab}	1,68 ± 0,08 ^a	1,49 ± 0,02 ^{ab}	0,84 ± 0,02 ^b
30	6,42 ± 0,15 ^a	5,79 ± 0,02 ^a	5,98 ± 0,48 ^a	5,90 ± 0,07 ^a	6,40 ± 0,12 ^a	6,11 ± 0,04 ^a	5,95 ± 0,02 ^a	3,58 ± 0,01 ^b
32	21,12 ± 0,17 ^{abc}	20,76 ± 0,15 ^c	20,86 ± 0,12 ^c	21,18 ± 0,21 ^{abc}	21,62 ± 0,12 ^a	20,97 ± 0,14 ^{bc}	21,39 ± 0,01 ^{ab}	14,44 ± 0,01 ^d
34	19,88 ± 0,08 ^a	19,95 ± 0,00 ^a	19,96 ± 0,41 ^a	19,99 ± 0,26 ^a	20,20 ± 0,08 ^a	20,03 ± 0,23 ^a	20,37 ± 0,05 ^a	19,36 ± 0,02 ^b
36	18,68 ± 0,35 ^b	19,50 ± 0,11 ^b	18,95 ± 0,45 ^b	19,19 ± 0,13 ^b	18,61 ± 0,16 ^b	18,55 ± 0,11 ^b	19,43 ± 0,07 ^b	22,53 ± 0,05 ^a
38	14,04 ± 0,64 ^b	13,79 ± 0,04 ^b	13,68 ± 0,24 ^b	13,83 ± 0,12 ^b	13,46 ± 0,08 ^b	13,82 ± 0,17 ^b	13,56 ± 0,08 ^b	18,87 ± 0,05 ^a
40	9,44 ± 0,039 ^{cd}	10,11 ± 0,065 ^b	9,29 ± 0,26 ^{cd}	9,74 ± 0,16 ^{bc}	9,15 ± 0,08 ^d	9,66 ± 0,09 ^{bcd}	9,57 ± 0,11 ^{bcd}	12,96 ± 0,00 ^a
42	4,65 ± 0,33 ^{ab}	4,37 ± 0,10 ^{bc}	4,96 ± 0,18 ^{ab}	4,31 ± 0,09 ^c	4,89 ± 0,21 ^{abc}	5,03 ± 0,19 ^{ab}	4,24 ± 0,04 ^c	5,14 ± 0,04 ^a
44	1,55 ± 0,17 ^{ab}	2,01 ± 0,04 ^a	1,90 ± 0,23 ^a	1,97 ± 0,10 ^a	1,89 ± 0,07 ^{ab}	2,10 ± 0,18 ^a	1,97 ± 0,01 ^a	1,37 ± 0,01 ^b
46	0,46 ± 0,10 ^a	0,53 ± 0,00 ^a	0,66 ± 0,14 ^a	0,49 ± 0,01 ^a	0,47 ± 0,04 ^a	0,48 ± 0,16 ^a	0,48 ± 0,02 ^a	0,31 ± 0,04 ^b
48	0,31 ± 0,04 ^{ab}	0,40 ± 0,01 ^{ab}	0,41 ± 0,09 ^{ab}	0,40 ± 0,00 ^{ab}	0,45 ± 0,08 ^a	0,38 ± 0,01 ^{ab}	0,38 ± 0,01 ^{ab}	0,23 ± 0,03 ^b
Outros	0,83 ± 0,02 ^a	1,07 ± 0,05 ^a	1,11 ± 0,28 ^a	1,06 ± 0,02 ^a	0,77 ± 0,25 ^a	0,96 ± 0,12 ^a	0,86 ± 0,03 ^a	0,05 ± 0,00 ^b

Médias ± desvios padrões das análises realizadas em triplicata seguidas de mesmas letras nas linhas não diferem pelo teste de Tukey (p < 0,05).

LIC1, LIC2, LIC3, LIC4 - óleos dos meses de março, maio, outubro e dezembro, respectivamente - Caldeirão Grande

LIC5, LIC6 - óleos obtidos de amêndoas secas em fornos artesanais no mês de outubro - Caldeirão Grande e Capim Grosso, respectivamente.

LIC7- óleo obtido no mês de outubro - Monte Santo.

Tocotrienóis

O Apêndice 1g apresenta as análises de variância dos isômeros de tocotrienóis (T3) dos óleos de licuri e coco. Como observado, o teste F foi significativo ($p < 0,01$) para os óleos estudados. Na Tabela 7 estão apresentados os isômeros de tocotrienóis e as concentrações de tocotrienóis totais dos óleos de licuri e coco que variaram de 31,7 mg/kg para o óleo de coco até 100,32 mg/kg para LIC4.

Tabela 7 - Composição de tocotrienóis para óleos de licuri e coco.

Óleos	Totais (mg/kg)	Isômeros de tocotrienóis (%)			
		α -T3	β -T3	γ -T3	δ -T3
LIC1	52,05 \pm 0,96 ^c	64,36 \pm 0,06 ^a	4,16 \pm 0,02 ^c	27,09 \pm 0,04 ^a	7,87 \pm 0,17 ^a
LIC2	56,57 \pm 0,16 ^b	64,94 \pm 0,06 ^a	3,82 \pm 0,03 ^c	27,22 \pm 0,09 ^a	4,38 \pm 0,01 ^c
LIC3	56,13 \pm 0,45 ^b	64,88 \pm 0,06 ^a	3,76 \pm 0,03	27,34 \pm 0,08 ^a	4,01 \pm 0,02 ^c
LIC4	100,32 \pm 0,80 ^a	63,34 \pm 0,60 ^b	7,97 \pm 3,18 ^b	21,82 \pm 4,67 ^b	4,01 \pm 0,05 ^c
LIC5	51,93 \pm 0,92 ^c	62,86 \pm 0,09 ^{bc}	4,33 \pm 0,05 ^c	28,45 \pm 0,05 ^a	6,88 \pm 1,14 ^b
LIC6	47,75 \pm 0,57 ^d	61,19 \pm 0,18 ^d	4,75 \pm 0,05 ^c	29,34 \pm 0,10 ^a	4,35 \pm 0,01 ^c
LIC7	52,07 \pm 2,97 ^c	62,47 \pm 0,12 ^c	4,73 \pm 0,12 ^c	27,90 \pm 0,06 ^a	4,71 \pm 0,05 ^c
Coco	31,70 \pm 0,60 ^e	63,47 \pm 0,47 ^b	10,75 \pm 0,07 ^a	17,91 \pm 0,25 ^c	4,88 \pm 0,06 ^c

Médias \pm desvios padrões das análises realizadas em triplicata seguidas de mesmas letras nas colunas não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

LIC1, LIC2, LIC3, LIC4 - óleos dos meses de março, maio, outubro e dezembro, respectivamente - Caldeirão Grande

LIC5, LIC6 - óleos obtidos de amêndoas secas em fornos artesanais no mês de outubro - Caldeirão Grande e Capim Grosso, respectivamente.

LIC7- óleo obtido no mês de outubro - Monte Santo.

O α -T3 foi predominante para todos os óleos analisados com valores que vão do 61,19 a 64,94%. Segundo o *Codex Alimentarius Commission* (2009), o óleo de coco também tem o α -tocotrienol como isômero predominante (nd-44 mg/kg). O γ -T3 apresentou quantidades relevantes para todos os óleos estudados, nos óleos de licuri (21,83-29,34%), e para o óleo de coco este valor foi de 17,91%.

Segundo Qureshi et al. (2000), tocotrienóis são encontrados em cereais e vegetais, como óleos de palma, farelo de arroz, coco, gérmen de cevada, gérmen de trigo e urucum. Óleos de palma e farelo de arroz contêm quantidades particularmente altas de tocotrienóis, 940 e 465 mg/kg, respectivamente (AGGARWAL et al., 2010). Outras fontes de tocotrienóis incluem óleos de aveia, avelãs, milho, azeite, baga de espinheiro, centeio, sementes de uva, linho, papoula e girassol (KANNAPPAN et al., 2012).

Os T3 têm excelentes propriedades antioxidantes e são capazes de prevenir o processo de peroxidação lipídica autocatalítica (SERBINOVA; PACKER, 1994). Segundo Sen, Khanna e Roy (2007), os isômeros de T3 possuem poderosas propriedades hipocolesterolêmicas, anticancerígenas e neuroprotetoras, que, muitas vezes não são exibidas pelos tocoferóis. Afirmam, ainda, que os tocotrienóis são capazes de inibir a biossíntese de colesterol, além de possuírem importante ação antioxidante.

Perfil de Fitoesteróis

As análises de variância da composição de fitoesteróis dos óleos de licuri e coco estão apresentadas no Apêndice 1h. Como observado, o teste F foi significativo ($p < 0,01$). Os resultados médios dos esteróis estão apresentados na Tabela 8. Os valores de esteróis totais variaram de 756,31 mg/kg para LIC1 até 912,32 mg/kg para LIC4; o óleo de coco foi o que obteve menor valor 708,56 mg/kg (70,85 mg/100 g). Ngampeerapong, Chavasit e Durst (2018) determinaram o perfil de fitoesteróis do leite de coco, óleo de coco centrifugado e óleo de coco fermentado e, para esses dois últimos, os totais de fitoesteróis foram superiores (89,89 e 95,12) mg/100 g aos encontrados neste estudo, esses valores podem ser justificados devido ao processo de obtenção e forma de conservação do óleo entre outros fatores.

De acordo com o *Codex Alimentarius Commission* (2009), o valor médio de β -sitosterol em óleos vegetais é de 60%. Neste trabalho, o β -sitosterol tem prevalência confirmada (62,25-63,85%), seguida pelo campesterol (14,32-15,33%), Δ 5-avenasterol (11,15-12,12%) e estigmasterol (5,58-6,95%), com pequenas quantidades de outros esteróis. Os principais esteróis presentes nos óleos de licuri também foram observados para o óleo de coco, porém, as quantidades foram diferentes apresentando 70,4; 7,44; 29,36 e 21,33% para β -sitosterol, campesterol, Δ 5-avenasterol e estigmasterol, respectivamente, e, neste caso, também apresenta o β -sitosterol como predominante entre os esteróis na fração insaponificável.

Tabela 8 - Fitoesteróis dos óleos de licuri e coco.

Esteróis (%)	LIC1	LIC2	LIC3	LIC4	LIC5	LIC6	LIC7	Coco
Colesterol	1,06 ± 0,02 ^{bc}	0,88 ± 0,06 ^{de}	0,86 ± 0,02 ^e	0,64 ± 0,02 ^f	1,17 ± 0,05 ^b	1,60 ± 0,00 ^a	0,98 ± 0,06 ^{cd}	0,00 ± 0,00 ^{cd}
Brassicasterol	0,13 ± 0,01 ^{cd}	0,10 ± 0,01 ^{cd}	0,12 ± 0,02 ^{cd}	0,49 ± 0,03 ^a	0,06 ± 0,03 ^d	0,15 ± 0,02 ^c	0,25 ± 0,06 ^b	0,00 ± 0,00 ^e
Campesterol	15,06 ± 0,02 ^c	15,13 ± 0,06 ^{bc}	15,03 ± 0,02 ^c	14,32 ± 0,13 ^d	15,06 ± 0,02 ^c	15,33 ± 0,04 ^b	16,02 ± 0,11 ^a	7,44 ± 0,07 ^e
Estigmasterol	6,86 ± 0,04 ^{bc}	5,78 ± 0,02 ^e	5,58 ± 0,08 ^e	6,64 ± 0,15 ^c	6,33 ± 0,07 ^d	6,95 ± 0,02 ^b	6,85 ± 0,10 ^{bc}	21,33 ± 0,15 ^a
7-Campesterol	1,02 ± 0,003 ^a	0,52 ± 0,009 ^e	0,62 ± 0,002 ^d	0,23 ± 0,02 ^f	0,75 ± 0,01 ^b	0,98 ± 0,00 ^a	0,67 ± 0,02 ^b	0,17 ± 0,06 ^e
Clerosterol	0,75 ± 0,02 ^{bc}	0,70 ± 0,02 ^c	0,74 ± 0,08 ^{bc}	0,93 ± 0,08 ^a	0,75 ± 0,01 ^{bc}	0,69 ± 0,02 ^c	0,69 ± 0,06 ^c	0,90 ± 0,10 ^{ab}
β-Sitosterol	62,29 ± 0,08 ^b	63,851 ± 0,15 ^a	63,59 ± 0,12 ^a	63,79 ± 0,31 ^a	62,41 ± 0,06 ^b	61,69 ± 0,11 ^c	62,25 ± 0,06 ^b	70,40 ± 0,10 ^e
Δ5-Avenasterol	11,42 ± 0,06 ^c	11,29 ± 0,03 ^{cd}	12,12 ± 0,03 ^b	11,49 ± 0,16 ^c	12,07 ± 0,09 ^b	11,15 ± 0,09 ^{de}	10,92 ± 0,03 ^e	29,36 ± 0,15 ^a
5,24-Estigmastadienol	0,87 ± 0,02 ^c	1,25 ± 0,03 ^a	0,81 ± 0,05 ^c	1,05 ± 0,10 ^b	0,81 ± 0,04 ^c	0,90 ± 0,01 ^c	0,94 ± 0,03 ^{bc}	0,63 ± 0,06 ^d
Δ7-Estigmastenol	0,53 ± 0,02 ^{bc}	0,48 ± 0,01 ^{cd}	0,52 ± 0,01 ^{bc}	0,39 ± 0,02 ^d	0,58 ± 0,01 ^{ab}	0,53 ± 0,02 ^{bc}	0,43 ± 0,04 ^d	0,67 ± 0,06 ^a
Totais (mg/kg)	756,31 ± 1,49 ^d	903,19 ± 3,87 ^a	811,19 ± 4,96 ^c	912,32 ± 1,43 ^a	775,79 ± 0,67 ^d	767,32 ± 3,61 ^d	868,93 ± 3,25 ^b	708,56 ± 2,46 ^e

Médias ± desvios padrões seguidas de mesmas letras nas linhas não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$).

LIC1, LIC2, LIC3, LIC4 - óleos dos meses de março, maio, outubro e dezembro, respectivamente - Caldeirão Grande

LIC5, LIC6 - óleos obtidos de amêndoas secas em fornos artesanais no mês de outubro - Caldeirão Grande e Capim Grosso, respectivamente.

LIC7- óleo obtido no mês de outubro - Monte Santo.

5.2 Teste acelerado em estufa

O Apêndice 2a apresenta as análises de variância para as determinações de peróxidos, *p*-anisidina, dienos e trienos conjugados e estabilidade oxidativa. Observa-se que teste F foi significativo ($p < 0,01$) para os efeitos principais e para a interação óleo x tempo de estocagem, exceto para o K_{268} . Dessa forma, procedeu-se ao desdobramento da interação, cujos resultados encontram-se na Tabela 9.

Índice de peróxidos (IP) é o ensaio comumente usado para a medição do estado oxidativo em óleos e gorduras. O hidroperóxido é o produto primário de oxidação lipídica; portanto, determinação de IP pode ser usado como índice oxidativo durante o estágio inicial da oxidação lipídica (RAMADAN; MOERSEL, 2004).

Com relação ao tipo de óleo, o L apresentou o menor índice independente do tempo, seguido por B1, B2, B3 e S; exceto no tempo 0, onde o teor de peróxidos de B1, B2, B3 e soja não diferiram significativamente.

O tempo de estocagem aumentou significativamente o teor de peróxidos nos óleos analisados, exceto em L, onde houve aumento significativo apenas no em 12 dias e B1 a partir do 9º dia não sofreu aumento significativo. Embora o óleo de licuri tenha sofrido aumento significativo aos 12 dias, o índice de peróxidos está dentro do limite estabelecido pelo *Codex Alimentarium Commission* (2009), os quais que estipulam 15 meq/kg. Esses índices de peróxidos, mantidos até o final do período de estocagem podem estar associados às características do óleo, como à composição de ácidos graxos ou, ainda, à presença de compostos bioativos, entre outros fatores.

Os *blends* B1, B2 e B3 embora tenham variado significativamente nos índices de peróxidos, a partir do 3º dia de estocagem, mantiveram esses valores menores que o óleo de soja puro apresentando reduções de 77,60; 39,22 e 21,36%, respectivamente. Esses percentuais observados sugerem que o óleo de licuri pode ter contribuído para melhorar a estabilidade do óleo de soja.

Tabela 9 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre as características físico-químicas.

Determinações/Óleos	Tempos (dias)				
	0	3	6	9	12
Peróxidos (meq/kg)					
L	1,78 ± 0,22 ^{bB}	3,07 ± 0,02 ^{bE}	3,25 ± 0,01 ^{bE}	3,56 ± 0,02 ^{bE}	6,80 ± 0,39 ^{aE}
B1	6,44 ± 0,03 ^{dA}	14,05 ± 0,42 ^{cD}	23,78 ± 0,17 ^{dBD}	30,03 ± 0,94 ^{aD}	32,47 ± 0,23 ^{aD}
B2	6,440 ± 0,06 ^{eA}	23,55 ± 1,31 ^{dC}	34,20 ± 2,22 ^{cC}	48,95 ± 0,0 ^{bC}	88,11 ± 0,0 ^{aC}
B3	6,81 ± 0,44 ^{aA}	47,24 ± 2,41 ^{bB}	64,83 ± 0,00 ^{cB}	81,180 ± 0,57 ^{dB}	114,22 ± 0,0 ^{eB}
S	6,69 ± 0,23 ^{eA}	56,29 ± 1,15 ^{dA}	89,59 ± 0,19 ^{cA}	115,035 ± 1,15 ^{bA}	144,97 ± 1,96 ^{aA}
p-Anisidina					
L	1,89 ± 0,09 ^{aD}	1,90 ± 0,06 ^{aE}	2,10 ± 0,00 ^{aD}	2,13 ± 0,03 ^{aE}	2,14 ± 0,03 ^{aE}
B1	2,21 ± 0,12 ^{bD}	2,63 ± 0,01 ^{bD}	2,34 ± 0,09 ^{bD}	3,45 ± 0,02 ^{aD}	3,83 ± 0,27 ^{aD}
B2	3,48 ± 0,01 ^{eC}	4,25 ± 0,12 ^{dC}	4,97 ± 0,14 ^{cC}	6,40 ± 0,15 ^{bC}	8,33 ± 0,19 ^{aC}
B3	5,28 ± 0,19 ^{dB}	5,97 ± 0,19 ^{dB}	7,27 ± 0,19 ^{cB}	10,94 ± 0,19 ^{bB}	15,39 ± 0,19 ^{aB}
S	7,71 ± 0,19 ^{eA}	8,46 ± 0,19 ^{dA}	10,30 ± 0,19 ^{cA}	14,64 ± 0,19 ^{bA}	18,82 ± 0,19 ^{aA}
Dienos conjugados (%)					
L	0,11 ± 0,09 ^{aE}	0,12 ± 0,06 ^{aE}	0,12 ± 0,00 ^{aD}	0,12 ± 0,03 ^{aE}	0,12 ± 0,03 ^{aE}
B1	0,23 ± 0,12 ^{eD}	0,31 ± 0,01 ^{dD}	0,35 ± 0,09 ^{cC}	0,41 ± 0,02 ^{bD}	0,49 ± 0,01 ^{aD}
B2	0,34 ± 0,12 ^{eC}	0,50 ± 0,14 ^{dC}	0,61 ± 0,19 ^{cB}	0,85 ± 0,15 ^{bC}	1,15 ± 0,19 ^{aC}
B3	0,38 ± 0,13 ^{eB}	0,68 ± 0,07 ^{dB}	1,18 ± 0,56 ^{cA}	1,36 ± 0,42 ^{bB}	1,61 ± 0,35 ^{aB}
S	0,54 ± 0,28 ^{eA}	0,92 ± 0,37 ^{dA}	1,18 ± 0,22 ^{cA}	1,66 ± 0,21 ^{bA}	1,95 ± 0,58 ^{aA}
Estabilidade oxidativa (h)					
L	69,86 ± 0,21 ^{aA}	55,37 ± 0,05 ^{bA}	51,58 ± 1,50 ^{cA}	49,62 ± 0,65 ^{dA}	48,10 ± 0,08 ^{eA}
B1	19,01 ± 0,00 ^{aB}	16,13 ± 0,21 ^{bB}	13,77 ± 0,25 ^{cB}	11,22 ± 0,23 ^{dB}	8,73 ± 0,07 ^{eB}
B2	11,1 ± 0,71 ^{aC}	8,15 ± 0,00 ^{bC}	6,43 ± 0,14 ^{cC}	4,06 ± 0,12 ^{dC}	2,86 ± 0,10 ^{eC}
B3	7,16 ± 0,05 ^{aD}	4,52 ± 0,00 ^{bD}	3,52 ± 0,01 ^{bD}	1,97 ± 0,09 ^{cD}	1,15 ± 0,02 ^{cD}
S	5,95 ± 0,49 ^{eE}	3,46 ± 0,01 ^{bD}	2,79 ± 0,12 ^{bD}	1,27 ± 0,01 ^{cD}	0,99 ± 0,10 ^{cD}

Médias ± desvios padrões seguidas pelas mesmas letras minúsculas nas linhas e maiúsculas nas colunas não diferem significativamente pelo teste Tukey ($p > 0,05$).

L - Licuri Blends: B1 - 75L:25S B2 - 50L:50S B3 - 25L:75S S - Soja

O óleo de soja, já no 3º dia de estocagem apresentou valor elevado (56,295 meq/kg) quando comparado aos limites estabelecidos pelo *Codex Alimentarium Commission* (2009). Coimbra, Del Ré e Jorge (2009), em estudo avaliando a influência do extrato de alho na estabilidade do óleo de soja, observaram comportamento similar ao encontrado nesse estudo, para a amostra controle (óleo de soja isento de antioxidantes), cuja variação do índice de peróxidos entre o tempo inicial e 12 dias de estocagem foi de 1,04-156,33 meq/kg. Kiralan et al. (2016) investigaram a influência da adição de óleo de cominho negro ao óleo de girassol e quando analisado o óleo de girassol puro, após 12 dias de estocagem encontraram 299,2 meq/kg.

A formação de peróxidos nesse óleo pode estar diretamente ligada à composição de ácidos graxos, uma vez que é sabido que o óleo de soja é majoritariamente composto por ácidos graxos insaturados, além do fato de este óleo ser refinado e não ser adicionado de antioxidantes.

O índice de *p*-anisidina confirma a crescente oxidação sofrida pelo óleo e a rápida conversão dos hidroperóxidos em produtos secundários de oxidação, essencialmente aldeídos, estimados por esse índice. Ao analisar o tipo de óleo, o de licuri apresentou os menores índices de *p*-anisidina independente do tempo, seguido dos óleos B1, B2, B3 e S.

Os valores de *p*-anisidina (IA) encontrados para o óleo de licuri quando relacionados com os índices de peróxidos comprovam a qualidade desse óleo, uma vez que o índice de anisidina está associado ao índice de peróxidos. Nesse estudo foi possível observar que os dois índices aumentaram gradualmente com o passar dos dias de estocagem, o que, segundo Borges et al. (2015) sinaliza que não houve uma crescente oxidação do óleo, o que levaria a uma rápida conversão dos hidroperóxidos a produtos secundários de oxidação, essencialmente aldeídos os quais poderiam ser estimados pelo índice de anisidina elevado.

O aumento no tempo de exposição não provocou uma elevação significativa no teor de *p*-anisidina para o óleo de licuri, que não diferiu significativamente nos tempos testados; B1 que teve valores 2,21; 2,63 e 2,34% para os dias 0, 3 e 6, respectivamente, e B3 também não apresentou aumento significativo em 0 e 3 dias, 5,28 e 5,97%, respectivamente.

A absorção em 232 nm para S, B1, B2 e B3, devido à formação de produtos primários de oxidação, mostrou um comportamento semelhante aos IP e IA aumentando gradualmente com o tempo, devido à formação de dienos conjugados, aldeídos, cetonas (compostos de sabor rançoso) e oxidação de outros produtos. A variação da absorvidade a 268 nm, devido à formação de trienos conjugados, cetonas e aldeídos insaturados, apresentaram comportamento diferente ao da absorvidade em 232 nm.

Para K_{268} , a interação óleo x tempo não foi significativa ($p > 0,05$), cujas médias encontram-se na Tabela 10. Para o fator óleo, os trienos diferiram significativamente para todos os óleos estudados e, para o fator tempo observou-se uma similaridade a partir do 3º dia de estocagem.

Tabela 10 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre trienos conjugados.

Fatores		Trienos conjugados
Óleos		
L		0,01 ± 0,00 ^e
B1		0,06 ± 0,00 ^d
B2		0,11 ± 0,01 ^c
B3		0,15 ± 0,01 ^b
S		0,21 ± 0,01 ^a
Tempos (dias)		
0		0,10 ± 0,08 ^c
3		0,10 ± 0,08 ^{ab}
6		0,11 ± 0,08 ^{ab}
9		0,11 ± 0,08 ^a
12		0,11 ± 0,09 ^a

Médias ± desvios padrões seguidas pelas mesmas letras na coluna não diferem significativamente pelo teste Tukey ($p > 0,05$).

L - Licuri Blends: B1 - 75L:25S B2 - 50L:50S B3 - 25L:75S S - Soja

Kiralan et al. (2016) submeteram óleo de girassol à estocagem em estufa por 16 dias e amostras de óleos foram retiradas a cada dois dias; em 12 dias de estocagem o óleo de girassol apresentou valor de dienos conjugados de 49,77%. Para os trienos conjugados verificou-se diferença significativa para os óleos entre os tempos inicial e final da estocagem e o valor encontrado após 12 dias foi de 2,86%, superior aos encontrados para o óleo de soja no presente estudo.

A estabilidade oxidativa global é um parâmetro importante para avaliar a resistência dos óleos sob condições de aquecimento forçado que simula a oxidação em temperatura estável com injeção de ar. O método de Rancimat é comumente usado para essa simulação e para comparar amostras (RODRIGUES et al., 2012).

Quanto ao tipo de óleo, independentemente do tempo de estocagem, o de licuri apresentou maior tempo de indução, portanto, maior estabilidade que os demais, seguido dos óleos B1, B2, B3 e S. Vale salientar que os óleos B3 e S, a partir do 3º dia de estocagem não apresentaram diferença significativa nos tempos de indução, cujos valores foram 4,52 e 3,46 h, respectivamente.

Quanto ao tempo, com o avançar dos dias de estocagem em estufa, a estabilidade foi reduzida para todos os óleos (Tabela 9). No entanto, para o óleo de soja, os valores da estabilidade entre 3 e 6 dias bem como 9 e 12 dias não diferiram significativamente entre si, variando de 3,46 a 2,79 h para no primeiro caso e, 1,27 a 0,99 h, no segundo caso. O mesmo aconteceu com B3, os tempos de indução foram 4,52 e 3,52 h para 3 e 6 dias, e, 1,97 e 1,15 h para 9 e 12 dias, respectivamente.

A estabilidade do óleo de licuri bruto, embora tenha sofrido um decréscimo significativo com o tempo de estocagem, 69,86 h em 0 dias a 48,10 h, em 12 dias, não ocorreu de forma drástica o que pode ser justificado devido a sua composição de ácidos graxos. Para os *blends* e o óleo de soja também foi notado um decréscimo significativo, mais efetivo que para o óleo de licuri. Entretanto, pode-se notar que quanto maior a quantidade de óleo de licuri presente nos *blends*, menos drástico foi esse decréscimo.

Cor

O Apêndice 2b apresenta as análises de variância para a cor, através dos parâmetros L*, a*, b*. Observa-se que teste F foi significativo ($p < 0,01$) para os efeitos principais e interações. Os resultados estão apresentados na Tabela 11.

No tempo inicial, os óleos avaliados apresentaram cores semelhantes. Ao longo do teste acelerado em estufa pode-se verificar que ocorreram pequenas alterações de cor, constatadas por meio dos valores L*, a* e b*, o que era

esperado, uma vez que a estocagem ocorreu em temperatura branda (60°C) e os óleos não possuem pigmentação aparente.

Os valores de L^* , para ambos os óleos, embora com pequenas alterações diminuíram significativamente ($p < 0,05$) com tendência ao escuro. O óleo de licuri para o parâmetro a^* reduziu de -0,61 para -0,27 e b^* de 2,82 para 1,66. Já o de soja seguiu um comportamento oposto: a^* aumentou de -1,85 para -2,54 e b^* de 6,51 para 8,21. Independente das variações, todos os óleos analisados possuíram baixa saturação indicando coloração fraca.

Compostos polares

As análises de variância para compostos polares totais (CPT), dímeros de triglicerídeos (DTG), monômeros de triglicerídeos oxidados (MTGox), diglicerídeos (DG) e ácidos graxos livres (AGL) estão apresentadas no Apêndice 2c. Não foram encontrados polímeros de triglicerídeos (PTG) em nenhum dos óleos, independente do tempo. Como observado, o teste F foi significativo ($p < 0,01$) para os efeitos principais e interação óleo x tempo de estocagem. Dessa forma, procedeu-se ao desdobramento da interação, cujos resultados encontram-se nas Figuras 8, 9 e 10.

A fração polar é constituída por moléculas resultantes de degradação e de decomposição da fração não polar. Como resultado de degradação tem-se os polímeros (dímeros, trímeros e compostos altamente polimerizados), os quais possuem pesos moleculares maiores que os dos triacilgliceróis. Já a decomposição leva à formação de mono e diacilgliceróis, ácidos graxos livres, compostos voláteis e monômeros cíclicos e não-cíclicos, todos com peso molecular menor que os triacilgliceróis (OSAWA et al., 2012). Segundo Lumley (1988), os valores dos compostos polares totais em óleos sem uso devem oscilar entre 0,4 e 6,4%. Todos os óleos analisados no estado inicial estavam com valores superiores. Os óleos de L, B1, B2, B3 e S, apresentaram 2,84; 2,44; 4,64; 5,69, 6,36% de compostos polares, respectivamente.

Tabela 11 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a cor.

Determinações /Óleos	Tempo de estocagem (dias)				
	0	3	6	9	12
L*					
L	53,41 ± 0,31 ^{aAB}	52,95 ± 0,04 ^{abA}	52,33 ± 0,17 ^{cB}	52,60 ± 0,08 ^{bcC}	52,84 ± 0,28 ^{bcB}
B1	53,49 ± 0,31 ^{aA}	53,25 ± 0,04 ^{aA}	52,24 ± 0,17 ^{bB}	52,09 ± 0,08 ^{bCD}	52,34 ± 0,28 ^{dC}
B2	52,32 ± 0,04 ^{aCD}	51,21 ± 0,06 ^{cC}	51,64 ± 0,29 ^{bcC}	51,76 ± 0,32 ^{abcD}	53,23 ± 0,03 ^{abB}
B3	52,89 ± 0,40 ^{bBC}	52,87 ± 0,06 ^{bA}	53,12 ± 0,29 ^{bA}	54,43 ± 0,32 ^{aA}	54,18 ± 0,58 ^{aA}
S	51,82 ± 0,31 ^{cD}	51,40 ± 0,04 ^{cB}	53,01 ± 0,17 ^{bA}	53,71 ± 0,08 ^{aB}	53,23 ± 0,28 ^{abB}
a*					
L	-0,61 ± 0,02 ^{cA}	-0,68 ± 0,01 ^{Ad}	-0,57 ± 0,02 ^{cA}	-0,38 ± 0,01 ^{bA}	-0,27 ± 0,02 ^{aA}
B1	-1,41 ± 0,02 ^{dC}	-1,16 ± 0,01 ^{bB}	-1,32 ± 0,02 ^{cB}	-1,19 ± 0,02 ^{bB}	-0,92 ± 0,03 ^{aD}
B2	-1,10 ± 0,03 ^{aB}	-1,22 ± 0,02 ^{Bb}	-1,27 ± 0,05 ^{bcB}	-1,27 ± 0,02 ^{bcC}	-1,30 ± 0,01 ^{cC}
B3	-1,98 ± 0,03 ^{bE}	-1,88 ± 0,02 ^{aC}	-2,00 ± 0,05 ^{bC}	-2,23 ± 0,02 ^{cD}	-2,04 ± 0,02 ^{bE}
S	-1,85 ± 0,04 ^{aD}	-2,14 ± 0,03 ^{bD}	-2,23 ± 0,04 ^{cD}	-2,52 ± 0,02 ^{dE}	-1,85 ± 0,02 ^{aB}
b*					
L	2,82 ± 0,05 ^{bE}	2,97 ± 0,03 ^{aE}	2,56 ± 0,03 ^{cE}	1,88 ± 0,10 ^{dE}	1,66 ± 0,02 ^{eE}
B1	5,25 ± 0,03 ^{aC}	4,38 ± 0,00 ^{cC}	4,67 ± 0,03 ^{bc}	4,34 ± 0,02 ^{cD}	3,48 ± 0,00 ^{dD}
B2	3,99 ± 0,04 ^{dD}	4,18 ± 0,04 ^{cD}	4,51 ± 0,04 ^{bd}	4,77 ± 0,04 ^{aC}	4,46 ± 0,04 ^{bc}
B3	6,89 ± 0,10 ^{bA}	6,31 ± 0,03 ^{dB}	6,63 ± 0,10 ^{cB}	7,65 ± 0,04 ^{aB}	6,72 ± 0,02 ^{cA}
S	6,51 ± 0,09 ^{dB}	7,13 ± 0,12 ^{cA}	7,56 ± 0,15 ^{bA}	8,12 ± 0,08 ^{aA}	6,19 ± 0,05 ^{eB}

Médias ± desvios seguidos pelas mesmas letras minúsculas nas linhas e maiúsculas nas colunas não diferem pelo teste de Tukey (p > 0,05).

L - Licuri Blends: B1 - 75L:25S B2 - 50L:50S B3 - 25L:75S S - Soja

Observando a Figura 8(a), o óleo de soja, entre os demais, tem a maior formação de compostos polares totais no decorrer do tempo de estocagem, enquanto que o óleo de licuri não apresentou diferença estatística até o 6º dia de estocagem. Entre os *blends*, o B1 teve o menor valor, independente do tempo.

Com relação aos dímeros de triglicerídeos, Figura 8(b), as quantidades foram próximas de zero para o óleo de licuri, independentemente do tempo e, para B1, esses foram aumentados. O óleo de soja foi o que teve aumento mais notável no decorrer do tempo.

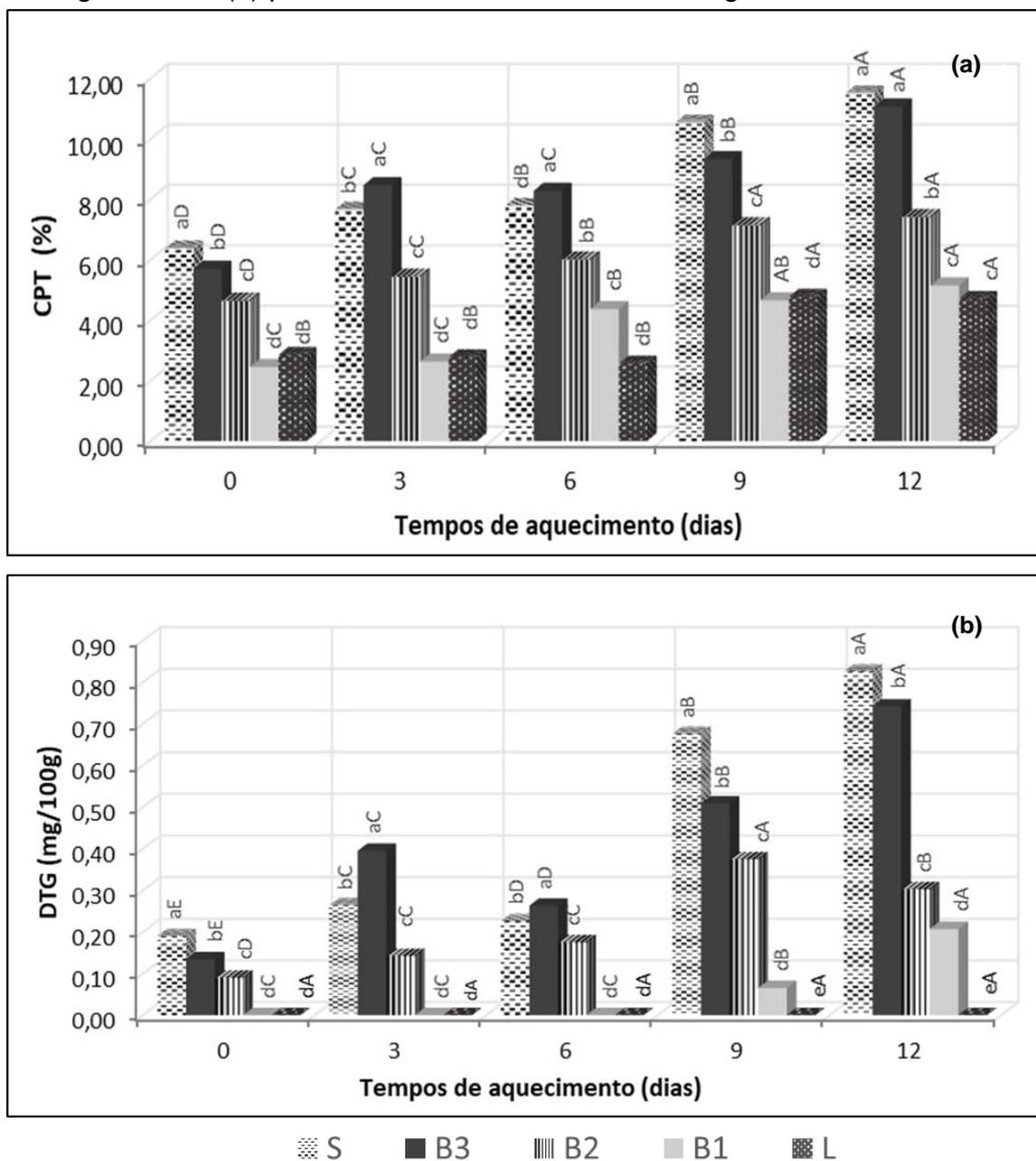
Os monômeros de triglicerídeos oxidados, Figura 9(a), tiveram aumento significativo para todos os óleos, o que pode ser explicado pelas condições de estocagem, estufa com circulação de ar forçada, além de temperaturas mais amenas. Segundo Dobarganes, Pérez-Camino e Márquez-Ruiz (1988), o teor de MTGox é um indicador de compostos de oxidação total em óleos e pode ser usado para revelar o frescor de óleos vegetais.

Os diglicerídeos, Figura 9(b), aumentaram com o decorrer do tempo para o óleo de licuri e este teve valor estatisticamente igual ao B2 no 12º dia de estocagem. O óleo de soja não teve um comportamento linear para a formação destes compostos.

Um composto desconhecido foi detectado em todos os óleos analisados, Figura 10(a). No tempo inicial, os valores para L, B1 e B2 não diferiram significativamente, sendo o mesmo comportamento observado para B3 e S, com valores maiores em relação aos anteriores. Durante a estocagem, o óleo de licuri teve aumento significativo.

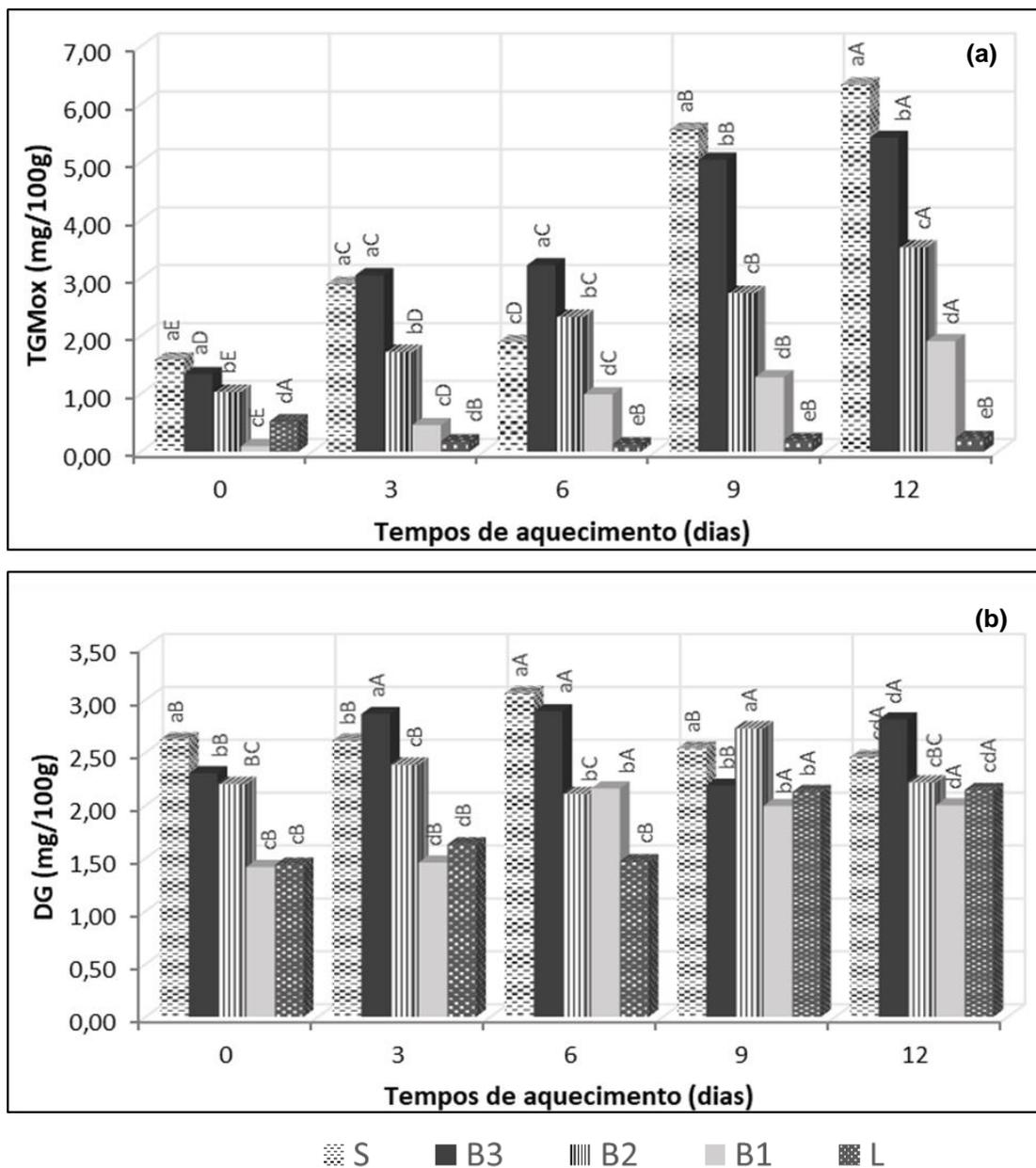
Os ácidos graxos livres, Figura 10(b), diferiram significativamente entre os óleos, independentemente do tempo. O óleo de licuri não variou significativamente com o tempo, exceto no 3º dia de estocagem, quando apresentou o maior valor, 0,49 mg/100 g. O B3 variou significativamente durante a estocagem e, no 12º dia, apresentou o maior valor de ácidos graxos livres entre os óleos.

Figura 8 - Mudanças na composição de compostos polares: totais (a) e dímeros de triglicerídeos (b) para óleos e *blends* durante estocagem em estufa a 60°C



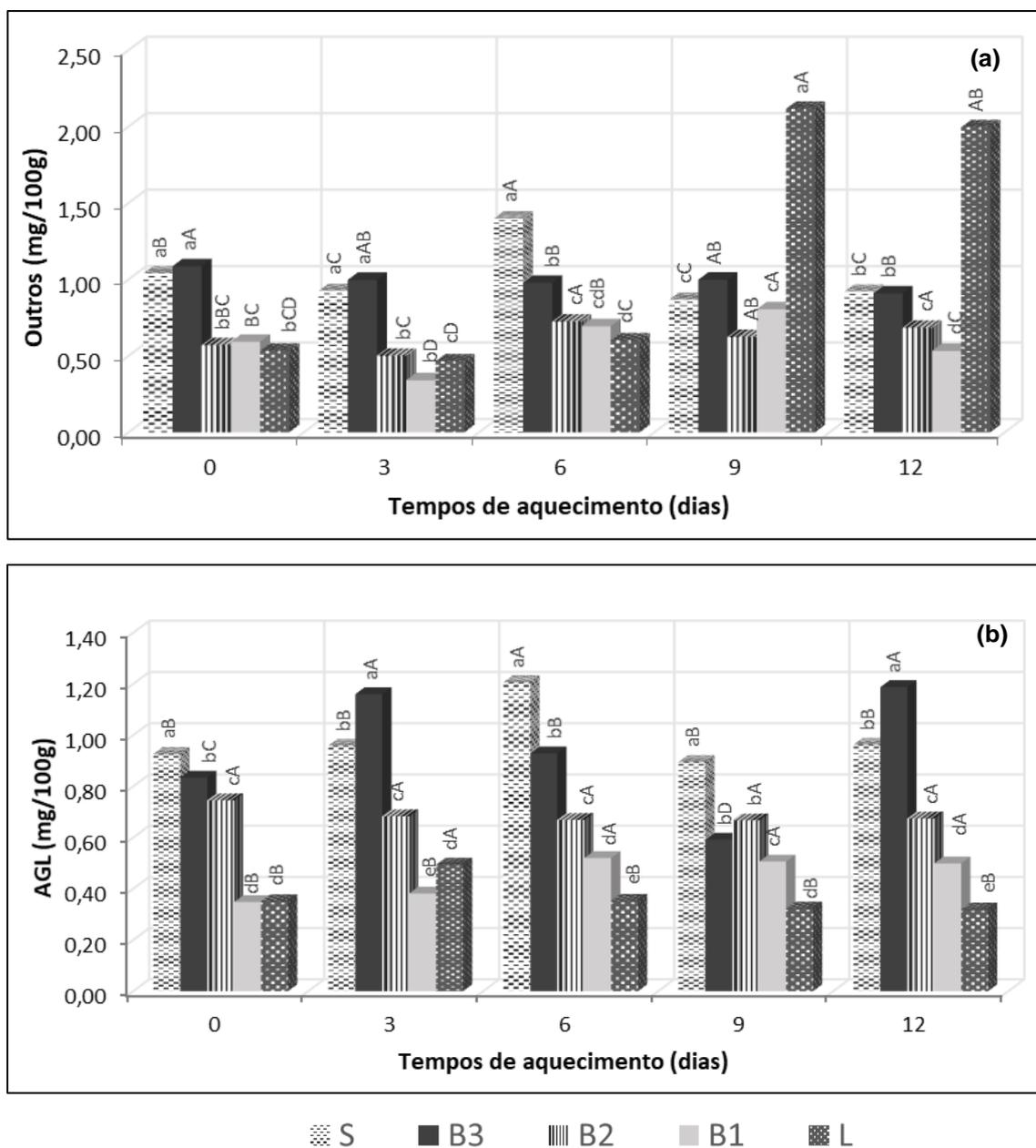
Para cada tempo, médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas iguais não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$). Para cada óleo, médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas iguais não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

Figura 9 - Mudanças na composição de compostos polares: monômeros de triglicerídeos oxidados (a) e diglicerídeos (b) para óleos e *blends* durante estocagem em estufa a 60°C.



Para cada tempo, médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas iguais não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$). Para cada óleo, médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas iguais não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$)

Figura 10 - Mudanças nas frações de compostos polares: outros (a) e ácidos graxos livres (b) para óleos e *blends* durante estocagem em estufa a 60°C.



Para cada tempo, médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas iguais não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$). Para cada óleo, médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas iguais não diferem pelo teste de Tukey ($p > 0,05$).

Perfil de ácidos graxos

Os Apêndice 2d e 2e apresentam as análises de variância para o perfil de ácidos graxos dos óleos de licuri, *blend* e soja. Como observado, o teste F foi significativo ($p < 0,01$) para os efeitos principais e interação, exceto para C18:1n9c, C18:2n6c e total de monoinsaturados. Os resultados dos desdobramentos estão apresentados na Tabela 12.

O principal ácido graxo do óleo de licuri é o ácido láurico (44,5%) e do óleo de soja, o ácido linoleico (50,77%). É possível notar que a proporção que cada um destes óleos aumenta nos *blends*, os percentuais de cada ácido graxo vão ficando mais próximo ao óleo de maior percentual. No B2 que é composto por dos óleos de licuri e soja (50:50), nota-se uma mistura das características de cada óleo, o ácido láurico com 23,13% e oleico 25,58%, sinalizando que a mistura dos dois óleos foi realizada de forma adequada. Este comportamento foi também observado por Ramadan, Mohamed e Wahdan (2012) ao estudarem *blends* de óleo de sementes de cominho preto (*Nigella sativa*) e coentro (*Coriandrum sativum*) com óleo de milho em diferentes proporções. O ácido graxo 18:3n3c teve uma redução para os óleos

Os ácidos graxos 18:1n9c, 18:2n6c e os monoinsaturados não apresentaram diferença significativa para a interação óleo vs tempo de estocagem ($p > 0,05$). A Tabela 13 mostra os resultados das médias submetidas ao teste de Tukey.

A estocagem em estufa por ocorrer em temperatura branda (60°C) não foi suficiente para promover alterações relevantes nos perfis de ácidos graxos dos óleos estudados, o que pode ser observado através dos ácidos graxos poli-insaturados, para os quais só foram notadas diferenças significativas para B3 e S.

Tabela 12 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo para o perfil de ácidos graxos.

Ácido graxo (%)	Tempo (Dia)	Óleos				
		L	B1	B2	B3	S
C8:0	0	11,90 ± 0,00 ^{aA}	9,27 ± 0,00 ^{bA}	6,57 ± 0,27 ^{cA}	3,18 ± 0,05 ^{dA}	0,09 ± 0,04 ^{eA}
	12	12,06 ± 0,05 ^{aA}	9,22 ± 0,03 ^{bB}	6,47 ± 0,04 ^{cA}	3,14 ± 0,08 ^{dA}	0,01 ± 0,17 ^{eA}
C10:0	0	7,08 ± 0,13 ^{aA}	5,34 ± 0,01 ^{bB}	3,80 ± 0,03 ^{cA}	1,86 ± 0,06 ^{dA}	0,06 ± 0,04 ^{eA}
	12	7,12 ± 0,01 ^{aA}	5,48 ± 0,7 ^{bA}	3,75 ± 0,09 ^{cB}	1,84 ± 0,04 ^{dA}	0,00 ± 0,34 ^{eA}
C12:0	0	44,5 ± 0,04 ^{aA}	33,84 ± 0,04 ^{bA}	23,61 ± 0,03 ^{cA}	11,61 ± 0,00 ^{dA}	0,46 ± 0,10 ^{eA}
	12	44,45 ± 0,00 ^{aA}	34,64 ± 0,00 ^{bB}	23,17 ± 0,08 ^{cB}	11,44 ± 0,04 ^{dA}	0,02 ± 0,67 ^{eA}
C14:0	0	13,86 ± 0,00 ^{aA}	10,27 ± 0,04 ^{bB}	7,27 ± 0,09 ^{cA}	3,71 ± 0,02 ^{dA}	0,27 ± 0,81 ^{eA}
	12	13,88 ± 0,05 ^{aA}	10,91 ± 0,01 ^{bA}	10,91 ± 0,09 ^{cA}	3,63 ± 0,06 ^{dA}	0,12 ± 0,67 ^{eA}
C16:0	0	6,1 ± 0,02 ^{eA}	7,17 ± 0,10 ^{dB}	8,49 ± 0,06 ^{cB}	9,96 ± 0,01 ^{bB}	11,23 ± 0,08 ^{aA}
	12	6,12 ± 0,03 ^{eA}	7,74 ± 0,11 ^{dA}	8,63 ± 0,06 ^{cA}	10,15 ± 0,04 ^{bA}	11,40 ± 0,43 ^{aA}
C18:0	0	3,21 ± 0,00 ^{eA}	3,29 ± 0,00 ^{dB}	3,53 ± 0,00 ^{cB}	3,81 ± 0,00 ^{bB}	4,02 ± 0,06 ^{aB}
	12	3,23 ± 0,03 ^{eA}	3,59 ± 0,01 ^{dA}	3,58 ± 0,34 ^{cA}	3,88 ± 0,04 ^{bA}	4,15 ± 0,34 ^{aA}
C18:3n3c	0	0,00 ± 0,00 ^{eA}	1,29 ± 0,00 ^{dA}	2,51 ± 0,12 ^{cA}	3,88 ± 0,00 ^{bA}	5,14 ± 0,12 ^{aA}
	12	0,01 ± 0,02 ^{eA}	1,34 ± 0,53 ^{dA}	1,34 ± 0,05 ^{cB}	3,71 ± 0,08 ^{bB}	5,00 ± 0,09 ^{aB}
Poli-insaturados	0	2,35 ± 0,03 ^{eA}	16,19 ± 0,09 ^{dA}	28,69 ± 1,03 ^{cA}	43,26 ± 0,14 ^{bA}	58,30 ± 0,48 ^{aA}
	12	2,36 ± 0,09 ^{eA}	16,19 ± 0,05 ^{dA}	28,51 ± 0,12 ^{cA}	42,80 ± 0,76 ^{bB}	57,73 ± 0,49 ^{aB}
Saturados	0	87,90 ± 0,06 ^{aA}	70,12 ± 0,07 ^{bA}	54,07 ± 0,23 ^{cA}	35,12 ± 0,52 ^{dA}	16,68 ± 0,10 ^{eA}
	12	87,69 ± 0,07 ^{aA}	69,67 ± 0,46 ^{bB}	53,86 ± 0,43 ^{cB}	35,09 ± 0,36 ^{dA}	16,82 ± 0,13 ^{eA}

Médias ± desvios seguidos pelas mesmas letras minúsculas nas linhas e maiúsculas nas colunas não diferem pelo teste de Tukey (p > 0,05).

L - Licuri Blends: B1 - 75L:25S B2 - 50L:50S B3 - 25L:75S S - Soja

Tabela 13 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre C18:1n9c, C18:2n6c e monoinsaturados.

Fatores	C18:1n9c	C18:2n6c	Monoinsaturados
Óleo			
L	9,68 ± 0,12 ^e	2,36 ± 0,06 ^e	0,51 ± 0,18 ^d
B1	13,20 ± 0,08 ^d	14,52 ± 0,04 ^d	0,84 ± 0,21 ^d
B2	16,21 ± 0,06 ^c	25,49 ± 0,51 ^c	9,72 ± 0,35 ^c
B3	20,14 ± 0,46 ^b	38,38 ± 0,7 ^b	21,40 ± 0,05 ^b
S	23,91 ± 0,52 ^a	51,17 ± 0,043 ^a	25,33 ± 0,04 ^a
Tempo (dias)			
0	16,45 ± 0,06 ^b	26,44 ± 0,04 ^a	11,49 ± 0,05 ^a
12	16,81 ± 0,05 ^a	26,33 ± 0,24 ^a	11,46 ± 0,08 ^a

Médias ± desvios padrões seguidos pelas mesmas letras nas colunas não diferem pelo teste Tukey ($p > 0,05$). L - Licuri *Blends*: B1 - 75L:25S B2 - 50L:50S B3 - 25L:75S S - Soja

Composição de tocoferóis e tocotrienóis

Os tocoferóis e tocotrienóis são vitaminas lipossolúveis e são considerados antioxidantes naturais que têm uma grande influência sobre a vida de prateleira de um óleo, preservando-o da rancidez, por interromperem as reações em cadeia que culminam na formação de hidroperóxidos (RURIZ-LOPEZ et al., 1995). O α -tocoferol, é a forma biologicamente mais ativa, tendo também ação protetora do óleo da oxidação térmica, contudo, em condições de aquecimento os teores em tocoferóis podem diminuir rapidamente (BENDINI et al., 2009). Nas Figuras 11, 12, 13 e 14 são apresentados os teores de tocoferóis (α , β , γ e δ) e tocotrienóis (α , β , γ e δ) do óleo de licuri, *blends* e soja, respectivamente, submetidos a diferentes tempos de estocagem em estufa a 60°C. É possível notar que o óleo de licuri não possui valores detectáveis para os isômeros de tocoferóis, assim como não foram detectados os isômeros de tocotrienóis para os óleos de soja.

Nas Figuras 11 e 12 é possível observar que entre os isômeros de tocoferóis, o δ -tocoferol foi o que apresentou maior resistência para todos os óleos. Os demais isômeros, ao final da estocagem, foram degradados na maioria dos óleos. Na Figura 11(a), o α -tocoferol em S e B3 não foi detectado após o 6º dia de estocagem. Curiosamente, o α -tocoferol para os *blends* reduziu mais lentamente que para o óleo de soja, e no B1 (75L:25S), este composto foi detectado até o último dia de estocagem. Comportamento similar foi observado por Kiralan et al. (2016) ao estudar o efeito do tempo de estocagem em estufa nos níveis de tocoferóis em *blends* de óleo

de girassol com óleo de cominho preto. Observou-se, que para o *blend* que possuía 80% de óleo de girassol e 20% de cominho, os níveis de α -tocoferol foram reduzidos com o tempo de estocagem. Porém, este composto foi detectado até o 16^o dia de estocagem, o que não foi observado para o óleo de girassol puro.

Na Figura 11(b), o β -tocoferol para o óleo de soja, apresentou um leve aumento no 3^o dia, mas nota-se que para os demais dias este composto foi reduzindo e manteve-se presente até o último dia de estocagem. Para os demais óleos também nota-se uma leve degradação dos compostos no decorrer do tempo. Comportamento similar é notado na Figura 12(a), onde o γ -tocoferol é reduzido para todos os óleos, porém essa redução é bem menos perceptível para o B1.

No óleo de licuri não foram detectados tocoferóis, porém, possui valores consideráveis de tocotrienóis 63,04; 5,19; 25,25 e 5,94 mg/100 g para α -, β -, γ - e δ -tocotrienóis, respectivamente. Nas Figuras 13 e 14 pode-se observar que para o óleo de licuri todos os isômeros foram mantidos até o último dia de estocagem. O α -tocotrienol, Figura 13(a), como já mencionado, não foi detectado para o óleo de soja, enquanto que para os *blends* houve detecção e foi degradado nos 9^o e 12^o dias de estocagem para B1 e B2 e, sendo mantido até o final para B3 e L.

Na Figura 14(b), o δ -tocotrienol foi detectado para o óleo de licuri em todos os tempos de estocagem e B1 apenas no tempo inicial. Possivelmente durante o ensaio esse composto foi degradado, não sendo detectado.

Figura 11 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocoferóis: α -tocoferol (a), β -tocoferol (b).

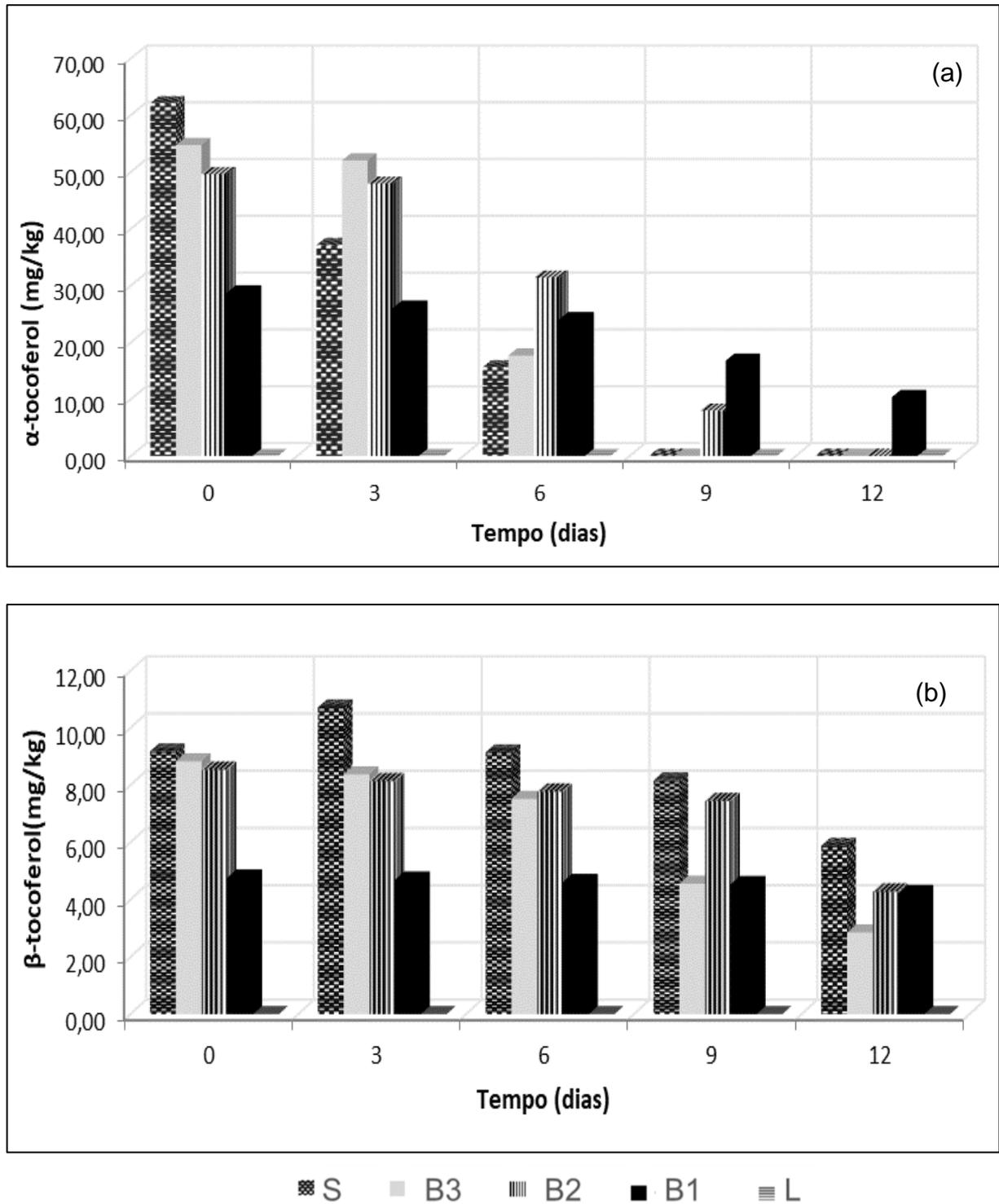


Figura 12 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocoferóis: γ -tocoferol (a) e δ -tocoferol (b).

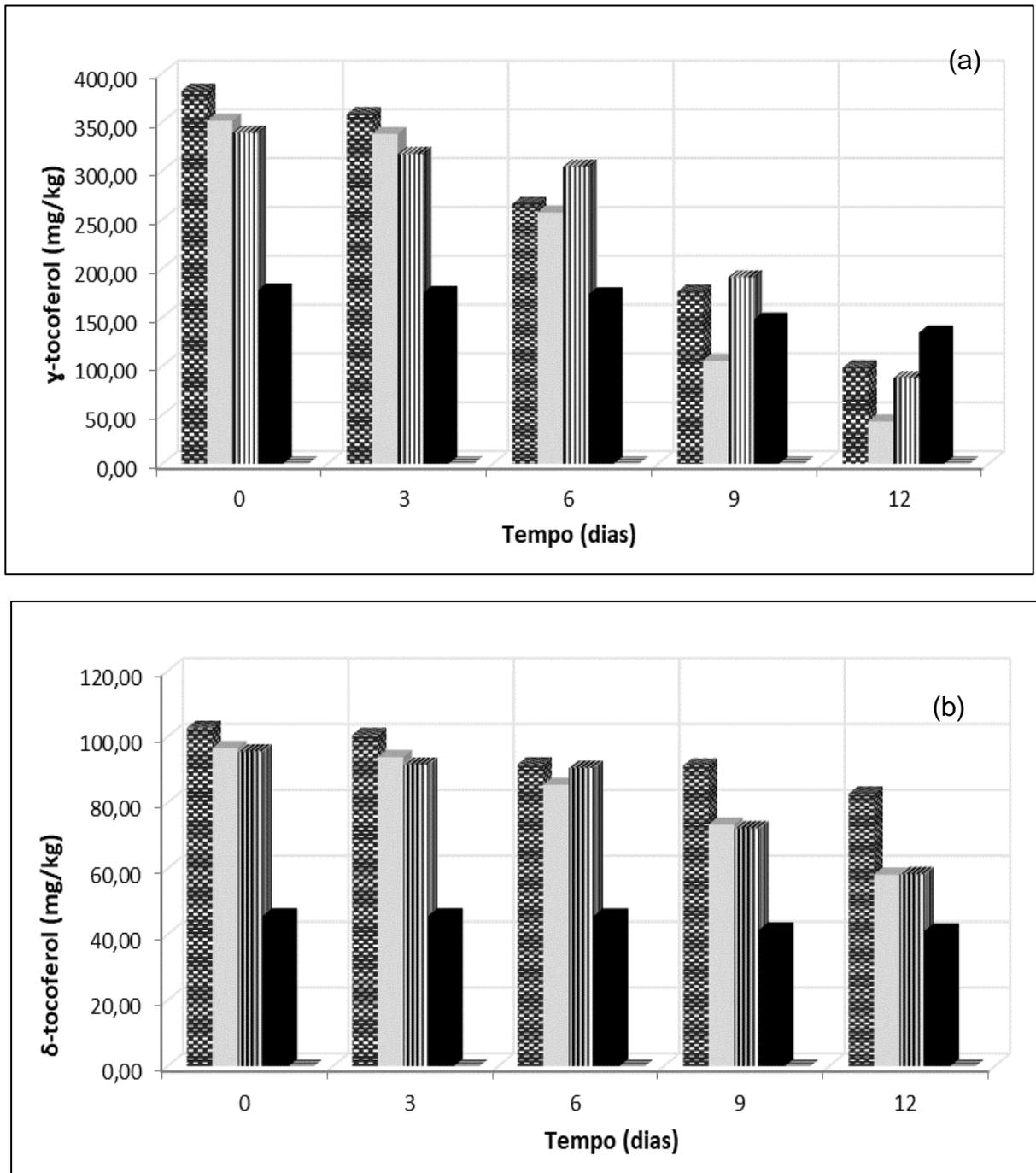


Figura 13 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocotrienóis: α -tocotrienol (a), β -tocotrienol (b).

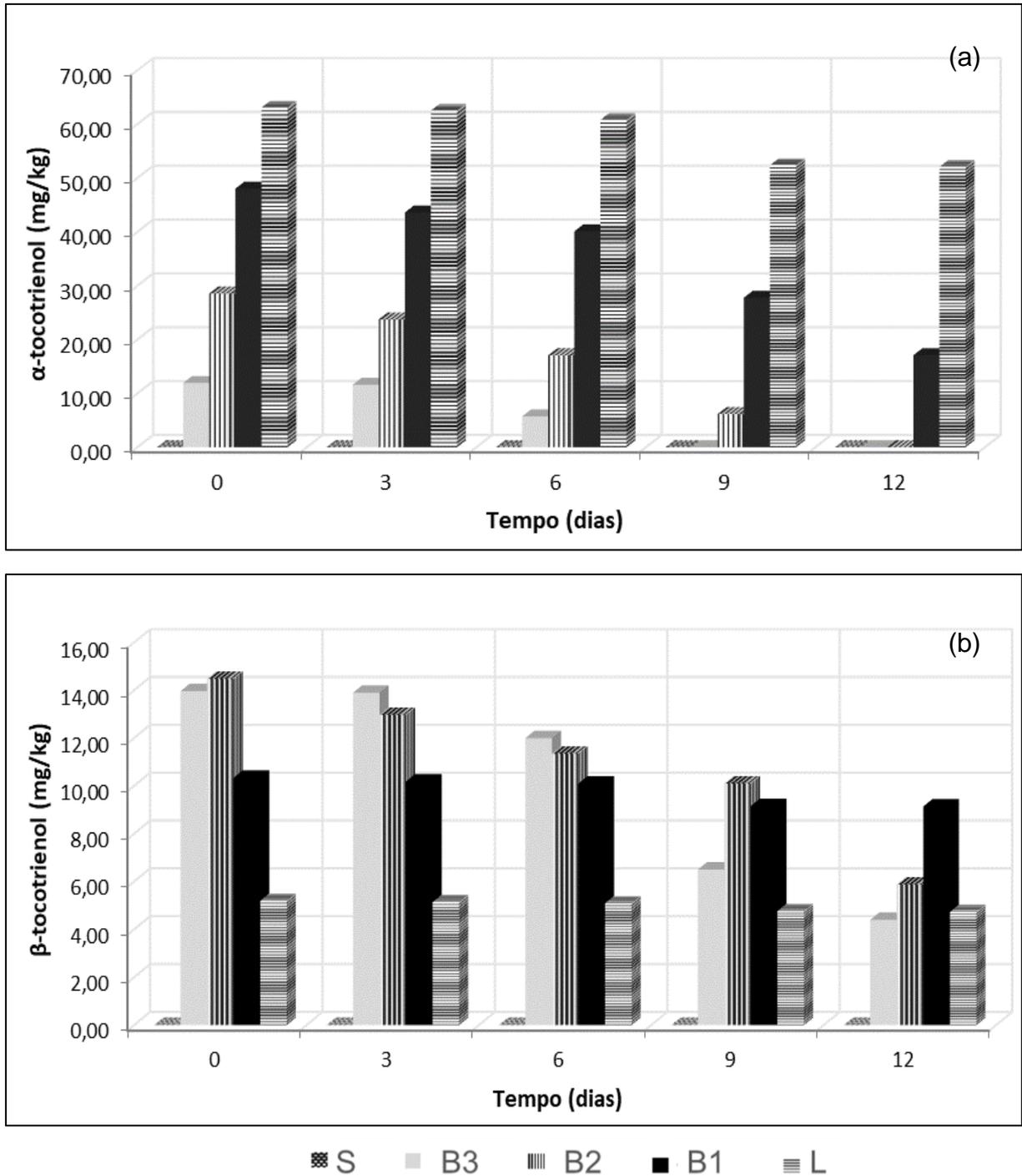
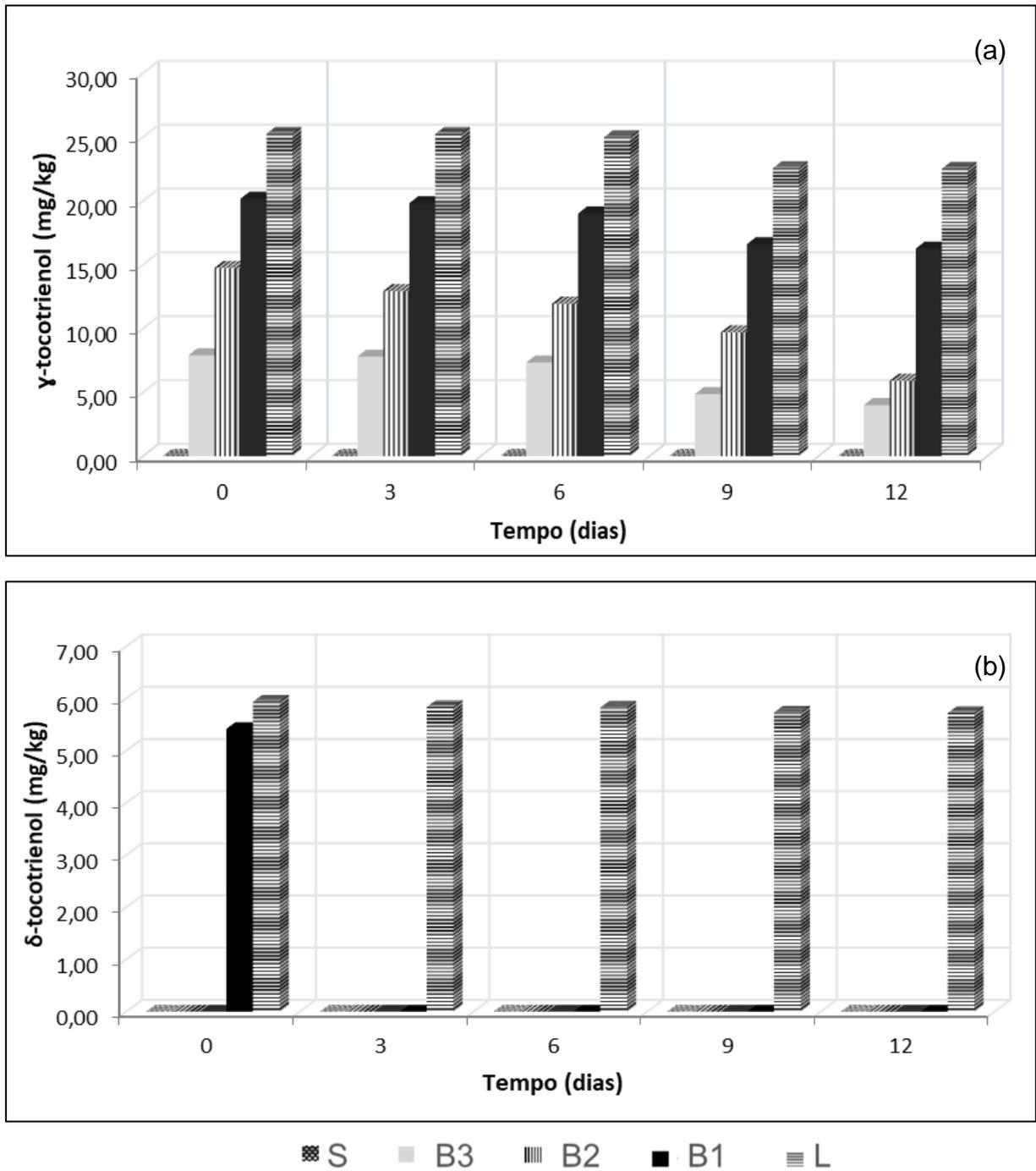


Figura 14 - Efeito do tempo de estocagem vs tipo de óleo sobre a composição de tocotrienóis: γ -tocotrienol (a) e δ -tocotrienol (b).



5.3 Ensaio de fritura

Caracterização físico-química

Os Apêndices 3a, 3b e 3c apresentam as análises de variância da regressão para IA, K_{232} e K_{268} dos óleos de licuri, *blend* e soja, respectivamente. Na Tabela 14 estão apresentados os resultados da *p*-anisidina e dos coeficientes de extinção específicos, ambos variando com relação ao tempo e tipo de óleo. Tendo em vista que o tempo é uma variável qualitativa, a análise estatística realizada foi a regressão linear, para obter uma predição do comportamento de cada óleo, variável qualitativa, dentro do intervalo de tempo. As equações obtidas do ajuste do modelo de regressão linear estão apresentadas na Tabela 15.

O valor de *p*-anisidina, apesar de ser uma determinação mais empírica, correlaciona-se bem com o nível de produtos de oxidação secundária, nomeadamente aldeídos que são muito mais estáveis que os hidroperóxidos. Portanto, para uma estimativa precisa do estado de oxidação, o valor de *p*-anisidina pode ser importante para predizer tal estado.

Os valores de *p*-anisidina antes da fritura foram abaixo de 10, indicando a quase ausência de produtos de oxidação secundária em todas os óleos estudados. Porém, após a 4 h de fritura, esse valor já é bastante aumentado para todos os óleos, indicando a formação dos compostos secundários e, conseqüente elevado estado de oxidação à medida que foi avançando o tempo de fritura. A partir das equações do modelo é possível observar que com uma hora de fritura os valores de anisidina já apresentavam expressivo aumento, atingindo valores de 26,26 e 28,42 para *blend* e óleo de soja, respectivamente.

O estado de conservação de um óleo pode ser expresso pelos coeficientes de extinção específica, os quais indicam o estado de oxidação, informações sobre a qualidade e/ou alterações provocadas por processos tecnológicos, tais como a fritura (CASAL et al., 2010). O K_{232} está correlacionado com a formação de dienos conjugados de ácidos graxos poli-insaturados, enquanto os valores de K_{268} são indicativos da presença de produtos de oxidação primários e secundários, incluindo trienos conjugados e compostos carbonílicos.

Tabela 14 - Mudanças nas características físico-químicas para óleos e *blend* durante fritura.

Determinações/ Óleos	Tempo de fritura (h)						
	0	4	8	12	16	20	24
p-Anisidina							
L	0,54 ± 0,00	15,42 ± 0,12	27,50 ± 0,20	40,5 ± 0,03	41,56 ± 0,02	42,56 ± 0,12	42,71 ± 0,12
B	2,84 ± 0,12	88,82 ± 0,12	155,69 ± 0,62	221,55 ± 1,29	244,35 ± 1,16	280,86 ± 0,61	294,55 ± 1,14
S	3,87 ± 0,01	98,21 ± 1,29	163,49 ± 0,30	220,82 ± 0,89	227,84 ± 01,34	311,69 ± 1,43	324,32 ± 0,34
K₂₃₂ (%)							
L	0,12 ± 0,00	0,22 ± 0,00	0,33 ± 0,01	0,41 ± 0,00	0,44 ± 0,00	0,45 ± 0,00	0,44 ± 0,00
B	0,35 ± 0,06	0,86 ± 0,00	1,42 ± 0,03	1,92 ± 0,06	2,23 ± 0,02	2,49 ± 0,01	3,06 ± 0,00
S	0,36 ± 0,00	1,00 ± 0,00	1,31 ± 0,03	2,13 ± 0,05	1,96 ± 0,00	2,51 ± 0,02	2,69 ± 0,01
K₂₆₈ (%)							
L	0,01 ± 0,00	0,03 ± 0,00	0,05 ± 0,00	0,06 ± 0,00	0,06 ± 0,00	0,06 ± 0,00	0,06 ± 0,00
B	0,17 ± 0,00	0,41 ± 0,00	0,62 ± 0,79	0,79 ± 0,02	0,95 ± 0,05	0,98 ± 0,02	1,11 ± 0,01
S	0,215 ± 0,00	0,69 ± 0,01	0,77 ± 0,09	1,07 ± 0,02	1,01 ± 0,00	1,18 ± 0,01	1,19 ± 0,09

Médias ± desvios padrões.

S - Soja B - *Blend* (25L:75S) L- Licuri

Tabela 15 - Equações do modelo e coeficientes de determinação para características físico-químicas.

Determinações/Óleos	Equações do modelo	R ²
p-Anisidina		
L	IA = -0,114t ² + 4,4559t + 0,1195	0,9906
B	IA = -0,4460t ² + 22,7t + 4,0062	0,9948
S	IA = -0,4214t ² + 23,5315t + 5,3168	0,9984
Dienos conjugados		
L	K ₂₃₂ = -0,0008t ² + 0,0350t + 0,1130	0,9964
B	K ₂₃₂ = -0,0012t ² + 0,1374t + 0,3597	0,9925
S	K ₂₃₂ = -0,0023t ² + 0,1503t + 0,3862	0,9635
Trienos conjugados		
L	K ₂₆₈ = -0,001t ² + 0,0056t + 0,011	0,9631
B	K ₂₆₈ = 0,0012t ² + 0,064t + 0,1709	0,9911
S	K ₂₆₈ = 0,0019t ² + 0,0849t + 0,2757	0,9409

S - Soja B - Blend (25L:75S) L - Licuri

Não existem limites determinados pela legislação para o percentual de dienos e trienos conjugados para óleos refinados nem brutos. Esses limites são regulamentados para azeites de oliva, pela *Commission Regulation* (EEC) Nº. 2568 (1991). Os valores máximos permitidos para K₂₃₂ e K₂₆₈ são, respectivamente, para azeites extra virgens, 2,50 e 0,20%; azeite virgem, 2,60 e 0,25% e azeites parcial ou totalmente refinados, não avaliado para o K₂₃₂ e 0,90% para K₂₆₈. Os óleos estudados apresentaram no tempo inicial valores dentro dos limites estabelecidos para o azeite extra virgem, indicando que os mesmos possuíam uma boa qualidade inicial.

Em uma análise de regressão, avalia-se a eficiência do ajuste do modelo observando os coeficientes de determinação (R²), a falta de ajuste e a significância dos parâmetros. Verificou-se que para o IA, K₂₃₂ e K₂₆₈, apesar da falta de ajuste do modelo ter sido significativa para a maioria dos casos (p < 0,05), todos os parâmetros do modelo quadrático foram significativos (p < 0,05) e o R² foi superior a 0,94 para todos os óleos. Portanto, foi possível obter uma equação que descrevesse satisfatoriamente o comportamento dos óleos de licuri, *blend* e soja dentro do intervalo de tempo estudado. A partir das equações é possível observar que para o tempo inicial, os valores de K₂₃₂ são 0,12; 0,35 e 0,36% para os óleos de licuri, *blend* e soja, respectivamente. Na primeira hora de fritura esses valores atingiram 0,15; 0,49 e 0,53% os óleos citados. O fato de o óleo de licuri obter sempre o menor percentual pode estar associado à sua

composição de ácidos graxos, pois é composto majoritariamente por ácidos graxos saturados.

Compostos polares

Em vários países, o ponto de rejeição legal para óleos de fritura é de 25% de compostos polares totais (CPT), incluindo nestes compostos os produtos de hidrólise (diglicerídeos, monoglicerídeos e ácidos graxos livres), oxidação e derivados poliméricos, todos formados em temperaturas de 170°C e/ou superiores. Em restaurantes e indústrias, esse parâmetro é geralmente avaliado por testes rápidos comerciais, baseados principalmente em leituras colorimétricas, que comprovadamente se correlacionam bem com os valores obtidos pelos padrões oficiais e permitem medições rápidas.

As leituras dielétricas com sensor, realizadas apenas para delimitar o tempo de fritura, apresentaram valores inferiores a 25% de CPT em 20 h. Porém, em 24 h esse valor já havia sido ultrapassado para o óleo de soja e *blend*. Dessa forma, o processo de fritura foi encerrado nesse tempo, para todos os óleos. As mudanças na composição dos compostos polares podem ser observadas na Tabela 16. Todos os óleos apresentaram quantidades semelhantes de CPT antes da fritura: 2,35 % (L), 4,63% (B) 3,9% (S).

Considerando que a formação de CPT pode ser dependente da temperatura de fritura, tipo e quantidade de alimento e identidade do óleo; e, tendo em vista que neste estudo a temperatura e a quantidade de alimento utilizadas foram fixadas durante o processo, é possível prever que o fato de o óleo de licuri ser majoritariamente saturado pode ter interferido na formação dos compostos polares totais. Isso permite justificar a diferença entre os resultados obtidos para os óleos em questão.

Tabela 16 - Compostos polares em óleos e *blend* durante fritura.

Óleo/Tempo	CPT (%)	Distribuição (mg/100 g)					
		PTG	DTG	MTGox	DG	Outro	AGL
L							
0	2,35 ± 0,11	nd	nd	0,17 ± 0,02	1,19 ± 0,04	0,66 ± 0,03	0,33 ± 0,01
4	4,84 ± 0,22	0,12 ± 0,01	0,59 ± 0,03	1,32 ± 0,04	1,64 ± 0,09	0,91 ± 0,04	0,27 ± 0,02
8	6,83 ± 0,04	0,28 ± 0,01	1,32 ± 0,03	3,02 ± 0,05	1,28 ± 0,02	0,48 ± 0,00	0,46 ± 0,02
12	7,79 ± 0,07	0,38 ± 0,00	1,25 ± 0,06	1,53 ± 0,06	3,26 ± 0,07	1,03 ± 0,02	0,33 ± 0,01
16	9,21 ± 0,35	0,86 ± 0,06	2,06 ± 0,04	1,78 ± 0,05	3,48 ± 0,18	0,75 ± 0,02	0,27 ± 0,02
20	9,54 ± 0,22	1,31 ± 0,02	2,11 ± 0,06	1,61 ± 0,11	3,00 ± 0,08	1,22 ± 0,06	0,29 ± 0,01
24	9,76 ± 0,10	1,49 ± 0,00	2,20 ± 0,07	1,62 ± 0,05	2,87 ± 0,03	1,36 ± 0,02	0,23 ± 0,01
B							
0	4,63 ± 0,12	nd	0,10 ± 0,00	1,58 ± 0,05	1,64 ± 0,08	0,68 ± 0,01	0,63 ± 0,01
4	9,17 ± 0,13	0,33 ± 0,01	1,55 ± 0,05	4,33 ± 0,10	1,79 ± 0,05	0,60 ± 0,05	0,62 ± 0,02
8	13,19 ± 0,16	0,26 ± 0,02	1,19 ± 0,05	3,31 ± 0,16	5,94 ± 0,05	2,03 ± 0,11	0,46 ± 0,04
12	14,20 ± 0,51	0,28 ± 0,02	1,70 ± 0,06	3,64 ± 0,06	5,59 ± 0,25	0,75 ± 0,03	2,24 ± 0,12
16	18,72 ± 1,51	0,15 ± 0,02	2,54 ± 0,27	4,53 ± 0,46	8,89 ± 0,74	1,99 ± 0,16	0,63 ± 0,03
20	28,47 ± 0,60	0,84 ± 0,04	6,62 ± 0,48	7,35 ± 0,41	10,99 ± 0,89	2,64 ± 0,25	0,55 ± 0,04
24	37,88 ± 4,13	1,09 ± 0,08	8,33 ± 0,75	9,69 ± 0,78	14,30 ± 2,20	3,77 ± 0,66	0,70 ± 0,10
S							
0	3,90 ± 0,22	nd	0,16 ± 1,25	1,53 ± 0,10	1,25 ± 0,07	0,32 ± 0,5	0,64 ± 0,03
4	4,81 ± 0,10	nd	0,31 ± 1,36	1,48 ± 0,03	1,36 ± 0,02	0,86 ± 0,02	0,79 ± 0,01
8	10,51 ± 0,20	nd	0,99 ± 5,08	2,34 ± 0,23	5,08 ± 0,10	1,58 ± 0,21	0,52 ± 0,01
12	13,77 ± 0,82	0,66 ± 0,02	2,36 ± 5,51	2,80 ± 0,15	5,51 ± 0,62	1,84 ± 0,08	0,59 ± 0,02
16	22,56 ± 1,23	0,31 ± 0,02	3,89 ± 9,87	5,32 ± 0,37	9,87 ± 0,26	2,37 ± 0,09	0,63 ± 0,07
20	28,26 ± 1,37	0,64 ± 0,07	5,96 ± 11,30	7,11 ± 0,17	11,30 ± 0,68	2,55 ± 0,36	0,69 ± 0,08
24	33,45 ± 0,34	0,87 ± 0,09	7,50 ± 13,21	8,67 ± 0,37	13,21 ± 0,19	2,50 ± 0,19	0,70 ± 0,01

Médias ± desvios padrões.

S - Soja B - *Blend* (25L:75S) L - Licuri

nd - não detectado (limite de detecção 10 mg/100 g)

As análises de variância da regressão para compostos polares totais (CPT), dímeros de triglicerídeos (DTG), monômeros de triglicerídeos oxidados (MTGox), diglicerídeos (DG) e ácidos graxos livres (AGL) estão apresentadas nos Apêndices 3d a 3i.

As equações obtidas do ajuste de modelo estão apresentadas na Tabela 17. A eficiência do ajuste do modelo foi observada através dos coeficientes de determinação (R^2), a falta de ajuste e a significância dos parâmetros. Verificou-se que, para os óleos de licuri e soja, os coeficientes de determinação (R^2) para CPT, PTG e DTG, das equações foram superiores à 0,90, a falta de ajuste foi significativa ($p < 0,05$) e os parâmetros apresentados em cada equação foram significativos ($p < 0,05$). Para o *blend*, verificou-se que não foi possível obter uma equação que descrevesse satisfatoriamente o comportamento dos compostos polares nem de suas frações. Seguindo a equação do modelo para CPT, é possível observar que em 19 h já havia 25,27% destes compostos para o óleo de soja, indicando que o mesmo já estaria inadequado para uso em alimentos.

Tabela 17 - Equações do modelo e coeficientes de determinação para compostos polares.

	Modelos da equação	R^2
L	CPT = $0,01t^2 + 0,79t + 4,99$	0,9009
	PTG = $0,06t - 0,16$	0,9387
	DTG = $0,09t + 0,25$	0,9104
B	O ajuste do modelo não foi satisfatório para nenhum dos compostos avaliados	
S	CPT = $0,0245t^2 + 0,71t + 2,94$	0,9865
	DTG = $0,321t - 0,8472$	0,9446
	DG = $0,5356t + 0,3308$	0,9598

S - Soja B - Blend (25L:75S) L - Licuri

Ao analisar as frações dos compostos polares nos óleos de licuri, *blend* e soja submetidos ao processo de fritura de batatas a 170°C foi possível notar que, inicialmente, foi detectada baixa quantidade de espécies polares, incluindo polímeros de triglicerídeos (PTG), dímeros triacilgliceróis (DTG), monômeros de

triglicerídeos oxidado (MTGox), diglicerídeos (DG), e ácidos graxos livres (AGL) (Tabela 16).

Resultados obtidos para as frações de compostos polares, nos óleos de licuri, *blend* e soja, indicam que DTG, MTGox e DG foram os majoritários nos tempos finais da fritura. O mesmo foi observado por Jorge, Gonçalves e Dobarganes (1998) ao analisar a distribuição dos compostos polares em óleos de girassol, girassol alto oleico e *blends*.

Os diglicerídeos e os ácidos graxos livres, embora tenham contribuído para o teor de CPT, tiveram valores inconstantes, o que é justificável, uma vez que são considerados como produtos de deterioração hidrolítica de óleos. Além destes, um outro composto foi detectado para todos os óleos ao longo do processo, porém o mesmo não foi identificado, apresentando comportamento similar aos DG e AGL.

Segundo Romero, Cuesta e Sánchez-Muniz (1995), DGs e AGLs estão comumente presentes em óleos não rançosos, enquanto PTGs, DTGs e MTGox se originam principalmente durante a fritura prolongada e tornam o óleo impróprio para consumo em limites de descarte. Portanto, a estabilidade de fritura de um óleo de cozinha é melhor refletida pelo conteúdo de PTGs, DTGs e MTGox (UPADHYAY; SEHWAG; MISHRA, 2017).

Perfil de ácidos graxos

A composição dos ácidos graxos é um dos fatores mais cruciais que determinam a estabilidade oxidativa de óleos. Dessa forma, foi avaliada durante o processo de fritura, cujos resultados estão apresentados nas Tabelas 18 e 19.

Devido às reações que ocorrem entre óleos e substâncias presentes nos alimentos, o perfil de ácidos graxos tende a ser alterado durante o processo de fritura. No presente estudo foram observadas diferentes tendências de variação para os diferentes ácidos graxos, bem como, diferentes tipos de óleos.

Nos tempos iniciais, os ácidos láurico (C12:0) e mirístico (C14:0), foram os principais para o óleo de licuri, 42,59 e 13,18%, respectivamente. Para o *blend* e óleo de soja, os ácidos predominantes foram o linoleico (C18:2n6c) com 38,48% para o *blend* e 50,62% para a soja, e o oleico (C18:1n9c) com 19,99 e 22,92%, para *blend* e soja, respectivamente.

Durante o processo de fritura observou-se que o perfil de ácidos graxos variou. Notavelmente, os ácidos graxos saturados, apresentaram aumento no final do processo para os três óleos estudados. Isso pode estar associado à decomposição de ácidos graxos insaturados e formação de saturados. A oxidação de ácido linoleico pode ser responsável pela formação do ácido láurico. Segundo Gunstone (2004), os hidroperóxidos são formados como produtos oxidados primários, e são compostos instáveis que se decompõem prontamente em produtos de cadeia curta. O 9-hidroperóxido do linoleato forma aldeído com 6 átomos de carbono, que poderia produzir um esqueleto de carbono com 12 átomos. Assim, é provavelmente a origem do ácido láurico gerado.

Ao comparar a porcentagem relativa de ácidos graxos dos óleos de licuri, *blend* e soja durante as seções de fritura, observou-se uma clara redução de ácidos graxos insaturados, com conseqüente aumento da quantidade dos saturados. A diminuição foi particularmente perceptível nos ácidos graxos poli-insaturados, presumivelmente por oxidação.

Tabela 18 - Composição de ácidos graxos durante fritura.

Óleos/Tempos	Ácidos graxos (%)								
	C8:0	C10:0	C12:0	C14:0	C16:0	C18:0	C18:1n9c	C18:2n6c	C18:3n3c
L									
0	11,85 ± 0,38	6,88 ± 0,13	42,59 ± 1,38	13,18 ± 0,37	6,49 ± 0,46	2,97 ± 0,15	11,20 ± 0,20	3,76 ± 0,42	0,15 ± 0,00
4	12,23 ± 0,15	7,05 ± 0,04	44,00 ± 0,18	13,45 ± 0,05	6,14 ± 0,03	2,73 ± 0,05	10,87 ± 0,16	2,60 ± 0,10	0,04 ± 0,01
8	11,76 ± 0,17	6,92 ± 0,07	44,24 ± 0,35	13,80 ± 0,03	6,41 ± 0,09	2,95 ± 0,08	10,67 ± 0,29	2,32 ± 0,11	0,03 ± 0,00
12	11,72 ± 0,28	6,92 ± 0,10	44,38 ± 0,14	14,05 ± 0,15	6,62 ± 0,12	3,07 ± 0,06	10,42 ± 0,21	1,81 ± 0,09	0,02 ± 0,00
16	12,18 ± 0,22	7,11 ± 0,07	45,22 ± 0,16	14,12 ± 0,04	6,51 ± 0,07	2,97 ± 0,08	9,44 ± 0,26	1,26 ± 0,06	0,02 ± 0,00
20	12,35 ± 0,15	7,19 ± 0,04	45,61 ± 0,18	14,27 ± 0,02	6,62 ± 0,03	3,05 ± 0,03	8,88 ± 0,18	0,83 ± 0,06	0,01 ± 0,00
24	12,39 ± 0,22	7,20 ± 0,13	46,06 ± 0,33	14,41 ± 0,10	6,69 ± 0,15	3,10 ± 0,13	8,39 ± 0,37	0,62 ± 0,04	0,01 ± 0,00
B									
0	3,16 ± 0,19	2,13 ± 0,13	12,40 ± 1,12	3,91 ± 0,40	9,63 ± 0,03	3,83 ± 0,02	19,99 ± 0,01	38,48 ± 1,25	4,72 ± 0,16
4	2,91 ± 0,16	1,96 ± 0,10	11,28 ± 0,42	3,57 ± 0,06	9,75 ± 0,06	3,91 ± 0,03	20,26 ± 0,17	38,85 ± 0,35	4,62 ± 0,05
8	3,02 ± 0,13	2,00 ± 0,08	11,43 ± 0,31	3,62 ± 0,06	9,95 ± 0,08	3,98 ± 0,03	21,55 ± 0,15	38,00 ± 0,36	4,37 ± 0,06
12	3,16 ± 0,05	2,06 ± 0,03	11,89 ± 0,14	3,79 ± 0,02	10,60 ± 0,02	4,19 ± 0,02	21,31 ± 0,08	36,81 ± 0,12	3,91 ± 0,01
16	3,16 ± 0,05	2,06 ± 0,03	11,89 ± 0,14	3,79 ± 0,02	10,60 ± 0,02	4,19 ± 0,02	21,31 ± 0,08	36,81 ± 0,12	3,91 ± 0,01
20	3,24 ± 0,08	2,08 ± 0,03	11,99 ± 0,11	3,82 ± 0,01	10,73 ± 0,03	4,26 ± 0,02	22,60 ± 0,11	35,35 ± 0,10	3,58 ± 0,01
24	3,41 ± 0,08	2,15 ± 0,05	12,29 ± 0,17	3,89 ± 0,02	10,86 ± 0,07	4,32 ± 0,01	22,71 ± 0,08	34,61 ± 0,14	3,40 ± 0,02
S									
0	0,08 ± 0,00	0,34 ± 0,03	0,59 ± 0,04	0,16 ± 0,01	11,54 ± 0,82	4,43 ± 0,33	22,92 ± 2,62	50,62 ± 2,65	6,90 ± 0,51
4	0,06 ± 0,01	0,46 ± 0,11	0,82 ± 0,21	0,22 ± 0,06	15,71 ± 3,94	5,98 ± 1,49	29,97 ± 3,48	34,57 ± 4,81	8,84 ± 2,17
8	0,09 ± 0,03	0,36 ± 0,03	0,63 ± 0,04	0,17 ± 0,01	11,76 ± 0,83	4,49 ± 0,31	24,75 ± 1,69	49,09 ± 3,43	6,08 ± 0,32
12	0,12 ± 0,01	0,37 ± 0,02	0,67 ± 0,03	0,18 ± 0,01	12,48 ± 0,69	4,76 ± 0,25	26,19 ± 1,39	46,23 ± 2,85	6,25 ± 0,33
16	0,19 ± 0,07	0,48 ± 0,18	0,86 ± 0,32	0,24 ± 0,09	16,36 ± 6,17	6,32 ± 2,39	29,89 ± 6,39	34,07 ± 0,88	7,83 ± 2,96
20	0,19 ± 0,01	0,36 ± 0,00	0,63 ± 0,01	0,17 ± 0,00	11,98 ± 0,04	4,58 ± 0,01	24,76 ± 0,12	49,24 ± 0,05	5,33 ± 0,02
24	0,21 ± 0,01	0,35 ± 0,00	0,63 ± 0,03	0,18 ± 0,00	12,16 ± 0,03	4,65 ± 0,00	24,98 ± 0,08	48,80 ± 0,01	5,18 ± 0,01

Médias ± desvios padrões.

S - Soja B - Blend (25L:75S) L - Licuri

Tabela 19 - Composição de ácidos graxos monoinsaturados, poli-insaturados e saturados durante fritura.

Óleos/Tempos	Ácidos Graxos		
	Monoinsaturados	Poli-insaturados	Saturados
L			
0	11,20 ± 0,19	3,91 ± 0,14	83,95 ± 0,40
4	10,87 ± 0,13	2,64 ± 0,16	85,60 ± 0,07
8	10,67 ± 0,20	2,36 ± 0,19	86,09 ± 0,11
12	10,42 ± 0,20	1,83 ± 0,21	86,75 ± 0,19
16	9,44 ± 0,23	1,27 ± 0,26	88,11 ± 0,26
20	8,88 ± 0,18	0,84 ± 0,18	89,10 ± 0,06
24	8,39 ± 0,27	0,63 ± 0,27	89,86 ± 0,03
B			
0	19,99 ± 1,05	43,19 ± 1,02	35,07 ± 1,25
4	20,26 ± 0,31	43,47 ± 0,26	33,38 ± 0,35
8	21,55 ± 0,16	42,36 ± 0,13	34,01 ± 0,36
12	21,31 ± 0,12	40,72 ± 0,02	35,70 ± 0,18
16	21,31 ± 0,14	40,72 ± 0,08	35,70 ± 0,13
20	22,60 ± 0,11	38,93 ± 0,12	36,13 ± 0,14
24	22,71 ± 0,14	38,02 ± 0,28	36,92 ± 0,17
S			
0	22,92 ± 0,02	57,52 ± 0,02	17,07 ± 2,65
4	29,97 ± 0,04	43,41 ± 0,06	23,24 ± 4,81
8	24,75 ± 0,02	55,17 ± 0,03	17,50 ± 3,43
12	26,19 ± 0,01	52,48 ± 0,01	18,58 ± 2,85
16	29,89 ± 0,09	41,90 ± 0,08	24,44 ± 0,00
20	24,76 ± 0,01	54,57 ± 0,02	17,92 ± 0,07
24	24,98 ± 0,02	53,97 ± 0,08	18,18 ± 0,01

Médias ± desvios padrões.

S - Soja B - Blend (25L:75S) L - Licuri

Tocoferóis e tocotrienóis

Os T e T3 são importantes componentes de óleos vegetais por contribuir para o valor nutricional, pela ação vitamínica, bem como, pelas propriedades antioxidantes (KIRITSAKIS, 1998). Sua presença nos óleos também é importante do ponto de vista tecnológico, devido à sua ação antioxidante, sendo geralmente oxidada a quinidina e dímeros protegendo a gordura (HOFFMAN, 1989).

A Figura 15 ilustra o cromatograma do perfil de tocoferóis e tocotrienóis para os óleos de L, B e S. A Figura 15(a) mostra que o óleo de licuri apresenta picos referentes somente aos tocotrienóis e, dentre eles, o pico mais

proeminente se refere ao α -T3; enquanto que na Figura 15(b) nota-se que o *blend* possui isômeros de tocoferóis e tocotrienóis, exceto o δ -tocotrienol. Para a soja, verifica-se que apenas picos de T são detectados e, dentre eles, os mais relevantes são os referentes a γ -T, Figura 15(c).

A Tabela 20 apresenta as mudanças ocorridas nos teores de tocoferóis e tocotrienóis ao longo do processo de fritura. Os isômeros de T e T3 degradaram-se acentuadamente para todos os óleos em estudo. O óleo de licuri que, apresentou apenas isômeros de T3, teve todos eles degradados, não sendo possível detectá-los já na 4^o hora de fritura. A impossibilidade de aplicar a regressão linear não permitiu que se chegasse a um modelo satisfatório para prever até que hora os valores dos isômeros se mantiveram nas amostras de óleos.

No *blend* observou-se uma mistura dos isômeros presentes nos óleos de soja e licuri. O δ -tocoferol apresentou-se como o isômero mais resistente, tanto para o *blend* como para o óleo de soja. De maneira geral, os isômeros de T e T3 degradaram-se rapidamente, não sendo possível detectar a presença de nenhum deles já com 16 h de fritura. Portanto, apesar de ser o componente antioxidante lipídico mais importante dos óleos, os tocoferóis e tocotrienóis parece desempenhar um papel reduzido na preservação dos óleos no processo de fritura.

Figura 15 - Cromatogramas do perfil de tocoferóis e tocotrienóis para os óleos de licuri(a), *blend*(b) e soja(c). Condições: coluna de sílica de fase normal (Supelcosil™ LC-SI, 7,5 cm x 3 mm x 3 mm) (Supelco, EUA), condicionada a 25°C e eluída com fase móvel de hexano:dioxano (97:3, v/v), e fluxo de 0,7 mL/min. Detector de fluorescência.

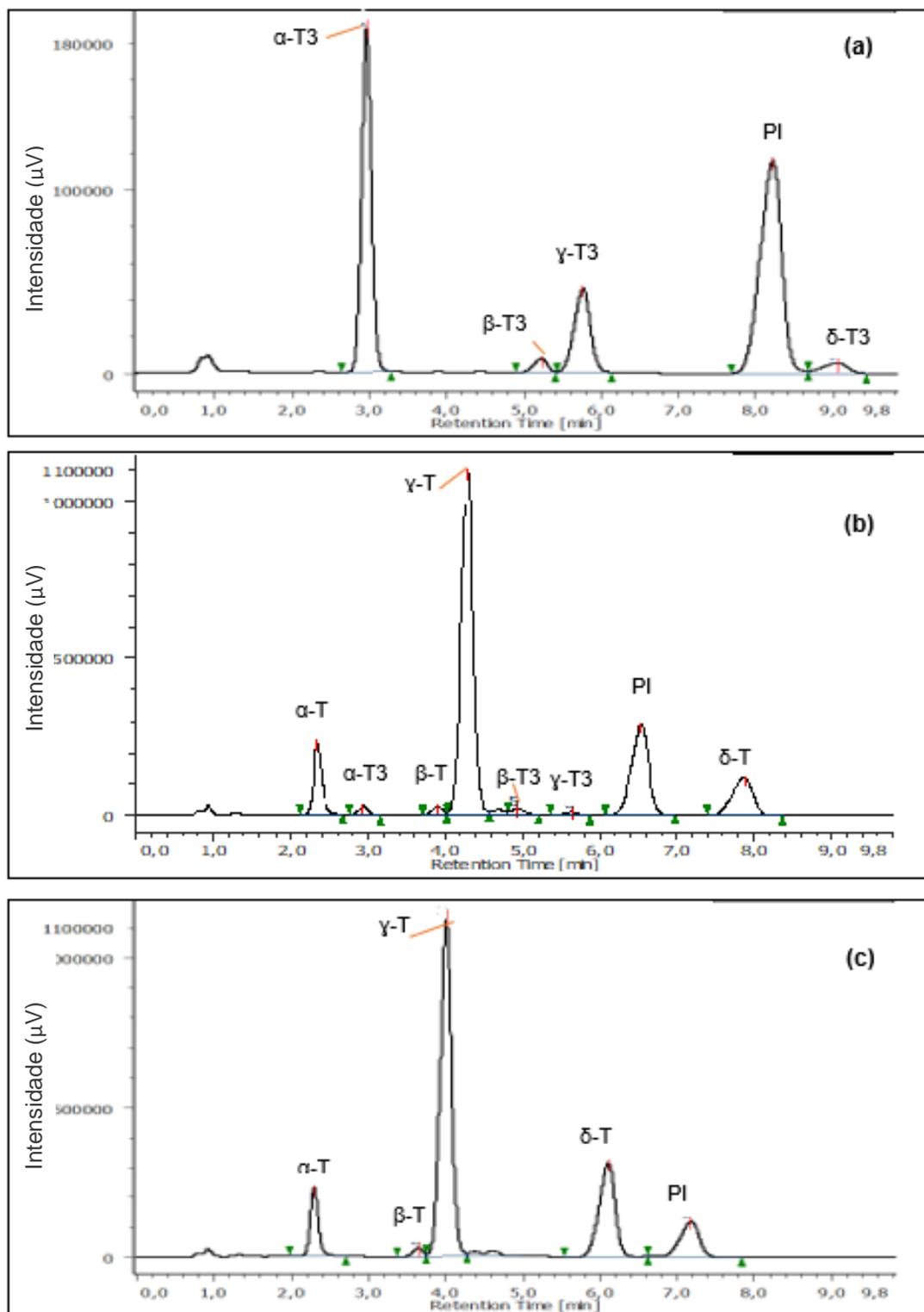


Tabela 20 - Mudanças na composição de tocoferóis e tocotrienóis para óleos e *blend* durante fritura.

Óleos/Tempos		Tocoferóis e Tocotrienóis (mg/kg)							
		α -T	α -T3	β -T	β -T3	γ -T	γ -T3	δ -T	δ -T3
L									
	0	nd	59,64 \pm 0,68	nd	4,99 \pm 0,03	nd	24,5 \pm 0,22	nd	6,24 \pm 0,11
	4	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
	8	-	-	-	-	-	-	-	-
	12	-	-	-	-	-	-	-	-
	16	-	-	-	-	-	-	-	-
	20	-	-	-	-	-	-	-	-
	24	-	-	-	-	-	-	-	-
B									
	0	73,73 \pm 2,49	19,95 \pm 0,41	13,50 \pm 0,42	19,81 \pm 0,37	540,44 \pm 0,87	11,51 \pm 0,33	168,51 \pm 5,62	nd
	4	21,77 \pm 1,38	4,53 \pm 0,07	7,13 \pm 0,03	6,24 \pm 0,23	78,25 \pm 0,35	4,85 \pm 0,16	105,56 \pm 0,34	nd
	8	nd	nd	nd	nd	nd	nd	36,38 \pm 0,21	nd
	12	nd	nd	nd	nd	nd	nd	8,715 \pm 0,32	nd
	16	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
	20	-	-	-	-	-	-	-	-
	24	-	-	-	-	-	-	-	-
S									
	0	91,08 \pm 0,85	nd	17,39 \pm 0,11	nd	655,72 \pm 0,89	nd	216,76 \pm 1,75	nd
	4	nd	nd	10,03 \pm 3,60	nd	81,08 \pm 0,47	nd	119,60 \pm 1,78	nd
	8	nd	nd	4,78 \pm 0,27	nd	4,52 \pm 0,20	nd	35,18 \pm 1,59	nd
	12	nd	nd	nd	nd	nd	nd	11,70 \pm 0,21	nd
	16	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
	20	-	-	-	-	-	-	-	-
	24	-	-	-	-	-	-	-	-

nd - não detectado (limite de detecção 0,1-0,2 mg/100g), - não determinado. S - Soja B - *Blend* (25L:75S) L - Licuri

Avaliação das características das batatas fritas

Comumente, alimentos fritos incorporam óleos em diferentes quantidades, sendo enriquecidos com componentes do óleo, como ácidos graxos e vitamina E (CASAL et al., 2010; CHIOU et al., 2012). Simultaneamente, alguns componentes dos alimentos são perdidos por evaporação ou lixiviação, como a própria umidade; enquanto novos compostos são formados das interações óleo-alimento, incluindo os altamente agradáveis, como sabores voláteis típicos de produtos fritos, ou insalubres, como lipídios degradados e acrilamida (CAMIRE et al., 2009). Com intuito de avaliar as alterações nas batatas fritas, foram realizadas análises de umidade, absorção de lipídios, cor e acrilamida com a última batelada de fritura do primeiro e último dia (8 e 24 h), ambas fritas nos óleos de licuri, soja e *blend*, cujos dados encontram-se apresentados na Tabela 21.

Independente do óleo analisado, as batatas fritas tiveram umidade diminuída entre os tempos inicial e final. Tendo em vista que as condições de temperatura e quantidade de batatas destinadas à fritura foram mantidas constantes ao longo do processo é possível prever que a diminuição da umidade pode estar associada à degradação do óleo, a qual influencia a eficiência térmica, tensão superficial ou coeficiente convectivos de transferência de calor (TSENG; MOREIRA; SUN, 1996). O decréscimo da interação óleo-alimento imposto pelo não reabastecimento também podem ter contribuído para esse efeito.

A redução da umidade foi inevitavelmente acompanhada pelo aumento da absorção de gordura, com teores variando de 5,09 a 7,63% para batatas fritas no óleo de licuri; 5,71 a 9,17% para as fritas no *blend* e 5,77 a 7,32% para as fritas em óleo de soja.

Segundo Pedreschi (2012), um dos parâmetros mais significativos para justificar a absorção de óleo na batata frita é a temperatura, porém a temperatura foi mantida constante durante todo o ensaio. Já Ziaifar et al. (2008), afirmam que características inerentes aos óleos, como composição de ácidos graxos, viscosidade e calor específico podem ser os responsáveis por essa absorção de óleo. Como não foram realizadas análises de viscosidade e calor específico,

acredita-se que a composição de ácidos graxos pode ser a responsável pela redução da umidade e aumento da absorção de gordura.

A cor de batatas fritas é normalmente uma característica muito apreciada pelos consumidores. Segundo Krokida et al. (2001), os valores das coordenadas a^* devem ser entre -5 e 0 e das coordenadas b^* devem ser maiores que 10, para que, assim, as batatas fritas tenham uma tonalidade ideal. Em relação à coordenada L^* , Garayo e Moreira (2002), afirmam que quanto maior o valor de L^* , mais claras serão as batatas fritas, característica desejada nesse tipo de alimento.

Tabela 21 - Análises das batatas fritas.

Determinações/Óleos	Tempo de fritura (h)	
	8	24
Umidade (g/100 g)		
L	62,71 ± 0,60	58,36 ± 0,48
B	63,83 ± 0,47	61,08 ± 0,62
S	62,67 ± 0,40	62,67 ± 0,39
Teor de lipídeos (%)		
L	5,09 ± 0,02	7,63 ± 0,01
B	5,71 ± 0,00	9,17 ± 0,01
S	5,77 ± 0,00	7,32 ± 0,02
L^*		
L	59,93 ± 1,57	56,68 ± 0,09
B	58,59 ± 2,74	57,00 ± 0,20
S	54,48 ± 1,27	57,46 ± 0,55
a^*		
L	2,49 ± 0,082	1,31 ± 0,20
B	3,84 ± 1,01	0,68 ± 2,13
S	4,22 ± 0,89	1,11 ± 1,53
b^*		
L	28,11 ± 0,56	32,41 ± 1,32
B	32,41 ± 0,74	31,33 ± 0,92
S	31,64 ± 1,07	29,3 ± 2,79
Acrilamida ($\mu\text{g}/100\text{ g}$)		
L	275,60 ± 15,48	374,26 ± 42,43
B	187,00 ± 20,34	771,00 ± 5,48
S	152,00 ± 77,87	539,00 ± 16,72

Médias ± desvios padrões.

S - Soja B - Blend (25L:75S) L - Licuri

O processo de fritura para cada batelada de batatas foi mantido constante para os óleos (5 min). A cada 8 h, um lote foi recolhido e as determinações de cores foram realizadas na superfície das batatas, de forma instrumental e os resultados demonstraram variações. Considerando os valores de referência apresentados, e, independentemente do tipo de óleo, o valor da coordenada a^* ficou entre 0 e 5; o da coordenada b^* , apresentou-se de acordo, atingindo valores de até 32,41 e o de L^* foi sempre superior a 55.

Os lotes de batatas retirados na primeira e última fritura promoveram decréscimo das coordenadas L^* e a^* para as batatas fritas no óleo de licuri e *blend* demonstrando coloração mais clara e reduzindo a intensidade de tons vermelhos. Com aumento do tempo de fritura, a coordenada b^* (amarelo) apresentou um padrão irregular.

A acrilamida vem despertando muito interesse da comunidade científica e dos consumidores, em geral, devido a uma possível ação carcinogênica em humanos. Dentre os alimentos que podem conter essa substância, as batatas fritas estão posicionadas entre as maiores fontes (MATTHÄUS; HAASE, 2014).

Os resultados de acrilamida para batatas fritas são apresentados na Tabela 21. Variações foram verificadas entre os três óleos durante o período de fritura: o óleo de licuri de 275,6 para 374,3 $\mu\text{g}/100\text{ g}$; o *blend*, de 187 para 771 $\mu\text{g}/100\text{ g}$ e o óleo de soja, de 152 para 539 $\mu\text{g}/100\text{ g}$. Estes resultados são superiores aos valores indicativos de acrilamida para batatas fritas prontas para consumo (60 $\mu\text{g}/100\text{ g}$) e batatas fritas (100 $\mu\text{g}/100\text{ g}$) (MATTHÄUS; HAASE, 2014).

Zhang et al. (2015), em um estudo de 600 ciclos de fritura com seis óleos diferentes, abordaram a possível influência dos coeficientes de transferência de calor de óleo no teor de acrilamida. Não há associações consistentes na literatura quanto à influência da qualidade do óleo durante o processo de fritura nos teores de acrilamida. Há um destaque que essa influência pode estar associada ao tipo de alimento (MATTHÄUS; HAASE, 2014).

6 CONCLUSÕES

Os óleos de licuri possuíram baixos índices de peróxidos, *p*-anisidina, ácidos graxos livres e totox quando comparados com a legislação, sinalizando a sua boa qualidade, indicando que este óleo pode ser explorado para uso alimentício. Os óleos de licuri independente da localidade, forma de tratamento dado à amêndoa antes da extração do óleo e da época do ano, apresentaram similaridade entre si e com o óleo de coco, principalmente na composição de ácidos graxos, tocotrienóis e triacilgliceróis.

Dentre os óleos submetidos à estocagem em estufa, o óleo de licuri apresentou-se o mais estável, resultado que pode estar associado à sua composição de ácidos graxos, maioria saturados. Entre os *blends*, o de maior percentual de óleo de licuri (B1), foi o que apresentou maior estabilidade. O conteúdo de tocoferóis e tocotrienóis no *blend* mostrou-se mais estável até o último dia de estocagem, o que não foi observado para os óleos puros.

Os óleos submetidos à fritura apresentaram aumento no índice de *p*-anisidina, dienos e trienos conjugados e baixa estabilidade quando relacionados a os teores de tocoferóis e tocotrienóis. Os compostos polares foram aumentando para todos os óleos, sobretudo no *blend*, durante o processo de fritura. Essas características eram esperadas, uma vez que a fritura foi prolongada e executada a 170°C.

As batatas fritas nos óleos de licuri, soja e *blend* apresentaram redução no teor de umidade, com o tempo, enquanto que o teor lipídico foi aumentado. A cor das batatas teve uma variação dos parâmetros L*, a* e b* durante o processo de fritura. Os valores encontrados para a acrilamida foram superiores aos estabelecidos para alimentos fritos.

7 REFERÊNCIAS

ACHKAR, M. T.; NOVAES, G. M.; SILVA, M. J. D.; VILEGAS, W. Propriedade antioxidante de compostos fenólicos: importância na dieta e na conservação de alimentos. **Revista da Universidade Vale do Rio Verde**, v. 11, n. 2, p. 398-406, 2013.

AGGARWAL, B. B.; SUNDARAM, C.; PRASAD, S.; KANNAPPAN, R. Tocotrienols, the vitamin e of the 21st century: its potential against cancer and other chronic diseases. **Biochemical Pharmacology**, v. 80, p. 1613-1631. 2010.

ALVES, A. L.; MARINHO, P. I.; TIBURTINO L. U.; BARBOSA, V. M. R. Análise da cobertura de duas fitofisionomias de caatinga com diferentes históricos de uso, no município de São João do Cariri, estado da Paraíba. **Revista Cerne**, v.11, n.3, p. 253-262, 2005.

AMORIM, F. A. C. Estudo de remoção de cu (ii) em meio aquoso utilizando carvão preparado a partir da casca do licuri (*S. coronata*). **Revista Virtual de Química**. v. 9, n. 5, p. 2121-2134, 2017.

ANDRADE, L. A; PEREIRA, I. M.; LEITE, U. T.; BARBOSA, M. R. V. Análise da cobertura de duas fitofisionomias de caatinga com diferentes históricos de uso, no município de São João do Cariri, estado da Paraíba. **Revista Cerne**, v. 11, n. 3, p. 253-262, 2005.

ANTONIASSI, R. Métodos de avaliação da estabilidade oxidativa de óleos e gorduras. **Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**, v. 19, n. 2, p. 353-380, 2001.

ANWAR, F.; IJAZ, A.; SHAHID I. L.; H.; BHANGER, M. I. Enhancement of the oxidative stability of some vegetable oils by blending with *Moringa oleifera* oil. **Food Chemistry**, v. 103, p.1181-1191, 2007.

AOAC. ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. **Official methods of analysis**. 21 ed. Arlington: AOAC, 2016.

AOCS. AMERICAN OIL CHEMISTS´ SOCIETY. **Oficial Methods and Recommended Practices of the American Oil Chemists´ Society**. 6 ed. Champaign: AOCS, 2009.

ÁQUILA, R.; SILVA, J.; SILVA, J. V.; ALMEIDA, C. The first complete chloroplast genome sequence of *Syagrus coronata*: comparative analysis in Arecoideae (Arecaceae). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 41, 2 ed., p 393-401, 2018.

ARDABILI, A. G.; FARHOOSH, R.; KHODAPARAST, M. H. H. Frying stability of canola oil in presence of pumpkin seed and olive oils. **European Journal of Lipid Science and Technology**, n. 112, p. 871-877, 2010.

AROUCHA, E. P. L.; AROUCHA, M. L. **Boas práticas de manejo para o extrativismo sustentável do licuri** – Brasília: Instituto Sociedade, População e Natureza. 2013. 92 p.

BAUER, L. C.; DAMÁSIO; J. M. A.; SILVA, M. V.; SANTANA, D. A.; GUALBERTO S. A.; SIMIONATO, J. I. Chemical characterization of pressed and refined licuri (*Syagrus coronata*) oils. **Acta Scientiarum Technology**, v. 35, p. 771-776, 2013.

BELVISO, S.; GHIRARDELLO, D.; GIORDANO, M.; RIBEIRO, G. S.; ALVES, J. S.; PARODI, S.; RISSO, S.; ZEPPA, G. Phenolic composition, antioxidant capacity and volatile compounds of licuri (*Syagrus coronata* (Martius) Beccari) fruits as affected by the traditional roasting process. **Food Research International**, v. 51, p. 39-45, 2013.

BENDINI, A.; VALLI, E.; CERRATANI, L.; CHIAVARO, E.; LERCKER, G. Study on the effects of heating of virgin olive oil blended with mildly deodorized olive oil: focus on the hydrolytic and oxidative state. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.57, n.21, p.10055-10062, 2009.

BESSA, C. M. A. S.; NASCIMENTO ,R. S.; ALVES, R. C. C.; ANSELMO, J. M.; da SILVA, A. P. S.; SILVA, A. G.; LIMA, V. L. M.; TAVARES, J. F. L.; SILVA , C. N.; SILVA, M. V.; CORREIA, M. T. S. *Syagrus coronata* seed oils have antimicrobial action against multidrug-resistant *Staphylococcus aureus*. **Journal**

BOBBIO, F.O.; BOBBIO, P.A. **Introdução à química de alimentos**. 3. ed. São Paulo: Varela, 2003. 238p.

BONDAR, G. **O licurizeiro (*Cocus coronat Mart.*) e suas potencialidades na economia brasileira**. Salvador: Instituto Central de Fomento Econômico da Bahia, 1938. 18 p.

BORGES, T. H.; MALHEIRO, R.; SOUZA, A. M.; CASAL, S. PEREIRA, J. A. Microwave heating induces changes in the physicochemical properties of baru (*Dipteryx alata Vog.*) and soybean crude oils. **European Journal of Lipid Science and Technology**. v. 117, p. 503-513, 2015.

BOTELHO, B. P.; GALASSO, M.; DIAS, V.; MANDRIOLI, M.; LOBATO, L. P.; RODRIGUEZ-ESTRADA, M. T.; CASTRO, I. A. Oxidative stability of functional phytosterol-enriched dark chocolate. **LWT - Food Science and Technology**. v. 55, n. 2, p. 444-4451, 2014.

BRUFAU, G.; CANELA, M. A.; RAFECAS, M. Phytosterols: physiologic and metabolic aspects related to cholesterol-lowering properties. **Nutrition Research**, v. 28, p. 217-225, 2008.

CAMIRE, M. E.; KUBOW, S.; DONNELLY, D. J. Potatoes and human health. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 49, p. 823-840, 2009.

CARVALHO, N. O. S.; PELACANI, C. R.; RODRIGUES, M. O. S.; CREPALDI, I. C. Crescimento inicial de plantas de licuri (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) em diferentes níveis de luminosidade. **Revista Árvore**, v.30, n.3, p.351-357, 2006.

CARVALHO, N. O. S.; PELACANI, C.R.; DE RODRIGUES, M.O.S. CREPALDI, I. C. Uso de substâncias reguladoras e não-específicas na germinação de sementes de licuri (*Syagrus coronata* (MART.) BECC). **Sitientibus**, Série Ciências Biológicas, v. 5, n. 1, p. 28-32, 2005.

CASAL, S.; MALHEIRO, R.; SENDAS, A.; OLIVEIRA, B. P. P.; PEREIRA, J. A. Olive oil stability under deep-frying conditions. **Food and Chemical Toxicology**, v. 48, n. 10, p. 2972-2979, 2010.

CASAROTTI, S. N.; JORGE, N. Antioxidant activity of rosemary extract in soybean oil under thermoxidation. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 38, n. 1, p.136-145, 2014.

CASTRO, R.A., FABRICANTE, J. R.; SIRQUEIRA FILHO, J. A. A importância da palmeira *Syagrus coronata* (Mart.) Beec. para a conservação da riqueza e diversidade de espécies epífitas vasculares na caatinga. **Revista Árvore**, v. 40, n. 1, p. 1-12, 2016.

CATALGOL, B.; BATIREL, S.; OZER, N. K. Cellular protection and therapeutic potential of tocotrienols. **Current Pharmaceutical Design**, v. 17, n. 21, p. 2215-2220, 2011.

CAVALCANTE, M. B. Ecoturismo no Bioma Caatinga: O Caso do Parque Estadual da Pedra da Boca, Paraíba. **Revista Nordestina de Ecoturismo**, v. 2, n. 1, p. 25-38, 2009.

CHEIKH-ROUHO, S.; CHEIKH-ROUHO, S.; BESBES, S.; LOGNAY, G.; BLECKER, C. DEROANNE, C.; ATTIA, H. Sterol composition of black cumin (*Nigella sativa* L.) and Aleppo pine (*Pinus halepensis* Mill.) seed oils. **Journal of Food Composition and Analysis**, v.21, p.162-168, 2008.

CHIOU, A.; KALOGEROPOULOS, N.; BOSKOU, G.; SALTA, F. N. Migration of health promoting microconstituents from frying vegetable oils to French fries. **Food Chemistry**, v. 133, n. 4, p. 1255-1263. 2012.

CODEX ALIMENTARIUS COMMISSION (FAO/WHO). **Codex standart for named vegetable oils: codex stan 210-1999**. *Codex Alimentarius*, v. 10, 2009.

COIMBRA, M. C.; RÉ, P. V. D.; JORGE, N. Influência do extrato de alho na estabilidade oxidativa do óleo de soja refinado. **Revista Ceres**, v. 56, n.5, p. 547-550, 2009.

COMMISSION INTERNATIONALE DE L'ECLAIRAGE (CIE). **Colorimetry. Publication CIE N° 15.2**. Commission Internationale de l'Eclairage, Vienna. 2nd Edition, 1986.

Commission Regulation (EEC) No. 2568. **On the characteristics of olive oil and olive residue oil and on the relevant methods of analysis**, OJ L 248, 5.9.1991, p. 1. 1991.

COSTA NETO, P. R.; FREITAS, R. J. S.; WASZCZYNSKYJ, N. Avaliação de pastéis fritos em óleo de soja com diferentes tempos de aquecimento. **Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**, v. 13, n. 2, p. 91-98, 1995.

COSTA, J. B.; OLIVEIRA, R. L.; SILVA, T. M.; AYRES, M. C.; ETRELA-LIMA, A.; CARVALHO, S. T.; RIBEIRO, R. D.; CRUZ, G. A. Liver metabolic and histopathological profile in finishing lambs fed licuri (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) cake. **Tropical animal health and production**, v. 48, n. 3, p. 501-507, 2016.

CREPALDI, I. C.; DE ALMEIDA-MURADIAN, L. B.; RIOS, M. D. G.; PENTEADO, M DE V. C.; SALATINO, A. Composição nutricional do fruto de licuri (*Syagrus coronata* (Martius) Beccari). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, n. 2, p. 155-159, jun. 2001.

CROZIER, A.; JAGANATH, I. B.; CLIFFORD, M. N. Dietary phenolics: chemistry, bioavailability and effects on health. **Natural Product Reports**, v. 26, n. 8, p. 965-1096, 2009.

DAMODARAN, S.; PARKIN, K. L.; FENNEMA, O. R. **Química de alimentos de Fennema**. 4ª ed, Porto Alegre: Artmed, 2010.

DE LA, K. T. D. S.; SALLES, A. S. M. P.; MENEGHETTI W.; SANTOS M. I. C. F.; SILVA J. P. V.; CARVALHO, S. H. V.; SOLETTI, J. I. Characterization of *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. oil and properties of methyl esters for use as biodiesel. **Industrial Crops and Products**, v. 32, n. 3, p. 518-521, 2010.

DIJKSTRA, A. J. Lauric Oils. *In*. CABRELLERO, B. FINGALAS P. M.; TOLDRÁ F. Eds. **Encyclopedia of food and health**. Oxford: Elsevier, 2016, 517-522 p.

DOBARGANES, C.; MARQUEZ-RUIZ, G.; VELASCO, J. Interactions between fat and food during deep-frying. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v.102, n.8-9, p.521-528, 2000.

DOBARGANES, M. C.; PÉREZ-CAMINO, M. C.; MÁRQUEZ-RUÍZ, G. High Performance Size Exclusion Chromatography of Polar Compounds in Heated and Non-Heated Fats. **European Journal of Lipid Science and Technology**. v. 90, n 8, p. 308-311, 1988.

DUNFORD, N. T. Health benefits and processing of lipid-based nutritional. **Food Technology**, v. 55, n. 11, p.38-44, 2001.

EMBRAPA SOJA. **Soja em números (safra 2017/2018)**. 2018. Disponível em: <https://www.embrapa.br/web/portal/soja/cultivos/soja1/dados-economicos>. Acesso em: 24 janeiro de 2019.

EUROPEAN UNION REGULATION 1348: **Determination of the composition and content of sterols and triterpenes dialcohols by capillary-column gas chromatography**. 2013.

EYRES, L.; EYRES M. F.; CHISHOLM, A.; BROWN, R. C. Coconut oil consumption and cardiovascular risk factors in humans. **Nutrition Reviews**, v.74, n. 4, p. 267-80, 2016.

FARIAS, C. M. M. **Produção e caracterização de lípases de *Aspergillus* da Micoteca URM utilizando resíduo de Licuri (*Syagrus coronata*) (Martius)**

Beccari como substrato. 2013. 78 f. Dissertação (mestrado) – Centro de Ciências Biológicas Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2013.

FERNANDES, P.; CABRAL, J. M. S. Phytosterols: applications and recovery methods. **Bioresource Technology**, v. 98, p. 2335-2350, 2007.

FRANK, J.; CHIN, X. W.; SCHRADER C.; ECKERT G.P.; RIMBACH L. Do tocotrienols have potential as neuroprotective dietary factors. **Ageing Research Reviews**, v.11, n. 1, p. 163-180. 2012.

GARAYO, J.; MOREIRA, R. Vacuum frying of potato chips. **Journal of Food Engineering**, v. 55, p. 181-191. 2002:

GERTZ, C. Review Article: Fundamentals of the frying process. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v.116, p. 669-674, 2014.

GIULIETTI, A. M. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. In: SILVA, J. M. C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M. T.; LINS, L. V. (Org.). **Biodiversidade da caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação**. Brasília, DF: Ministério do Meio Ambiente, Universidade Federal de Pernambuco, 2003, 382 p.

GÖKMEN, V.; ŞENYUVA, H. Z. S. Study of colour and acrylamide formation in coffee, wheat flour and potato chips during heating. **Food Chemistry**, v. 99, n.2, p. 238-243, 2006.

GONÇALVES, C. M.; LOPES, K. G. S.; CREPALDI, I. C.; GÓES NETO, A. UETANABARO, A. P. T. Ocorrência de microrganismos em ração animal preparada artesanalmente a partir do licuri (*Syagrus coronata*). **Sitientibus, Série Ciências Biológicas** v. 5, p. 53-55. 2005.

GONÇALVES, R. P.; MARÇO, P. H.; VALDERRAMA, P. Thermal edible oil evaluation by uv-1 vis spectroscopy and chemometrics. **Food Chemistry**. v. 163, p. 83-84, 2014.

GONZÁLEZ-LARENA M.; GARCIA-LIATAS, G.; CLEMENTE, G., BARBERÁ, R.; LARGADA, M. J. Plant sterol oxides in functional beverages: Influence of matrix and storage. **Food Chemistry**. v. 173, p. 881-889, 2015.

GONZÁLEZ-LARENA M.; GARCIA-LIATAS, G.; VIDAL, M. C.; SÁNCHEZ-SILES L. M.; BARBERÁ, R.; LARGADA, M. J. Stability of plant sterols in ingredients used in functional foods. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.59, p. 3624-3631, 2011.

GUIMARÃES, E. A. **Efeito da adição de fibras da palma do licuri (*Syagrus coronata*) no comportamento físico e mecânico de compósitos de matriz cimentícia**. 2013. 92 f. Tese (Doutorado em Ciências e Engenharia dos Materiais). Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, Rio Grande do Norte, 2013.

GUNSTONE, F. D. **Chemical properties related to unsaturated centres**. In: F. D. Gunstone (Ed.), *The chemistry of oils and fats*. Boca Raton, FL, USA: CRC Press LCC. 281p. 2004.

HASSANIEN M. M. M; ABDEL-RAZEK A. G. Improving the stability of edible oils by blending with roasted sesame seed oil as a source of natural antioxidants. **Journal of Applied Sciences Research**, v.8, n.8, p. 4074-4083, 2012.

HASSANIEN, M. F. R. Tocol and phytosterol composition of edible oils in the Egyptian market. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 36, n. 6, p. 531-538, 2012.

HOFFMAN, G. The chemistry of edible fats. In: *The Chemistry and Technology of Edible Oils and Fats and their High Fat Products*. **Academic Press**, p. 1-28, 1989.

IHA, O. K.; ALVES, F. C. S. C.; SUAREZ, P. A. Z.; OLIVEIRA, M. B. F.; MENEGHETTI, S. M. P.; SANTOS, B. P. T.; SOLETTI, J. I. Physicochemical properties of *Syagrus coronata* and *Acrocomia aculeata* oils for biofuel production. **Industrial Crops and Products**. v. 62, p. 318-322. 2014

INOUE, A.; TAKITANI, K.; KOH, M.; KAWAKAMI, C.; KUNO, T.; TAMA, I. H. Induction of apoptosis by gamma-tocotrienol in human cancer cell lines and leukemic blasts from patients: dependency on Bid, cytochrome c, and caspase pathway. **Nutrition and Cancer**, v. 63, n. 5, p. 763-770. 2011.

ISO 12966-2:2011. **Animal and vegetable fats and oils - Gas chromatography of fatty acid methyl esters** – Part 2: Preparation of methyl esters of fatty acid. Geneva. 2011.

ISO 9936. **Animal and vegetable fats and oils - Determination of tocopherol and tocotrienol contents by highperformance liquid chromatography**. Geneva. 2006.

JESUS, I. B.; BAGALDO, A. R.; BARBOSA, L. P.; OLIVEIRA, R. L.; GARCEZ NETO, A. F.; SILVA, T. M.; MACOME, F. M.; RIBEIRO, C. V.; DI, M. Níveis de óleo de licuri [*Syagrus coronata* (Martius) beccari] na dieta de cabritos $\frac{3}{4}$ Boer. **Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal**, v. 11, p. 1163-1175, 2010.

JORGE, N. **Química e tecnologia de óleos vegetais**. São Paulo: Cultura Acadêmica, 2009, 165p.

JORGE, N.; GONGALVES, L. A. G.; DOBARGANES, M. C. Influence of fatty acid composition on the formation of polar glycerides and polar fatty acids in sunflower oils heated at frying temperatures. **Grasas y Aceites**. v. 48. n.1, p.17-24, 1997.

JORGE, N.; SOARES, B. B. P.; LUNARDI, V. M.; MALACRIDA, C. R. Alterações físico-químicas dos óleos de girassol, milho e soja em frituras. **Química Nova**, v. 28, n. 6, p.947-951, 2005.

KAILEH, M.; SEN, R. Role of NF- κ B in the anti-inflammatory effects of tocotrienols. **The Journal of the American College of Nutrition**. v. 3 p. 334S-339S. 2010.

KALANTZAKIS, G.; BLEKAS, G.; PEGKLIDOU, K.; BOSKOU, D. Stability and radical-scavenging activity of heated olive oil and other vegetable oils. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 108, n. 4, p. 329-335, 2006.

KANNAPPAN, R.; GUPTA, S. C.; KIM, J. H.; AGGARWAL, B. B. Tocotrienols fight cancer by targeting multiple cell signaling pathways. **Genes & Nutrition**. v.7, n. 1, p. 43-52, 2012.

KEMP, S. E.; HOLLOWOOD, T.; HORT, J. A. **Sensory Evaluation: a practical handbook**, London: J. Wiley, 2009. 196p.

KI, S. Y.; HYUNNHO, C.; KEUM, T. H. Physicochemical properties and oxidative stability of frying oils during repeated frying of potato chips. **Food Science Biotechnol**, v. 27, n. 3, p. 651-659. 2017.

KILL, L. H. P. **Caatinga: patrimônio brasileiro ameaçado**. Agroline.com.br. Disponível em: <http://www.agroline.com.br/artigos/artigo.php?id=81>. Consultado em abril de 2017.

KIRALAN, M.; M. ULAŞ, M.; ÖZAYDIN, A.; N. ÖZDEMİR; ÖZKAN, G.; BAYRAK, A.; RAMADAN, M. F. Blends of cold pressed black cumin oil and sunflower oil with improved stability: a study based on changes in the levels of volatiles, tocopherols and thymoquinone during accelerated oxidation conditions. **Journal of Food Biochemistry**, v. 41, 10p, 2016.

KIRITSAKIS, A. Olive Oil: From the Tree to the Table. **Food and Nutrition Press, Connecticut**. p. 348. 1998

KITAHARA, T.; AOYAMA, Y.; HIRAKATA, Y.; KAMIHIRA S.; KOHNO S; ICHIKAWA N.; NAKASHIMA, M.; SASAKI, H.; HIGUCHI, S.; In vitro activity of lauric acid or myristylamine in combination with six antimicrobial agents against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA). **International Journal of Antimicrobial Agents**, v. 27, p. 51-57, 2006.

KMIECIK, D.; KORCZAK, J.; RUDZIŃSKA M.; GRAMZA-MICHAŁOWSKA, A.; HEŚ, M.; KOBUS-CISOWSKA, J. Stabilisation of phytosterols by natural and synthetic antioxidants in high temperature conditions. **Food Chemistry**, v. 173, p. 966-971, 2015.

KMIECIK, D.; KORCZAK, J.; RUDZIŃSKA, M.; KOBUS-CISOWSKA, J.; GRAMZA-MICHAŁOWSKA, A.; HEŚ, M. β -Sitosterol and campesterol stabilization by natural synthetic antioxidants during heating. **Food Chemistry**. v.128, p. 937-942, 2011.

KROKIDA, M. K.; OREOPOULOU, V.; MAROULIS, Z. B.; MARINOS-KOURIS, D. Colour changes during deep fat frying. **Journal of Food Engineering**, v. 48, n.3, p. 219-225. 2001.

LAMPI, A. M.; JUNTUNEN, L.; TOIVO, J. PIIRONEN, V. Determination of thermooxidation products of plant sterols. **Journal of Chromatography**, v. 777, p. 93-92, 2002.

LAURELES, L. R.; RODRIGUEZ, F. M.; REANO, C. E.; SANTOS, G. A.; LAURENA, A. C.; MENDOZA, E. M. T. Variability in Fatty Acid and Triacylglycerol Composition of the Oil of Coconut (*Cocos nucifera* L.) Hybrids and Their Parentals. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, p. 1581-1586, 2002.

LE DRÉAU, Y., DUPUY, N.; ARTAUD J.; OLLIVIER D.; KISTER, J. Infrared study of aging of edible oils by oxidative spectroscopic index and MCR-ALS chemometric method. **Talanta**, v. 77, n. 5, p. 1748-1756, 2009.

LEAL, L. B.; SOUSA, G. D.; SEIXAS, K. B.; DE SOUZAI, P. H. N.; SANTANA, D. P. Determination of the critical hydrophile-lipophile balance of licuri oil 8 from *Syagrus coronata*: Application for topical emulsions and evaluation of its hydrating function. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**. v.49, p.167-173. 2013.

LEDBETTER, C. A.; PALMQUIST, D. E. Degradation of almond pellicle color coordinates at different storage temperatures. **Postharvest Biology and Technology**, v. 40, n.3, p. 295-300, 2006.

LI, X.; LI, J.; YONG, W.; CAO, P.; LIU, Y. Effects of frying oils' fatty acids profile on the formation of polar lipids components and their retention in french fries over deep-frying process. **Food Chemistry**, v. 237 p. 98-105, 2017.

LI, X.; WU, G.; YANG, F.; MENG, L.; HUANG, J.; ZHANG, H.; JIN Q.; WANG, X. Influence of fried food and oil type on the distribution of polar compounds in discarded oil during restaurant deep frying. **Food Chemistry**, v. 272, p. 12-17. 2019.

LIERAS, E. CORADIN, L. **Native neotropical oil palms: State of the art and perspectives for Latin America**. In. The palm-tree of life: biology, utilization and conservation. Proceedings of a symposium at the annual meeting of the Society for Economic Botany held at the. New York Botanical Garden, Bronx, 1986. New York Botanical Garden, 1988. p. 201-213.

LINEBACK, D. R.; COUGHLIN, J. R.; STADLER R. H. Acrylamide in foods: a review of the science and future considerations. **Annual Review of Food Science and Technology**, v3, p. 15–35, 2012.

LINS, U.; BARROS, C. F.; CUNHA, M.; MIGUENS, F. C. Structure, morphology, and composition of silicon biocomposites in the palm tree *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. **Protoplasma**, v. 220, n. 1-2, p. 89-96, 2002.

LUMLEY, I. D. Polar compounds in heated oils. In. Varela, G. (Ed.). **Frying of foods: principles, changes, new approaches**. Ellis Horwood: Chichester, 1 ed p. 166-173. 1988.

MACHADO, G. C.; CHAVES, J. B. P.; ANTONIASSI, R. Composição em ácidos graxos e caracterização física e química de óleos hidrogenados de coco babaçu. **Revista Ceres**, v. 53, p. 463-470, 2006.

MALCOLMSON, L. J.; VAISEY-GENSER, M.; PRZYBYLSKI, R.; ESKIN, N. A. M. Sensory stability of canola oil: present status of shelf life studies. **Journal of the American Oil Chemists Society**, v. 71, n. 4, p. 435-440, 1994.

MALHEIRO, R.; CASAL, S.; LAMAS, H.; BENTO, A.; PEREIRA, J.A. Can tea extracts protect extra virgin olive oil from oxidation during microwave heating? **Food Research International**, v. 48 , n.1, p.148-154, 2012.

MANAF, M. A.; MAN, Y. B. C.; HAMID, N. S. A.; ISMAIL, A.; ABIDIN, S. Z. Analysis of adulteration of virgin coconut oil by palm kernel olein using fourier transform infrared spectroscopy. **Journal of Food Lipids**, v.14, p. 111-121, 2007.

MARANGONI, F.; POLI, A. Phytosterols and cardiovascular health. **Pharmacological Research**, v. 61, p. 193-196, 2010.

MARCO, G. J. A rapid method for evaluation of antioxidants. **Journal of American Oil Chemists' Society**, v. 45, n. 9, p. 594-598, 1968.

MARIOD, A., MATTHAUS, B., EICHNER, K., HUSSAIN, I.H. Improving the oxidative stability of sunflower oil by blending with *Sclerocarya birrea* oil and *Aspongopus viduatus* oils. **Journal Food Lipids**, v. 12, p.150-158, 2005.

MASSON, L.; CAMILO, C.; TORIJA, M. E. Caracterización del aceite de coquito de palma chilena (*Jubaea chilensis*). **Grasas y Aceites**, v. 59, n.1, p. 33-38, 2008.

MATTHÄUS, B. Utilization of high-oleic rapeseed oil for deep-fat frying of Frenchfries compared to other commonly used edible oils. **European Journal of lipid Science and Technology**, v.108, p. 200-211. 2006.

MATTHÄUS, B.; HAASE, N. U. Acrylamide – Still a matter of concern for fried potato food? **European Journal of Lipid Science and Technology**, v.116, n. 6, p. 675-687. 2014.

MEDEIROS, M. J., OLIVEIRA, M. T.; WILLADINO, L.; SANTOS, M. G. Overcoming seed dormancy using gibberellic acid and the performance of young *Syagrus coronata* plants under severe drought stress and recovery. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 97, p. 278-286, 2015.

MEILI, L.; SILVA, T. S.; HENRIQUE D. C., SOLETTI J. I.; CARVALHO, S. H. V.; FONSECA E. J. S., ALMEIDA, A. R. F. ; DOTTO, G. L. Fibra de Ouricuri (*Syagrus coronata*): um novo bioissorvente para remoção de azul de metileno a partir de soluções aquosas.. **Water Science and Technology**, v. 75, p. 106-114, 2017.

MENSINK, R. P.; ZOCK P. L.; KESTER A. D.; KATAN M. B. Effects of dietary fatty acids and carbohydrates on the ratio of serum total to HDL cholesterol and on serum lipids and apolipoproteins: a meta-analysis of 60 controlled trials. **American Journal of Clinical Nutrition**. v.77, n. 5, p. 1146-55, 2003.

MILLER, H. E. A simplified method for the evaluation of antioxidants. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 48, n. 2, p. 91, 1971.

MIRANDA, K. E. S. **Qualidade e atividade antioxidante de fruto e seu óleo de genótipos (*Syagrus coronata*)** 2011. 142 f. Tese (Doutorado em Ciências e Tecnologia de Alimentos) - Centro de Tecnologia, Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2011.

MOLINA-GARCIA, L.; SANTOS, C. S. P.; CUNHA, S. C.; CASAL, S.; FERNANDES, J. O. Comparative fingerprint changes of toxic volatiles in low PUFA vegetable oils under deep-frying. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 94, p. 271-284. 2017.

MOLINA-GARCIA, L.; SANTOS, C. S. P.; MELO, A.; FERNANDES, J. O.; CUNHA, S. C.; CASAL, S. Acrylamide in chips and French fries: A novel and simple method using xanthidrol for its GC–MS determination. **Food Analytical Methods**, v. 8, n. 6, p. 1436-1445, 2015.

MOTTRAM, D. S.; WEDZICHA, B. L.; DODSON, A. T. Acrylamide is formed in the Maillard reaction. **Nature**, v. 419, p. 448-449, 2002.

NACZK, M.; SHAHIDI, F. Extraction and analysis of phenolics in food. **Journal of Chromatography A**, v. 1054, n. 1-2, p. 95-111, 2004.

NAGHSHINEH, M.; ARIFFIN, A. A.; GHAZALI, H. M.; MIRHOSSEINI, H.; MOHAMMAD, A. S.; KUNTOM, A. Influence of partial replacement of olive oil on frying performance of palm olein, **Journal of Food Lipids**, v. 16, n.4, p.554-568, 2009.

NGAMPEERAPONG, C.; CHAVASIT, V.; DURST, R. W. Bioactive and nutritional compounds in virgin coconut oils. **Malásia Journal of Nutrition**, v. 24, n. 2, p. 257-267, 2018.

NOBLICK, L. R. Palmeiras das caatingas da Bahia e as potencialidades econômicas. **Simpósio sobre a Caatinga e sua Exploração Racional**, Brasília, DF, EMBRAPA, p.99-115. 1986.

O'CALLAGHAN, Y.; MCCARTHY, F. O.; O'BRIEN, N. M. Recent advances in Phytosterol Oxidation Products. **Biochemical and Biophysical Research Communications**. v.446, n. 3, p.786-91. 2014.

OLIVEIRA A. R. S.; Caracterizacao da fibra do licuri (*Syagrus coronata* (Martius) Beccari) para aplicacoes na construcao civil. 2010. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental Urbana), Universidade Federal da Bahia – UFBA, Salvador, Bahia, 2010.

OLIVEIRA, J. C.; MIRANDA, C. S.; CARVALHO, R. F.; JOSÉ, N. M.; BOAVENTURA, J. S. Tratamento e Caracterização da Fibra de Licuri para Síntese de Compósitos Poliméricos. *In: 19º CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA E CIÊNCIAS DOS MATERIAIS*, 2010, p. 3109-3116, Campos do Jordão, São Paulo, Brasil

OSAWA, C. C.; GONÇALVES, L. A. G.; GUMERATO, H, F.; MENDES, F. M. Study of the effectiveness of quick tests based on physical properties for the evaluation of used frying oil. **Food Control**, v. 26, n. 2, p. 525-530, 2012.

OSAWA, C. C.; GONÇALVES, L. A. G.; MENDES, F. M. Avaliação dos óleos e gorduras de fritura de estabelecimentos comerciais da cidade de Campinas/SP. As Boas Práticas estão sendo atendidas? **Alimentos e Nutrição**, v. 21, n. 1, p. 47-55, 2010.

PASQUA, D. D. Abiove estima safra brasileira de soja 2018/19 em 120,9 mi de toneladas. 2018. Disponível em: <http://www2.safras.com.br/abiove-estima-safra-brasileira-de-soja-2018-19-em-1209-mi-de-toneladas/>. Acesso em: 25 de janeiro de 2019.

PAULA FILHO, G. X.; BARREIRA, T. F.; RODRIGUES, V. C. C.; CARDOSO, L. M.; MARTINO, H. S. D.; PINHEIRO-SANT'ANA, H. M. Study of the physical and physicochemical characteristics of fruits of the licuri palm (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) found in the Atlantic Forest of Minas Gerais, **Brazilfood Science and Technology**, v. 35, n. 3, p. 474-480, 2015.

PEDRESCHI, F. Frying of potatoes: Physical, chemical, and microstructural changes. **Drying Technology**, v. 30, n.7, p. 707-725, 2012.

PEH, H.Y.; TAN, W.S. LIAO, W.; WONG, W.S. Vitamin E therapy beyond cancer: tocopherol versus tocotrienol. **Pharmacology & Therapeutics** v.162, p. 152 - 169. 2015.

PEREIRA, R. A.; OLIVEIRA C. J.; MEDEIROS, A. N.; COSTA, R. G.; BOMFIM, M. A.; QUEIROGA, R. C. Physicochemical and sensory characteristics of milk from goats supplemented with castor or licuri oil. **Journal of Dairy Science**, v. 93, n. 2, p. 456-462, 2009.

PLAYER, M. E.; KIM, H. J.; LEE, H. O. Stability of α -, γ -, or δ -Tocopherol during Soybean Oil Oxidation. **Journal of Food Science**. v. 71, n. 8, p. 456-460. 2006.

PONTE, F. A. F. da; RODRIGUES, MALVEIRA, J. S.; J. Q.; RAMOS FILHO, J. A. S; ALBUQUERQUE, M. C. G. Avaliação físico-química dos óleos de babaçu (*Orbignya speciosa*) e coco (*Cocos nucifera*) com elevado índice de acidez e dos ácidos graxos (C6 a C16). **Scientia Plena**, v-13, p.085301, 2017.

PREMAVALLA, K. S.; MADHURA, C. V.; ARYA, S. S. Storage and thermal stability of refined cottonseed oil: mustered blend. **Journal of Food Science and Technology**, v.35, n. 6, p. 530-532, 1998.

PULIDO, R.; BRAVO, L.; SAURA-CALIXTO, F. Antioxidant activity of dietary as determined by a modified ferric reducing/antioxidant power assay. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, n. 8, p. 3396-3402, 2000.

QUEIROGA R. C. R. E.; MAIA, M. O.; MEDEIROS, A. N.; COSTA, R. G.; PEREIRA, R. Â. G.; BOMFIM, M. A. D. Produção e composição química do leite de cabras mestiças Moxotó sob suplementação com óleo de licuri ou de mamona. **Revista Brasileira Zootecnia**, v.39, n.1, p.204-209, 2010.

QUIÑONES, M.; MIQUEL, M.; ALEIXANDRE, Y. Los polifenoles, compuestos de origen natural com efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. **Nutrición Hospitalaria**, v. 27, n. 1, p. 76-89, 2012.

QURESHI, A. A.; QURESHI N. HALSER-RAPACZ, J. O. WEBER, F. E.; CHAUDHARY, V.; CRENSHAW, T. D.; GAPOR, A.; ONG, A. S.; CHONG, Y. H.; PETERSON, D. Dietary tocotrienols reduce concentrations of plasma cholesterol, apolipoprotein B, thromboxane B2, and platelet factor 4 in pigs with inherited hyperlipidemias. **The American Journal of Clinical Nutrition**. v.53, p.1042S-1046S. 2000.

RAMADAN, M. F.; MOHAMED, K.; WAHDAN, M. Blending of corn oil with black cumin (*Nigella sativa*) and coriander (*Coriandrum sativum*) seed oils: Impact on functionality, stability and radical scavenging activity. **Food Chemistry**, v. 132, p. 873-879, 2012.

RAMADAN, M. F.; MOERSEL, J. T. Oxidative stability of black cumin (*Nigella sativa* L.), coriander (*Coriandrum sati-vum*L.) and niger (*Guizotia abyssinica* Cass.) upon stripping. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 106, p. 35-43. 2004

RAMALHO, C. I. **Estrutura da vegetação e distribuição espacial do licuri (*Syagrus Coronata* (Mart) Becc.) em dois municípios do Centro Norte da Bahia, Brasil.** 2008. 131 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Paraíba, Areia. 2008.

RE, R.; PELLEGRINI, N.; PROTEGGENTE, A.; PANNALA, A., YANG M.; RICE-EVANS, C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free Radical Biology & Medicine**, v. 26, n. 9, p. 1231-1237, 1999.

ROCHA, K. M. R. **Biologia reprodutiva da palmeira licuri (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) (Arecaceae) na ecorregião do Raso da Catarina, Bahia.** 2009. 82 f. Tese de Doutorado. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Pernambuco. 2009.

RODRIGUES, N.; MALHEIRO, R.; CASAL, S.; ASENSIO-S-MANZANERA, M. C.; BENTO, A.; PEREIRA J. A. Influence of spike lavender (*Lavandula latifolia* Med.) essential oil in the quality, stability and composition of soybean oil during microwave heating. **Food and Chemical Toxicology**, v. 50, n.8, p.2894-2901, 2012.

ROMERO, A.; CUESTA, C.; SÁNCHEZ-MUNIZ, F. J. Quantificação e distribuição de compostos polares em um azeite extra-virgem usado em frituras com turnover de óleo fresco. **Fat Science and Technology**, v. 97, n.11, p. 403-407. 1995.

RUDZIŃSKA, M.; KORCZAK, J.; GRAMZA, A.; WASOWICZ, E.; DUTTA, P. C. Inhibition of stigmaterol oxidation by antioxidants in purified sunflower oil. **Journal of AOAC International**, v.87, p. 499-504, 2004.

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

RUFINO, M. U. L.; COSTA, J. T. M.; SILVA, V. A.; ANDRADE, L. H. C. Conhecimento e uso do ouricuri (*Syagrus coronata*) e do babaçu (*Orbignya phalerata*) em Buíque, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 4, p. 1141-1149, 2008.

RUPÉREZ, F. J.; MARTÍN, D.; HERRERA, E.; BARBAS, C. Chromatographic analysis of alpha-tocopherol and related compounds in various matrices. **Journal of Chromatography**. v. 935, p. 45-69, 2001.

RURIZ-LOPEZ, M. D.; ARTACHO, R.; FERNANDEZ, P. M. A.; LOPEZ, G. L. A.; SERRANA, H.; MARTINEZ, M. C. L. Stability of a tocopherol in virgin oil during microwave heating. **LWT- Food Science and Technology**, v. 28, n.6, p. 644-646, 1995.

SALLES, T. S., K; MENEGHETTI, S. M. P.; SALLES, W.F. L.; MENEGHETTI, M. R.; SANTOS, I.C.F.; SILVA C. J. P. V.; SOLETTI, S.H.V. J.I. . Characterization of *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. oil and properties of methyl esters for use as biodiesel. **Industrial Crops and Products**, v. 32, n. 3, p. 518-521, 2010.

SANTOS, C. S. P.; MOLINA-GARCIA, L.; CUNHA, S. C.; CASAL, S. Fried potatoes: Impact of prolonged frying in monounsaturated oils. **Food Chemistry**, v. 243, p.192-201, 2018.

SANTOS, H. M. V.; SANTOS, V. J. **Estudo etnobotânico do licuri *Syagrus coronata* (Martius) Beccari em Senhor do Bonfim**, Bahia. 2002. Disponível em: <<http://projetolicuri.ubbihp.com.br>>. Acesso em: 17 set. 2016.

SANTOS, J. A. R. **Avaliação das propriedades físico-químicas, fluidodinâmicas e oxidativas do biodiesel de licuri (*Syagrus coronata*) e das blendas (Licuri/Soja)**. 2011. 82 f. Dissertação (Mestrado em Química) - Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2011.

SANTOS, J. C.; LEAL, I. R.; ALMEIDA-CORTEZ, J. S.; FERNANDES, G. W.; TABARELLI, M. Caatinga: the scientific negligence experienced by a dry tropical forest. **Tropical Conservation Science**. v. 4, n. 3, p. 276-286, 2011.

SANTOS, L. M. M.; NASCIMENTO, J. S.; SANTOS, M. A. G.; MARRIEL, N. B.; BEZERRA-SILVA, P. C.; ROCHA, S. K. L.; SILVA, A. G.; CORREIA, M. T.S.; PAIVA, P. M. G.; MARTINS, G. F.; NAVARRO, D. M. A. F.; SILVA, M. V.; NAPOLEÃO, T. H. Fatty acid-rich volatile oil from *Syagrus coronata* seeds has larvicidal and oviposition-deterrent activities against *Aedes aegypti*, **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 100, p.35-34, 2017.

SÄYNÄJOKI, S.; SUNDBERG, S.; SOUPAS, L.; LAMPI A. M.; PIIRONEN, V. Determination of stigmasterol primary oxidation products by high-performance liquid chromatography. **Food Chemistry**, v. 80, p. 415-421, 2003.

SEGALL, S. D.; ARTZ, W. E.; RASLAN, D. S.; FERRAZ, V. P.; TAKAHASHI, J. A. Ouricuri (*Syagrus coronata*) triacylglycerol analysis using HPLC and positive ion electrospray tandem MS. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 81, n. 2, p. 143-149, 2004.

SEN, C. K.; KHANNA, S.; ROY, S. Tocotrienols in health and disease: the other half of the natural vitamin E family. **Molecular Aspects of Medicine**, v. 28, n. 5-6, p. 692-728. 2007.

SERBINOVA, E. A.; PACKER, L. Antioxidant properties α -tocopherol and α -tocotrienol. **Meth Enzymol**. v. 234, p.354-366, 1994.

SHAHIDI, F.; ZHONG, Y. Lipid oxidation and improving the oxidative stability. **Chemical Society Reviews**, v. 39, p. 4067-4079, 2010.

SHIN, E.C.; HUANG, Y. Z.; PEGG, R. B.; PHILLIPS, R. D.; EITENMILLER, R. R. Commercial Runner peanut cultivars in the United States: Tocopherol composition. **Journal Agricultural Food Chemistry**, v. 57, p.10289-10295. 2009

SHYAMALA, B. N.; GUPTA, S.; JYOTHI, L.; PRAKASHL, J. Leafy vegetable extracts - antioxidant activity and effect on storage stability of heated oils. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**. v. 6, n. 2, p. 239-245, 2005.

SILVA, A. C.; JORGE, N. Influence of *Lentinus edodes* and *Agaricus blazei* extracts on the prevention of oxidation and retention of tocopherols in soybean oil in accelerated storage test. **Journal of Food Science and Technology**, Mysore, v. 51, n. 6, p. 1208-1212, 2014.

SILVA, A. C.; JORGE, N. Oxidative stability of soybean oil added to *Lentinus edodes* and *Agaricus blazei* mushrooms extracts in an accelerated storage test. **Nutrition and Food Science**, v. 42, n. 1, p. 34-40, 2012.

SILVA, E. G. **Implicações da atividade extrativista sobre a estrutura populacional, densidade e viabilidade do banco de sementes de *Syagrus coronata* (Mart.) Beccari**. 2010. 65 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Biomonitoramento). Instituto de Biologia. Universidade Federal da Bahia, UFBA, Salvador, Bahia, 2010.

SILVA, S. A. **Óleos vegetais extraídos a frio comercializados na cidade de São Paulo: avaliação das características de identidade e qualidade e da ocorrência de hidrocarbonetos policíclicos aromáticos**. 2015. 129 f. Dissertação (Mestrado em Nutrição em Saúde Pública) - Faculdade de Saúde Pública, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2015.

SILVA, T. M.; OLIVEIRA, R. L.; BARBOSA, L. P.; GARCEZ, A.F. N.; BAGALDO, A.R.; JESUS, I. B.; MACOME, F.M., RIBEIRO, C.V.D.M. Componentes corporais de caprinos jovens $\frac{3}{4}$ Boer submetidos a dietas com óleo de licuri (*Syagrus coronata*). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 62, n. 6, p. 1448-1454, 2016.

SILVA, T. S.; HENRIQUE, D. C.; MEILI, L.; SOLETTI, J. I.; CARVALHO, S. H. V. Utilização da fibra do ouricuri (*Syagrus coronata*) na remoção do corante azul de metileno: variáveis de processo e isoterma de adsorção. **Blucher Chemical Engineering Proceedings**, v. 2, n. 1, p. 1230-1239, 2015.

SOARES, C. M.; FERNANDES, J. O. MSPD method to determine acrylamide in food. **Food Analytical Methods**, v. 2, p.197-203, 2009.

SOUSA, A. E. B. A.; CREPALDI, I. C.; OLIVEIRA, K. G.; BARBOSA, A. E. A.; LINARES, S. F. T. P.; LIMA, D. M.; BOSH, T. M. **Licuri na área de ocorrência da arara-azul-de-lear**. In: Plano de ação nacional para conservação da arara-azul-de-lear. 2 ed. Brasília: Instituto Chico Mendes de Conservação e Biodiversidade, ICMBio, 2012.

SRIDHAR R.; LAKSHMINARAYANA, G. Lipid classes, fatty acids, and tocopherols of leaves of six edible plant species. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. v. 41, n.1, p. 61-63. 1993.

SRIVASTAVA, Y.; SEMWAL, A. D. Study on monitoring of frying performance and oxidative stability of virgin coconut oil (VCO) during continuous/prolonged deep fat frying process using chemical and FTIR spectroscopy. **Journal of Food Science and Technology**, v.52 n. 2, p. 984-991. 2015.

STADLER, R. H.; BLANK, I.; VARGA; N.; ROBERT, F.; HAU, J.; GUY, P. A.; RIEDIKER, S. Acrylamide from Maillard reaction products. **Nature**, v, 419, p. 449-450, 2002.

TAJNER-CZOPEK, A.; RYTEL, E.; KITA, A.; PEKSA, A.; HAMOUZ, K. The influence of thermal process of coloured potatoes on the content of glycoalkaloids in the potato products. **Food Chemistry**, v. 133, p. 1117-1122. 2012.

TENÓRIO, F, A.; ALBUQUERQUE, A. W.; SANTOS, T. M. C.; SOLETTI, J. I.; SILVA, F. M. B.; PADILHA, K. M. Cultivation of common bean with the application of biochar of ouricuri (*Syagrus coronata* (Mart) Becc.) endocarpo. **African Journal of Agricultural Research**. v 13, n. 28, p. 1443-1452, 2018.

TOSCANO, G.; RIVA, G.; FOPPA, P. E; DUCA, D. Vegetable oil and fat viscosity forecast models based on iodine number and saponification number. **Biomass and Bioenergy**, v.46, p. 511-516, 2012.

TSENG, Y. C.; MOREIRA, R.; SUN, X. Total frying-use time effects on soybean-oil deterioration and on tortilla chip quality. International. **Journal of Food Science and Technology**, v. 31, p. 287-294, 1996.

UPADHYAY, R.; SEHWAG, S.; MISHRA, H. N. Chemometric approach to develop frying stable sunflower oil blends stabilized with oleoresin rosemary and ascorbyl palmitate. **Food Chemistry**, v. 218, p. 496-504, 2017.

WALL, M. M.; GENTRY, T. S. Carbohydrate composition and color development during drying and roasting of macadamia nuts (*Macadamia integrifolia*). **LWT - Food Science and Technology**, v.40, p. 587-593, 2007.

WONG, R. S.; RADHAKRISHNAN, A. K.; IBRAHIM, T. A.; S. K. Cheong δ - and γ -tocotrienols induce classical ultrastructural apoptotic changes in human T lymphoblastic leukemic cells. **Microscopy Microanalysis**, v.18 p. 462-469. 2012.

WONG, S. K.; CHIN, K. Y.; SUHAIMI, F. H.; AHMAD, F.; IMA-NIRWANA, S. Exploring the potential of tocotrienol from *Bixa orellana* as a single agent targeting metabolic syndrome and bone loss. **Bone**, v. 116, p. 8-21. 2018.

YANG, J.; PAN, Z.; TAKEOKA, G.; MACKEY, B.; BINGOL, G.; BRANDL, M. T.; GARCIN, K.; MCHUGH, T. H.; WANG, H. Shelf-life of infrared dry-roasted almonds. **Food Chemistry**, v.138, n.1, p. 671-678, 2012.

YU, K. S.; CHO, H.; HWANG, K. T. Physicochemical properties and oxidative stability of frying oils during repeated frying of potato chips. **Food Science and Biotechnology**, v. 27, n.3, p. 651-659. 2018.

ZARROUK, W.; CARRASCO-PANCORBO, A.; ZARROUK, M.; SEGURA-CARRETERO, A.; FERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ, A. Multi-component analysis (sterols, tocopherols and triterpenic dialcohols) of the unsaponifiable fraction of vegetable oils by liquid chromatography-atmospheric pressure chemical ionization-ion trap mass spectrometry. **Talanta**, v. 80, n. 2, p. 924-934, 2009.

ZHANG, H.; ZHANG, H.; CHENG, L.; WANG, L.; QIAN, H. Influence of deep-frying using various commercial oils on acrylamide formation in French fries. **Food Additives & Contaminants: Part A**, v. 32, n. 7, p. 1083-1088. 2015.

ZIAIIFAR, A. M.; ACHIR, N.; COURTOIS, F.; TREZZANI, I.; TRYSTRA, G. Review of mechanisms, conditions, and factors involved in the oil uptake phenomenon during the deep-fat frying process. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 43, p. 410-1423. 2008.

APÊNDICES

Apêndice 1a - Análises de variância para índices de refração (IR), ponto de fusão (PF), densidade (d), ácidos graxos livres (AGL), peróxidos (IP), *p*-Anisidina (IA), totox, K₂₃₂, K₂₆₈, matéria insaponificável (MI) e estabilidade oxidativa (EO).

Causas de variação	GL	Quadrados Médios										
		IR	PF	d	AGL	IP	IA	Totox	K ₂₃₂	K ₂₆₈	MI	EO
Óleos	6	4,5238095E-7**	0,0147**	0,00006173**	0,14895665**	0,0224**	0,19309**	0,3561**	0,0002**	0,00001725**	0,00007462**	5042,1171**
Resíduo	7	7,1428571E-8	0,0114	0,00000167	0,021	0,0001	0,0002	0,0005	0,0003	0,00000009	0,0001	16,855
DP		0,02	0,10	0,001	0,04	0,01	3,83	0,02	0,12	4,32	2,4717	2,13
CV (%)		0,00	0,50	0,14	7,34	3,08	0,016	1,94	4,17	0,00	0,4795	1,55

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 1b - Análises de variância para índices de saponificação (IS) e iodo (II).

Causas de variação	GL	Quadrados Médios	
		IS	II
Óleos	6	9,62013**	6,4212**
Resíduo	21	0,9595	6,4212
DP		0,98	0,82
CV (%)		0,39	5,03

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 1c - Análises de variância para cor, parâmetros: L*, a*, b*.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios		
		L*	a*	b*
Óleos	6	37,4502**	0,5932**	31,1294968**
Resíduo	14	0,0564	0,0014	0,0362667
DP		0,24	0,04	0,19
CV (%)		0,53	3,20	2,95

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 1d - Análises de variância para perfil de ácidos graxos.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios								
		C6:0	C8:0	C10:0	C12	C14:0	C16:0I	C18:0	C18:1	C18:2
Óleos	7	0,2780**	5,2211**	0,5457**	11,009**3	20,4473**	1,2255**	0,4579**	26,5659**	3,026**
Resíduo	25	0,0018	0,2343	0,0263	0,3899	0,0635	0,0366	0,0190	0,2270	0,0268
DP		0,04	0,48	0,02	0,25	0,25	0,19	0,14	0,48	0,16
CV		4,14	5,07	2,62	1,68	1,68	2,72	4,06	4,25	6,04

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 1e - Análises de variância para mono, poli e saturados.

Causas de Variação	GL	Quadrados Médios		
		Monoinsaturados	Poli-insaturados	Saturados
Óleos	7	27,7072**	3,3045**	46,952405**4
Resíduo	25	0,2327	0,0347	0,4942729
DP		0,48	0,18	0,96
CV		4,25	6,78	0,82

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 1f - Análises de variância para triacilgliceróis.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios												
		C26	C28	C30	C32	C34	C36	C38	C40	C42	C44	C46	C48	Outros
Óleos	7	0,0149**	0,2547**	1,6736**	11,3900**	0,1728**	3,4329**	6,6984**	3,1075**	0,2610**	0,1283**	0,0239**	0,0097**	0,2429**
Resíduo	8	0,0039	0,0472	0,0581	0,0187	0,0527	0,0670	0,0648	0,0219	0,0328	0,0211	0,0091	0,0031	0,0269
DP		0,06	0,21	0,24	0,14	0,23	0,26	0,25	0,15	0,18	0,14	0,09	0,05	0,16
CV		21,56	13,80	4,17	0,67	1,15	1,33	1,77	1,49	3,84	7,85	19,15	14,94	19,12

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 1g - Análises de variância para α , β , γ , δ -tocotrienóis e totais.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios				
		α -T3	β -T3	γ -T3	δ -T3	Totais
Óleos	6	532,015372**	4,049724**	105,1984**	6,8793**	1348,0290**
Resíduo	24	0,625856	0,0019	0,1230	0,0302	1,417299
DP		0,79	0,04	0,35	0,17	1,19
CV (%)		2,34	1,70	2,46	6,46	2,23

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 1h - Análises de variância para fitoesteróis: colesterol (COL), brassicasterol (BRS), estigmasterol (ETR), 7-campesterol (CMP), β -sitosterol (SIS), clerosterol (CLE), 5-avenasterol (AVE), 5,24-estigmastenol (ETS), 7-estigmastadienol (ESD), eritrodio+uvaol (ERU), esteróis totais (TOTAIS).

Causas de variação	GL	Quadrados Médios										
		COL	BRS	ETR	CMP	SIS	CLE	AVE	ESTS	ESD	ERU	TOTAIS
Óleos	7	0,2780**	0,0674**	31216,4911**	0,2875**	15,6848**	0,0274**	120,2385**	0,1008**	0,02168**	0,44058**	31216,4911**
Reíduo	16	0,0018	0,0008	1354,0500	0,0006	0,0000	0,0037	0,0093	0,0029	0,0010	0,0004	1354,0500
DP		0,04	0,03	0,02	0,12	0,00	0,06	0,09	0,05	0,02	0,02	36,79
CV (%)		4,14	6,18	4,29	3,98	0,17	7,98	0,70	5,94	6,28	11,27	4,29

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 2a - Análises de variância para índices de peróxidos (IP), *p*-Anisidina (IA), dienos (K₂₃₂), trienos (K₂₆₈) e estabilidade oxidativa (EO) dos óleos estocados em estufa.

Causas de Variação	GL	Quadrados Médios				
		IP	IA	K ₂₃₂	K ₂₆₈	EO
Óleo	4	9933,333**	175,01**	2,20**	0,00252**	4829,314**
Tempo	4	7333,401**	53,53**	0,86**	0,000062**	161,109**
Óleo x Tempo	16	932,668**	8,47**	0,12**	0,000037 ^{NS}	16,623**
Resíduo	25	1,092	0,059374	0,00	0,000037	0,148
DP		1,04	0,24	0,01	0,01	0,38
CV (%)		2,48	3,88	1,77	5,71	2,35

** Significativo ($p < 0,01$), ^{NS} Não Significativo ($p > 0,05$).

Apêndice 2b - Análises de variância para cor dos óleos estocados em estufa.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios		
		L*	a*	b*
Óleo	4	6,231188**	6,688315**	57,740688**
Tempo	4	0,643171**	0,132902**	1,540115**
Óleo x Tempo	16	2,195746**	0,093834**	0,882380**
Resíduo	50	0,066272	0,000848	0,005113
DP		0,25	0,03	0,07
CV		0,49	2,14	1,42

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 2c - Análises de variância para compostos polares dos óleos estocados em estufa.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios					
		CPT	DTG	MTGox	DG	Outros	AGL
Óleo	4	124,34**	0,789**	47,29**	3,68**	1,26**	1,56**
Tempo	4	41,71**	0,39**	22,03**	0,42**	0,62**	0,083**
Óleo*Tempo	16	2,08**	0,06**	3,36**	0,36**	0,63**	0,06**
Resíduo	75	0,06	0,00	0,01	0,01	0,003	0,001
DP		0,25	0,02	0,13	0,11	5,45	0,04
CV (%)		4,11	7,73	5,98	4,91	6,27	5,99

** Significativo ($p < 0,01$).

Apêndice 2d - Análises de variância para o perfil de ácidos graxos dos óleos estocados em estufa.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios								
		C8:0	C10:0	C12:0	C14:0	C16:0	C18:0	C18:1n9c	C18:2	C18:3
Óleos	4	137,4307**	47,6044**	1853,3961**	175,9294**	26,3003**	0,76603**	188,4419**	2215,6659**	24,0525**
Tempo	1	0,127818**	0,023386**	0,403722**	0,007695**	0,122797**	0,060332**	0,984391**	0,086648 ^{NS}	0,05366**
Óleo x Tempo	4	0,055373**	0,005616**	0,068248**	0,013976**	0,014896**	0,003726**	0,016495 ^{NS}	0,086922 ^{NS}	0,01311**
Resíduo	20	0,018413	0,001893	0,02236	0,003964	0,002868	0,001173	0,014189	0,053282	0,00493
DP		1,35	0,04	0,14	0,06	0,05	0,03	0,12	0,20	0,02
CV (%)		2,19	1,20	0,66	0,89	0,62	0,94	0,72	0,87	0,88

** significativo ($p < 0,01$), ^{NS} Não Significativo ($p > 0,05$).

Apêndice 2e - Análises de variância para ácidos graxos monos, poli-insaturados e saturados dos óleos estocados em estufa.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios		
		Monoinsaturados	Poli-insaturados	Satruados
Óleos	4	790,0251**	2858,5321**	4710,2322**
Tempo	15	0,156618 ^{NS}	0,366703**	0,272674**
Óleo x Tempo	4	0,052771 ^{NS}	0,170031**	0,141408**
Resíduo	20	0,046484		0,32678
DP		0,22	0,25	0,18
CV (%)		1,86	0,84	0,34

** significativo ($p < 0,01$), ^{NS} Não Significativo.

Apêndice 3a - Análises de variância para *p*-Anisidina (IA), dienos (K₂₃₂) e trienos, (K₂₆₈) do óleo de licuri em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios		
		IA	K ₂₃₂	K ₂₆₈
Tempo	1	2714,261	0,16720	0,003940
Tempo ²	1	558,7058	0,03310	0,000900
Resíduo	11	2,8173	0,00070	0,000016
Falta de Ajuste	4	7,6581	0,00010	0,000030
Erro Puro	7	0,051	0,00003	0,000007
R ²		0,9906	0,9964	0,9631
DP		1,68	0,01	0,00
CV		5,57	2,34	8,58
Parâmetros do modelo		IA	K ₂₃₂	K ₂₆₈
Intercepto		0,119	0,113	0,0119
Tempo		4,4759	0,0347	0,0056
Tempo ²		-0,114	-0,114	-0,00014

Apêndice 3b - Análises de variância para *p*-Anisidina (IA), dienos (K₂₃₂) e trienos, (K₂₆₈) e do *blend* em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios		
		IA	K ₂₃₂	K ₂₆₈
Tempo	1	129766,2	10,7187	1,3146
Tempo ²	1	8553,723	0,0587	0,0528
Resíduo	11	65,6589	0,0074	0,0011
Falta de Ajuste	4	87,0754	0,0167	0,0015
Erro Puro	7	53,4209	0,0021	0,0009
R ²		0,9948	0,9925	0,9948
DP		8,10	0,0859	0,03
CV		4,40	4,87	4,62
Parâmetros do modelo		IA	K ₂₃₂	K ₂₆₈
Intercepto		4,0062	0,3597	0,1709
Tempo		22,7377	0,1374	0,0649
Tempo ²		-0,44597	-0,44597	-0,0011

Apêndice 3c - Análises de variância para *p*-Anisidina (IA), dienos (K₂₃₂) e trienos (K₂₆₈) do óleo de soja em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios		
		IA	K ₂₃₂	K ₂₆₈
Tempo	1	161292,3	8,03330	1,233100
Tempo ²	1	246,2546	0,23103	0,164100
Resíduo	11	24,05303	0,02845	0,007973
Falta de Ajuste	4	61,56365	0,07760	0,017100
Erro Puro	7	2,61839	0,00033	0,002770
R ²		0,9984	0,9635	0,9409
DP		4,90	0,17	0,09
CV		2,45	9,87	10,18
Parâmetros do modelo		IA	K ₂₃₂	K ₂₆₈
Intercepto		5,3168	0,3862	0,2757
Tempo		23,5315	0,1503	0,084
Tempo ²		-0,4214	-0,4214	-0,0019

Apêndice 3d - Análises de variância para compostos polares totais (CPT) e ácidos graxos livres (AGL) do óleo de licuri em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios	
		CPT	AGL
Tempo	1	2084,2884	0,02910
Tempo ²	1	12,0605	0,02848
Resíduo	25	9,2197	0,00338
Falta de Ajuste	4	55,6984	0,01969
Erro Puro	21	0,3666	0,00028
R ²		0,9009	0,41092
DP		0,65	0,06
CV		3,55	5,35
Parâmetros do modelo		CPT	AGL
Intercepto		4,9958	0,3149
Tempo		0,7943	0,0097
Tempo ²		0,0118	-0,0006

Apêndice 3e - Análises de variância para os polímeros de triglicerídeos (PTG), dímeros de triglicerídeos (DTG), monômeros de triglicerídeos oxidados (MTGox), diglicerídeos (DG) e outro do óleo de licuri em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios				
		PTG	DTG	MTGox	DG	Outro
Tempo	1	7,89670	15,37740	1,94805	14,20504	1,27063
Resíduo	26	0,01980	0,05820	0,56830	0,35416	0,04140
Falta de Ajuste	5	0,10030	0,29250	2,93903	1,80046	0,21047
Erro Puro	21	0,00067	0,00240	0,00038	0,00980	0,00115
R ²		0,9387	0,9104	0,1165	0,6067	0,5413
DP		0,14	0,24	0,75	0,59	0,20
CV		22,18	17,73	47,79	24,92	22,23
Parâmetros do modelo		PTG	DTG	MTGox	DG	Outro
Intercepto		-0,16	0,25	1,18	1,32	0,5957
Tempo		0,06	0,09	0,03	0,09	0,0266

Apêndice 3f - Análise de variância para ácidos graxos livres (AGL) do *blend* em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios
		AGL
Tempo	1	0,0038
Tempo*Tempo	1	1,8615
Resíduo	25	0,314
Falta de Ajuste	4	1,9452
Erro Puro	21	0,0033
<hr/>		
R ²		0,192
DP		0,56
CV		69,24
<hr/>		
Parâmetros do modelo		AGL
Intercepto		0,4546
Tempo		0,1102
Tempo ²		-0,0046

Apêndice 3g - Análises de variância para compostos polares totais (CPT), polímeros de triglicerídeos (PTG), dímeros de triglicerídeos (DTG), monômeros de triglicerídeos oxidados (MTGox) e diglicerídeos (DG) do *blend* em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios					
		CPT	PTG	DTG	MTGox	DG	Outro
Tempo	1	2084,2884	1,8174	142,5760	96,8615	350,8335	15,9351
Resíduo	26	9,3289	0,0416	7,1284	1,2824	1,5481	0,3395
Falta de Ajuste	5	46,9708	0,2117	1,4233	6,2914	6,9179	1,6679
Erro Puro	21	0,3666	0,0010	0,0648	0,0898	0,2643	0,0232
<hr/>							
R ²		0,8957	0,6272	0,7939	0,7439	0,8973	0,6435
DP		3,05	0,20	1,19	1,13	1,24	0,58
CV		17,98	51,67	40,68	24,27	18,97	3,51
<hr/>							
Parâmetros do modelo		CPT	PTG	DTG	MTGox	DG	
Intercepto		4,0486	0,0124	-0,4525	1,876	1,2403	0,5272
Tempo		1,0785	0,0316	0,2821	0,2325	0,4425	0,0943

Apêndice 3h - Análise de variância para compostos polares totais (CPT) do óleo de soja em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios
		CPT
Tempo	1	3048,2587
Tempo ²	1	51,7953
Resíduo	25	1,6996
Falta de Ajuste	4	8,4583
Erro Puro	21	0,4122
R ²		0,9865
DP		1,31
CV		7,83
Parâmetros do modelo		CPT
Intercepto		2,9432
Tempo		0,7153
Tempo ²		0,0245

Apêndice 3i - Análises de variância para polímeros de triglicerídeos (PTG), dímeros de triglicerídeos (DTG), monômeros de triglicerídeos oxidados (MTGox) e diglicerídeos (DG), outro e ácidos graxos livres (AGL) do óleo de soja em fritura.

Causas de variação	GL	Quadrados Médios					
		PTG	DTG	MTGox	DG	Outro	AGL
Tempo	1	2,50680	184,603500	178,1672	514,0329	16,0402	0,00024
Resíduo	26	0,03004	0,416200	0,6836	0,8278	0,0769	0,00806
Falta de Ajuste	5	0,14881	2,086200	3,3002	3,8273	1,4064	0,03484
Erro Puro	21	0,00175	0,018600	0,0605	0,1136	0,0282	0,0017
R ²		0,7625	0,9446	0,9093	0,9598	0,8892	0,0011
DP		0,17	0,64	0,83	0,91	0,2773	0,09
CV		49,08	21,47	19,89	13,46	16,22	13,81
Parâmetros do modelo		PTG	DTG	MTGox	DG	Outro	AGL
Intercepto		-0,0957	-0,8472	0,3725	0,33	0,5739	0,64
Tempo		0,0374	0,321	0,3153	0,53	0,0946	0,00