



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA DOS
ALIMENTOS

PRISCILA DE BRITTO POLICARPI

POTENCIAL NUTRICIONAL, PERFIL QUÍMICO E ATIVIDADE
ANTIOXIDANTE DA CASTANHA DA CHICHÁ (*S. Striata* St Hil e
Naud) E SEUS SUBPRODUTOS

FLORIANÓPOLIS
Setembro de 2017

PRISCILA DE BRITTO POLICARPI

**POTENCIAL NUTRICIONAL, PERFIL QUÍMICO E
ATIVIDADE ANTIOXIDANTE DA CASTANHA DA CHICHÁ (*S.
Striata* St Hil e Naud) E SEUS SUBPRODUTOS**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do Grau de mestre em Ciência dos Alimentos.

Orientador: Profa . Dra . Jane Mara Block

FLORIANÓPOLIS, 2017

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Policarpi, Priscila
POTENCIAL NUTRICIONAL, PERFIL QUÍMICO E
ATIVIDADE ANTIOXIDANTE DA CASTANHA DA CHICHÁ (S.
Striata St Hil e Naud) E SEUS SUBPRODUTOS /
Priscila Policarpi ; orientador, Jane Mara Block,
2017.

88 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de
Santa Catarina, , Programa de Pós-Graduação em
Ciência dos Alimentos, Florianópolis, 2017.

Inclui referências.

1. Ciência dos Alimentos. 2. Castanha. 3.
Composição nutricional. 4. Atividade antioxidante.
5. Compostos bioativos. I. Mara Block, Jane. II.
Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de
Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos. III. Título.

**POTENCIAL NUTRICIONAL, PERFIL QUÍMICO E
ATIVIDADE ANTIOXIDANTE DA CASTANHA DA CHICHÁ (*S.
Striata* St Hil e Naud) E SEUS SUBPRODUTOS**

Por

Priscila Policarpi

Essa dissertação foi julgada como adequada para obtenção do título de “**Mestre** em Ciência dos Alimentos”, e aprovada em sua forma final pelo Programa de Pós-Graduação em Ciência dos Alimentos.

Florianópolis, 15 de setembro de 2017.

Prof.(a). Dr.(a). Ana Carolina de Oliveira Costa
Coordenadora

Banca examinadora:

Prof.(a). Dr.(a). Maria Manuela Camino Feltes

Prof.(a). Dr.(a). Itaciara Larroza Nunes

Prof. Dr. Luciano Vitali

AGRADECIMENTOS

Meus sinceros agradecimentos a todos que contribuíram por mais essa conquista;

Aos meus pais pela oportunidade e apoio;

A Prof. Jane Mara Block, minha orientadora, pela confiança e orientação;

Aos colegas do laboratório de Óleos e Gorduras que tanto me ensinaram e contribuíram para minha formação.

A amiga e parceira de laboratório, Fernanda Demoliner, por toda a ajuda e paciência. Sou imensamente grata por tudo.

A Letícia Turcatto pela ajuda nas análises;

As colegas do Laboratório de Reologia, Michelle e Aline, por toda a amizade e apoio.

A Universidade Federal de Santa Catarina, ao Programa de Pós-Graduação em Ciência de Alimentos, aos docentes e demais funcionários pela dedicação e oportunidade para realização desse trabalho e aprendizado;

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro para a concretização desta pesquisa e a Capes pela concessão da bolsa;

Ao Lúcio Vasconcelos e a Embrapa por disponibilizar as amostras da castanha da chichá;

Aos professores Roseli Ferrari, Luciano Vitalli, Vera Lúcia Azzolin Frescura Bascuñan e Iván Jachmaniánd por colocar à disposição a estrutura de seus laboratórios para a realização de parte desse trabalho.

RESUMO

O Cerrado é o segundo maior bioma do Brasil, cobrindo cerca de dois milhões de quilômetros quadrados. Concentra 5% das espécies de plantas e animais do mundo e contém várias espécies de frutas e árvores que são potencialmente interessantes para a agroindústria. O chichá (*S. striata* St Hil e Naud) é uma noz consumida crua ou torrada pela população local do Cerrado, mas as informações sobre sua composição química e atividade antioxidante são escassas na literatura. Neste trabalho foram determinados a composição nutricional, composição de minerais, perfil lipídico (ácidos graxos, triacilgliceróis, fitoesteróis e tocoferóis), atividade antioxidante e os compostos fenólicos da castanha da chichá e seus subprodutos (película e casca). Os resultados mostraram que a castanha e a torta são ricas em proteína e minerais (Mn e Cu). O ácido oleico foi o principal ácido graxo (37,8%), e PPO (36,0%) e POP (15,6%) foram os principais triacilglicerídeos presentes no óleo de chichá. B-sitosterol, estigmasterol e campesterol (1848,5 $\mu\text{g g}^{-1}$, 542,2 $\mu\text{g g}^{-1}$ e 186,3 $\mu\text{g g}^{-1}$, respectivamente) foram identificados no óleo. O principal tocoferol identificado no óleo foi γ -tocopherol (8,85 mg 100g⁻¹), seguido de δ -tocopherol (2,10 mg 100g⁻¹), α -tocopherol (1,64 mg 100g⁻¹) e β -tocopherol (0,11 mg 100g⁻¹). A atividade antioxidante (ensaios ABTS e FRAP) seguiu a ordem película > casca > castanha (13,25 e 84,65; 8,71 e 64,3; 5,85 e 36,79 $\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$, respectivamente). Os principais compostos fenólicos identificados foram os ácidos elágico e ferúlico; ácidos elágico e protocatecuico; e ácidos protocatecuico, elágico e metoxifenilacético para castanha, casca e película, respectivamente. As novas informações obtidas com este trabalho para a composição fenólica e lipídica indicaram que a chichá e seus subprodutos têm potencial nutricional e tecnológico e reforçam a necessidade de conservação de plantas nativas do Cerrado.

Palavras-chave: *Sterculia Striata*; Composição química; Composição fenólica; Atividade antioxidante, Compostos bioativos.

ABSTRACT

The Cerrado is the second-largest biome in Brazil, covering around of two million square kilometers. It concentrates 5% of the world's plant and animal species and content several fruit and tree species which are potentially interesting for the agroindustry. The chichá (*S. striata* St Hil and Naud) is a nut consumed raw or toasted by the local population of the Cerrado but information on its chemical composition and antioxidant activity are scarce in the literature. In this work the nutritional composition, minerals profile, lipid composition (fatty acids, triacylglycerols, phytosterols and tocopherols), antioxidant activity and phenolic compounds profile of chichá nuts and its byproducts (pellicle and shell) were determined. The results showed that the nuts and the cake are rich in proteins and minerals (Mn and Cu). The oleic acid was the main fatty acid (37.8%), and Palmitic: Oleic (36.0%) and Palmitic: Oleic: Palmitic (15.6%) were the main triacylglycerides present in chichá oil. The phytosterols β -sitosterol, stigmasterol and campesterol (1848.5 $\mu\text{g g}^{-1}$, 542.2 $\mu\text{g g}^{-1}$ and 186.3 $\mu\text{g g}^{-1}$, respectively) were identified in the oil. The main tocopherol identified in the oil was γ -tocopherol (8.85 $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$), followed by δ -tocopherol (2.10 $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$), α -tocopherol (1.64 $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$) e β -tocopherol (0.11 $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$). The antioxidant activity (ABTS and FRAP assays) followed the order pellicle > shell > nuts (13.25 and 84.65; 8.71 and 64.3; 5.85 and 36.79 $\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$, respectively). The main phenolic compounds identified in the extracts were ellagic and ferulic acids; ellagic and protocatechuic acids, and protocatechuic, ellagic and methoxyphenylacetic acids for the nuts, shells and pellicle, respectively. In this work the new information obtained on the lipid and phenolic profile of chichá nut results indicated that the chichá and its byproducts have nutritional and technological potential and reinforced the necessity of conservation for the native plants from Cerrado.

Keywords: *Sterculia Striata*; Chemical composition; Phenolic profile; Antioxidant activity, Bioactive compounds.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 -Mapa dos Biomas do Brasil	25
Figura 2 - Mapa do desmatamento no Cerrado	27
Figura3 - Capsula verde e capsula madura da chichá (<i>S. striata</i> St Hil and Naud) contendo as castanhas no interior	29
Figura 4 - Aspecto geral da semente de chichá (<i>S. striata</i> St Hil and Naud)	29
Figura 5 - Estruturas químicas de: (A) ácido estercúlico (ácido C19: 1, [8- (2-octil-1-ciclopropenil) octanóico]) e (B) ácido malvático (C18: 1, [7- (2- Ácido octil-1-ilclopopenil) heptanóico]).	32
Figura 6 - Posições orto, meta e para no anel fenólico	34

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Composição nutricional da castanha da chichá, castanha do Brasil, castanha de caju, baru e sapucaia.	31
Tabela 2 - Classificação dos compostos fenólicos de acordo com o esqueleto básico	34
Tabela 3 - Composição fenólica das castanhas do Brasil, caju e Baru	38
Tabela 4 - Composição nutricional da chichá e seus subprodutos, torta e casca em base seca	81
Tabela 5 - Composição de ácidos graxos, fitoesteróis e tocoferóis para o óleo da chichá	85
Tabela 6 - Perfil de triacilglicerol (TAG) no óleo da chichá	86
Tabela 7 - Fenóis totais, taninos condensados, atividade antioxidante (ABTS e FRAP) e conteúdo de compostos fenólicos dos extratos de castanha, película e casca da chichá	88

LISTA DE SIGLAS E SÍMBOLOS

AA - Atividade antioxidante

ABTS - 2,2'-azinobis(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico)

AG - Ácido graxo

Al - Alumínio

AOCS - *American Oil Chemists' Society*

B - Boro

Ba - Bário

BHT - Butil hidroxitolueno

Br - Bromo

Ca - Cálcio

Cd - Cádmi

Co - Cobalto

Cr - Crômio

Cs - Césio

Cu - Cobre

ECN - Número de carbonos equivalente

FAO/WHO - Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura

Fe - Ferro

FRAP - Poder Antioxidante de Redução do Ferro (do inglês *Ferric Reducing Antioxidant Power*)

FT - Fenólicos totais

GC - Cromatografia gasosa

HPLC - Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (do inglês *High Performance Liquid Chromatography*)

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística

ICP-MS - Espectrometria de massas com plasma indutivamente acoplado

LOD - Limite de detecção

LLO - Linoleico-linoleico-oleico

LOO - Linoleico-oleico-oleico

IDR - Ingestão diária recomendada

K - Potássio

LCC - Líquido da casca da castanha de caju

LDL - Lipoproteína de Baixa Densidade

LOQ - Limite de quantificação

Mg - Magnésio

Mn - Manganês

Mo - Molibdênio

Na - Sódio

Ni - Níquel

Pb – Paládio

POO – Palmítico-oleico-oleico

POP – Palmítico-oleico-palmítico

Rb - Rubídio

Se - Selênio

Sn - Estanho

Sr - Estrôncio

TAG - Triacilgliceról

UV-Visível Ultravioleta/visível

Zn - Zinco

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	21
2. OBJETIVO	23
2.1 Objetivo geral	23
2.2 Objetivos específicos	23
3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	25
3.1 Cerrado	25
3.2 Castanhas da chichá	28
3.2.1 Composição nutricional e de ácidos graxos da castanha da chichá	30
3.3 Compostos fenólicos	32
3.3.1 Compostos fenólicos em castanhas	36
3.3.2 Compostos fenólicos em subprodutos de castanhas	39
3.3.3 Extração de compostos fenólicos	42
4. MATERIAL E MÉTODOS	44
4.1 Amostras	44
4.2 Reagentes e soluções	44
4.3 Preparo das amostras	44
4.3.1 Obtenção do óleo e torta da chichá	44
4.3.2 Obtenção do pó da casca e película	44
4.4 Composição nutricional	45
4.4.1 Quantificação dos minerais	45
4.5 Características físico-química do óleo da chichá	46
4.5.1 Composição de ácidos graxos	46
4.5.2 Composição de triglicerídios	46
4.5.3 Fitoesteróis	47
4.5.4 Tocoferóis	47
4.6 Obtenção dos extratos da castanha, casca e película da chichá	47
4.7 Determinação de Fenólicos totais (FT) e taninos condensados (TC)	48

4.8 Identificação e quantificação de compostos fenólicos por LC–ESI-MS/MS	48
4.8.1 Procedimento de extração	48
4.8.2 Condições cromatográficas	49
4.9 Atividade antioxidante (AA)	50
4.9.1 Método ABTS	50
4.9.3 Método FRAP	50
4.10 Análise estatística	50
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	51
5.1 Composição nutricional da castanha da chichá e seus subprodutos	51
5.2 Propriedades físico-químicas do óleo de castanha da chichá	53
5.2.1 Composição lipídica do óleo da chichá	53
5.3 Composição fenólica e atividade antioxidante da castanha da chichá e seus subprodutos	56
6. CONCLUSÕES	59
REFERÊNCIAS	59
ANEXO A. Parâmetros do espectrômetro de massas obtidos para os compostos fenólicos testados	85
ANEXO B. Íon precursor, íon quantitativo, limite de detecção (LOD), limite de quantificação (LOQ) e tempo de retenção utilizados para os compostos previamente identificados.	87
ANEXO C. Coeficiente de determinação (R^2), limite de detecção (LOD) e limite de quantificação (LOQ) para os minerais testados na análise da chichá.	88

1. INTRODUÇÃO

O Brasil é conhecido mundialmente por sua rica biodiversidade, dividida em seus seis Biomas: Amazônia, Cerrado, Pantanal, Caatinga, Mata Atlântica e Pampa (IBGE, 2004). Dentre estes, o Cerrado é o segundo maior bioma, possui ampla extensão e heterogeneidade de ecossistemas e, abriga em torno de 5% da biodiversidade total do Planeta. (MIZUMOTO; OGURA; CRUZ, 2009).

Muitas espécies nativas pertencentes a esse bioma fornecem frutos, que apresentam diversos atrativos sensoriais, rica composição de nutrientes e presença de compostos bioativos, com potencial industrial e que podem servir como fonte de renda para a população local (ALMEIDA et al., 2011).

Dentre estes frutos estão as castanhas, que fazem parte da dieta humana desde tempos pré-históricos (SALAS-SALVADÓ, CASAS-AGUSTENCH, SALAS-HUETOS, 2011), e tem sido recomendada pela Food and Drug Administration (2003) devido a presença de ácidos graxos essenciais, proteínas, fibras, vitaminas e minerais (RUSSO; SIANI, 2012), além de compostos bioativos como fitoesteróis, tocoferóis e compostos fenólicos (BOLLING et al. 2011; CHANG et al. 2016).

Estudos têm relacionado os benefícios do consumo de castanhas com a prevenção de doenças cardiovasculares (RAJARAM; SABATE 2006; Shi et al. 2014, ROS, 2015), da diabetes tipo II, câncer, doenças neurodegenerativas, doenças respiratórias e infecções (STEFFEN et al., 2005; ZHOU et al, 2014; AUNE et al., 2016).

As castanhas comumente consumidas são a amêndoa, avelã, castanha portuguesa, macadâmia, noz pecã, noz, pistache, castanha do Brasil e castanha de caju (ROS, 2015), sendo as duas últimas nativas do Brasil. A castanha de Baru (*Dipteryx alata* Vog.), o caju do cerrado (*Anacardium othonianum* Rizz), a sapucaia *Lecythis pisonis*), a gurgueia (*Dipteryx lacunifera* Ducke), a amêndoa de pequi (*Caryocar brasiliense* Camb) e a chichá (*S. striata* St Hil e Naud) são castanhas nativas do Cerrado e consumidas pela população local (RIBEIRO et al., 2012; SOUZA, 2011; CARVALHO, 2008).

A castanha da chichá (*Sterculia striata* St. Hill et Naud), da família das *Sterculiaceae*, é originária da Índia e Malásia e se adaptou bem as terras semiáridas do Cerrado, principalmente nos estados do Piauí, Mato Grosso e Minas Gerais (DINIZ et al., 2008). A árvore da chichá tem em média 8 a 14 m de altura e apresenta período de floração de março a dezembro, com flores no formato pequeno. Os frutos são em forma de capsulas lenhosas e alongadas, variando de 100 a 180 capsulas em uma

planta adulta, com presença de 3 a 5 lóculos, onde estão contidas as sementes, no máximo 6 sementes por lóculo. As sementes têm formato ovoide e são envoltas por duas cascas, uma externa fina e escura, de fácil remoção, e outra interna mais dura que envolve a amêndoa (LORENZI, 1998; EMBRAPA, 2001).

A castanha da chichá é consumida na forma crua, cozida, torrada ou ainda como paçoca doce ou salgada (SILVA, 2001). É considerada boa fonte de proteínas e minerais (EMBRAPA, 2001), e apresenta quantidade reduzida de lipídios, em torno de 25%, onde encontram-se principalmente ácidos graxos monoinsaturados (DINIZ, et al., 2008).

No consumo da chichá a casca e a película são retiradas e descartadas. Normalmente os subprodutos das castanhas são utilizado na elaboração de ração (GRASSER et al., 1995) ou como material de caldeira, e em alguns casos, são descartados sem nenhum uso (GONZALEZ et al., 2006). Pesquisas com estes subprodutos estão revelando resultados promissores, gerando interesse da indústria farmacêutica e alimentícia, devido a presença de fitoquímicos, com forte atividade antioxidante (CHANG, 2016; SMERIGLIO et al., 2016). Ainda são escassas na literatura informações sobre o perfil lipídico e de compostos fenólicos desta promissora matéria-prima. Estas informações vão permitir que se amplie o conhecimento a respeito desta oleaginosa e de seus subprodutos o que pode auxiliar na introdução comercial desta espécie.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Determinar a composição nutricional, o perfil químico e a atividade antioxidante da castanha da chichá (*Sterculia striata* St. Hill et Naud) e seus subprodutos (casca, película, torta), assim como do óleo extraído da castanha.

2.2 Objetivos específicos

- Determinar a composição nutricional envolvendo composição proximal e perfil de minerais da castanha, da torta e da casca da chichá;
- Determinar as características físico-químicas do óleo da chichá obtido por prensagem a frio;
- Determinar o perfil lipídico do óleo de castanha de chicha através da composição em ácidos graxos por cromatografia gasosa (CG), composição de triacilgliceróis por cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC), composição de tocoferóis por HPLC e composição de fitoesteróis por CG;
- Determinar o teor de compostos fenólicos totais, taninos condensados e atividade antioxidante (ABTS, FRAP) nos extratos da castanha, película e casca da chichá;
- Identificar e quantificar os compostos fenólicos presentes nos extratos por meio de LC–ESI-MS/MS.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Cerrado

Bioma é conceituado como um conjunto de vida (vegetal e animal) constituído pelo agrupamento de tipos de vegetação contíguos e identificáveis em escala regional, com condições geoclimáticas similares e história compartilhada de mudanças, o que resulta em uma diversidade biológica própria. No Brasil, temos a presença de seis biomas: Amazônia, Cerrado, Pantanal, Caatinga, Mata Atlântica e Pampa, apresentados no mapa (Figura 1) (IBGE, 2004).

O Cerrado, também conhecido como a Savana Brasileira, é o segundo maior bioma do país (Figura 1), com uma área de 2 milhões de km², correspondendo a aproximadamente 24% do território nacional. O ecossistema desse bioma cobre parte ou a totalidade dos estados da Bahia, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerai, Piauí, Maranhão, Tocantins, Rondônia e do Distrito Federal, assim como pequenas áreas dos estados de Roraima, Amapá e São Paulo, totalizando 1.445 municípios (MMA, 2003; IBGE, 2004; MIZUMOTO; OGURA; CRUZ, 2009).

Figura 1. Mapa dos Biomas do Brasil



Fonte: IBGE (2004)

O Cerrado possui ampla extensão e heterogeneidade de ecossistemas, que abriga em torno de 5% da biodiversidade total do Planeta. Possui diversas tipologias vegetais de flora riquíssima com mais de 11,6 mil espécies de plantas catalogadas, além de abrigar 120 espécies de répteis, 150 espécies de anfíbios, 161 de mamíferos, 1200 tipos de peixes e 837 espécies de aves. Este fato faz do Cerrado a Savana mais rica em biodiversidade do mundo, e um dos *hotspots* para conservação (WWF, 2012).

A vegetação caracteriza-se por árvores de médio porte e arbustos, muitas vezes retorcidos, sendo encontrados tanto agrupados como isoladamente (MIZUMOTO; OGURA; CRUZ, 2009). O clima é estacional, possui um período chuvoso, que vai de outubro a março, seguido por um período seco, de abril a setembro, com temperaturas médias entre 22 °C e 27 °C. No período de seca, ocorrem queimadas que afetam o sistema ecológico da região mantendo uma fauna e flora remanescente característica deste ciclo climático bastante adverso.

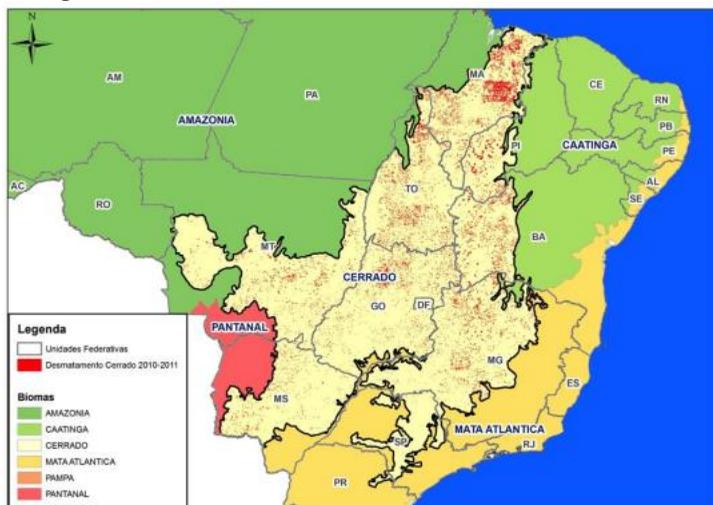
O solo é ácido e de baixa fertilidade natural, porém com relevos aptos a mecanização agrícola. Isto levou a ocupação de grandes extensões de terra para realização da agricultura moderna, cuja expansão se deu a partir do desmatamento indiscriminado da rica vegetação do Cerrado, e a utilização de sistemas produtivos de monocultura em larga escala, mecanizados e altamente dependentes de insumos químicos (KLINK; MACHADO, 2005; ARAKAKI et al., 2009).

O sistema de monocultura nessa região começou em 1970, quando o Cerrado passou a ser considerado o celeiro agrícola do país, com a implantação da produção de soja juntamente com a pecuária extensiva, já realizada anteriormente (MIZUMOTO; OGURA; CRUZ, 2009). É nessa região que agronegócio Brasileiro mais se desenvolve, sendo responsável por 40% da produção total de grãos, como milho, soja, feijão, arroz e trigo, 88% da produção de algodão, 55% do rebanho bovino para abate e metade das quase dez milhões de toneladas de carvão vegetal produzidas por ano, provenientes de vegetação nativa (MIZUMOTO; OGURA; CRUZ, 2009; WWF, 2012; PAULA, 2013). Spera et al. (2016) relataram que a área de produção agrícola dobrou de 1,3 milhões de hectares em 2003 para 2,5 milhões de hectares em 2013, totalizando 50% da área do Cerrado para atividades produtivas.

O reflexo da produção desenfreada e conseqüentemente o desmatamento pode ser visto na Figura 2. No período de 2010 a 2011 um total de 7.246,67 km² de áreas foram desmatadas, desse total, 1.310,62 km² foram localizados no estado de Maranhão e 1.292,23 km² no estado

de Piauí. Hoje estima-se que apenas 20% do cerrado estejam intactos, enquanto seus remanescentes estão muito fragmentados (WWF, 2012; MMA, 2015).

Figura 2. Mapa do desmatadas no Cerrado.



Fonte: MMA(2015)

As consequências desse modelo de agricultura geraram fatores negativos, como o êxodo rural, o desmatamento, a erosão, a contaminação das águas, a perda da biodiversidade, o aparecimento de pragas resistentes aos produtos químicos e até a escassez dos frutos característicos da região, frutos estes que eram comercializados nos grandes centros por pequenos agricultores através da prática extrativista (RIBEIRO; PINESE, 2003)

De toda a área do Cerrado apenas 3% estão efetivamente protegidos em unidades de conservação. O plantio para assegurar a sobrevivência e perpetuação das espécies nativas, que além de possuírem importância cultural, contribuem como uma fonte de renda para pequenos agricultores, torna-se necessária. Frutos como o Baru, Pequi, Araçá, Araticum, Cagaita, Caju-do-cerrado, Gabiroba, Macaúba, Mangaba, Murici, Pitomba, Puçá, Sapucaia e a Chichá tem grande aceitação popular, além de constituírem uma fonte alternativa de nutrientes (RIBEIRO; PINESE, 2003; SILVA et al. 2008; WWF, 2012).

O plantio de frutíferas do Cerrado tem inúmeras vantagens, como fonte de alimento para comunidades indígenas e para fauna, abrigo para os animais nativos da região, recuperação de áreas desmatadas, proteção

de nascentes e margens dos rios, e ainda representam uma oportunidade para que os produtores locais tenham acesso a mercados especializados, onde consumidores procuram produtos diferenciados e com características únicas, aliada a segurança alimentar mundial e a conservação e respeito ao meio ambiente (SILVA et al., 2001; SAMPAIO et al., 2008).

3.2 Castanha da chichá

O Brasil é um país de grandes dimensões e é sem dúvida um dos principais centros de origem de diversidade de espécies de plantas frutíferas. Algumas dessas espécies são consumidas em todo Brasil, além de serem exportadas (ALVES et al., 2008; CORADIN; SIMINSKI; REIS, 2011). Neste contexto estão as castanhas, como a castanha do Brasil e a castanha de caju que são as mais conhecidas e produzidas em larga escala, tanto para consumo interno quanto para exportação. Existem ainda aquelas menos exploradas e consumidas somente em algumas regiões, como é o caso da castanha de baru, castanha sapucaia e a castanha da chichá (CHAVES, et al., 2004).

A chichá (*Sterculia striata* St. Hill et Naud) é uma planta da família *Sterculiaceae*, conhecida popularmente como chichá do cerrado, xixá do cerrado, arachachá, chechá do norte, castanha de macaco, amendoim-da-mata ou pau rei. É originária da Índia e Malásia e no Brasil se adaptou bem as terras semiáridas do Cerrado, principalmente nos estados do Piauí, Mato Grosso e Minas Gerais (COSTA et al., 2010; EMBRAPA, 2001; DINIZ et al., 2008).

A árvore desta espécie tem em média 8 a 14 m de altura e 7 a 10 m de diâmetro de copa e possui raiz na forma de tubérculo, o qual se relaciona a resistência da planta a seca no campo, tornando-se uma boa opção para áreas degradadas. As folhas são cordiformes, largo ovaladas, subcoriáceas na parte superior e tomentosas na face inferior e apresentam de 24 a 28 cm de comprimento. Possui flores pequenas, dispostas em panículas terminais que se formam de dezembro a março (LORENZI, 1998). Apresenta madeira branca, macia e leve, que é utilizada na fabricação de papel, forro de móveis, obras internas, palito de fósforo, molduras e caixas (COSTA et al., 2010).

O fruto da chichá ocorre na forma de capsulas lenhosas e alongadas, de 100 a 180 em uma planta adulta, de coloração esverdeada quando verde e vermelho quando amadurece. Cada capsula possui de 3 a 5 lóculos, que se abrem lateralmente quando maduras, expondo as sementes (no máximo 6 sementes por lóculo) de cor cinza, chamadas de

castanha de chichá, como mostra a Figura 3. (LORENZI, 1998; EMBRAPA, 2001).

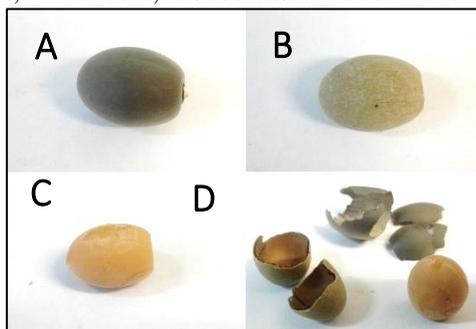
Figura 3. Capsula verde e capsula madura da chichá (*S. striata* St Hil and Naud) contendo as castanhas no interior.



Fonte: Lorenzi (2006)

As castanhas são ovoides, com aproximadamente 2 cm de comprimento e 1,2 cm de largura, envoltas por duas cascas, uma externa fina e escura, de fácil remoção e outra interna mais dura que envolve a semente (Figura 4). O período de colheita das castanhas acontece de junho a agosto e o tempo para que a planta comece a dar frutos varia de 18 a 24 meses após o plantio. Uma árvore adulta pode produzir até 40 kg de castanha por ano, com rendimento de 60% após a retirada das cascas (EMBRAPA, 2001; MANGAS et al., 2012).

Figura 4. Aspecto geral da castanha de chichá (*S. striata* St Hil and Naud). **A:** Castanha com a película; **B:** Castanha com a casca; **C:** Castanha; **D:** Película, casca e castanha de chichá. dimensão dos frutos



Fonte: Próprio autor

O consumo da castanha se dá na forma crua, cozida e torrada ou ainda no preparo de paçoca doce ou salgada (SILVA, 2001). Em seu estudo, Carvalho, 2008 elaborou barras de cereais com a castanha da chichá complementadas com casca de abacaxi e obteve boa aceitação além de boa composição nutricional devido a um elevado teor de proteínas e fibras.

Além do consumo para alimentação, a castanha vem sendo estudada para a produção de biodiesel. Gomes Filho et al. (2015) e Mangas et al. (2012) investigaram o uso da castanha da chichá para produção sustentável de biocombustíveis utilizando as terras semiáridas do Brasil com o intuito de agregar valor à essa fonte, e ambos os trabalhos relataram que o biocombustível produzido se encontrou em uma faixa aceitável para uso em motores a diesel.

3.2.1 Composição nutricional e de ácidos graxos da castanha da chichá

Sabe-se que fatores como região de colheita, estágio de maturação das sementes, clima, solo, condições experimentais, entre outros, podem afetar significativamente a composição das sementes (BOLLING et al., 2011), e as diferenças na composição nutricional da chichá proveniente de 3 estados podem ser vistas na tabela 1. A chichá caracteriza-se por seu baixo teor de gordura, 21,1 a 28,6%, significativamente mais baixo que outras castanhas, sendo chamada de castanha *light* (EMBRAPA, 2001). Possui de 13,8 a 22,5% de proteína e boa quantidade de fibra alimentar, de 10,3 a 12,3%. Em comparação a outras castanhas, a chichá apresenta teor de proteína semelhante a castanha do Brasil, castanha de caju e sapucaia (Tabela. 1) e teor de fibras superior ao reportado para as castanhas do Brasil, caju, baru e sapucaia. Assim nota-se que a castanha da chichá possui potencial frente as demais castanhas.

Tabela 1. Composição nutricional da castanha da chichá, castanha do Brasil, castanha de caju, baru e sapucaia.

Componentes (g 100g⁻¹)	Castanha da chichá ¹⁻⁶	Castanha do Brasil ^{7, 8}	Castanha de Caju ^{9,10}	Baru ⁹	Sapucaia ¹¹
Proteína	13,8-22,5	14,29-18,58	22,67-23,29	29,9	18,5
Umidade	3,5-11,4	3,13-3,19	3,16-4,1	3,5	3,2
Lipídios totais	21,1-28,6	67,3-67,2	47,79-48,74	41,9	64,0
Cinzas	3,0-3,8	3,32-3,84	2,52-3,18	3,2	3,1
Carboidrato	38,1-50,9	3,42-7,6	8,35-19,86	12,2	11,1
Fibra alimentar	10,3-12,3	8,02	3,9-3,92	9,21	7,0
Valor calórico	421,0-472,1	676,56	600,2	546,2	694,7

Fonte: Oliveira et al. (2000)¹; Diniz et al. (2008)⁴; Silva et al. (2008)⁵; Silva et al. (2011)²; Rocha et al. (2013)³; Fraguas et al. (2015)⁶. Colocar se é base húmida.

Na composição de aminoácidos, Oliveira et al. (2000) observaram a presença de histidina, fenilalanina, tirosina, valina, isoleucina, leucina, lisina, treonina, metionina, triptofano e cisteína.

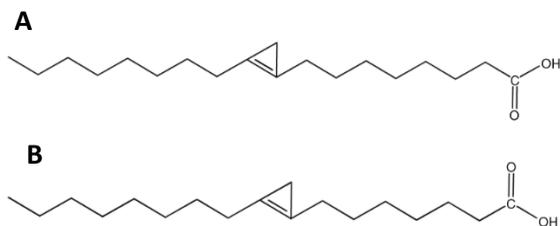
Silva e Fernandes (2011) pesquisaram a presença de fatores antinutricionais na castanha e reportaram a inexistência de inibidor de amilase salivar e pancreática, inibidor de tripsina, taninos e lectinas. Os autores indicaram a presença de fitato (10,6 mg g⁻¹), ressaltando que após torrefação a 205 °C por 11 minutos o conteúdo de reduziu de 10,6 mg g⁻¹ para 5,5 mg g⁻¹.

Na composição lipídica da chichá os ácidos graxos oleico e o palmítico, 41,7 e 31,9% respectivamente, são predominantes, além da presença de 10,7% de ácido linoleico, 4,3% de ácido esteárico e 2% de ácido palmitoleico (DINIZ, et al., 2008). A presença dos ácidos graxos ciclopropenoides estercúlico (11,2%) e malvático (3,9%) foram relatados no óleo da chichá (AUED-PIMENTEL et al., 2004), fato que já foi relatado por ser característicos da família das *Sterculiaceae*, como marcador taxonômico (GAYDOU; BIANCHINI; RALAIMANARIVO, 1982; SUNDAR RAO et al., 1989).

Estes ácidos graxos apresentam um anel ciclopropano em sua cadeia (Figura 5), altamente reativo devido a elevada tensão no anel de três membros, que atuam no armazenamento de energia e carbono na semente. Além disso, propôs-se que ele possa servir como agente protetor contra o ataque de fungos e insetos (SCHIMID e PATTERSON, 1988). Em humanos, seus efeitos ainda não foram bem elucidados (MACFARLANE; SHENSTONE; VICKERY, 1957). Pesquisadores acreditam que estes podem estar relacionados a hepatocarcinogênese em peixes e ratos (BERRY, 1980; PAWLOWSKI et al., 1985; AITZETMÜLLER, 1996). Lee, Wales and Sinnhuber (1971) relataram hepatoma em peixes que consumiram uma dieta contendo 100 ppm de ácido estercúlico por 30 dias, por outro lado Khoo, Fermor e Habib (1991) relataram inibição da carcinogese mamária em ratos que tiveram ácido estercúlico injetado por via subcutânea (90 mg) durante 8 semanas. Aitzetmüller (1996) afirma que estes ácidos graxos são destruídos em altas temperaturas, sendo assim é relevante recomendar que o óleo da semente não seja utilizado para fins alimentares sem cocção, podendo ser utilizado também para a produção de sabonetes, biocombustíveis, biolubrificantes e aplicações semelhantes (Yeboah et al. 2012).

Em relação a composição de fitoesteróis e tocoferóis não foram encontrados dados na literatura.

Figura 5. Estruturas químicas de: (A) ácido estercúlico (ácido C19: 1, [8-(2-octil-1-ciclopropenil) octanóico]) e (B) ácido malvático (C18: 1, [7-(2-Ácido octil-1-ilciclopropenil) heptanóico]).



Fonte: Herrera-Meza et al. (2014)

3.3 Compostos fenólicos

Os compostos fenólicos ou polifenóis constituem um dos mais numerosos grupos de substâncias do reino vegetal. Pertencem a uma classe de compostos que inclui uma grande diversidade de estruturas, simples e complexas, que apresentam pelo menos um anel aromático no

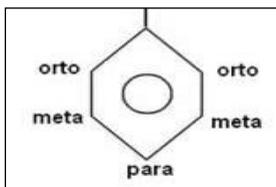
qual, ao menos, um hidrogênio é substituído por um grupamento hidroxila (BRAVO, 1998; CARVALHO; GOSMANN; SCHENKEL, 2007).

Esses compostos são metabólitos secundários das plantas e exercem função direta no crescimento, desenvolvimento e reprodução das mesmas (NACZK; SHAHIDI, 2004). Atuam na remoção de radicais livres formados durante a fotossíntese, participam da absorção de luz e atração de polinizadores e fornecem resistência contra patógenos e predadores devido a sua ação antimicrobiana e presença de compostos adstringentes (BRAVO, 1998; WANASUNDARA; SHAHIDI, 2005; ARAÚJO, 2011).

Os compostos fenólicos são relatados por apresentar atividade antioxidante, e isso se deve à sua capacidade de eliminar radicais livres, doar átomos de hidrogênio ou elétrons ou da capacidade de quelar metais (SHAHIDI; JANITHA; WANASUNDARA, 1992). Sua ação se dá tanto na etapa de iniciação como na propagação do processo oxidativo. Os intermediários formados pela ação de antioxidantes fenólicos são relativamente estáveis, devido à ressonância do anel aromático presente na estrutura destas substâncias (SOARES, 2002).

O potencial antioxidante destes compostos depende do número e disposição dos grupos hidroxila nas moléculas de interesse. A estrutura dos compostos fenólicos é uma determinante chave de sua atividade de eliminação de radicais e quelação de metais, e isso é referido como relações estrutura-atividade (RICE-EVANS; MILLER; PAGANGA, 1996).

O aumento da atividade antioxidante dos ácidos fenólicos aumenta com o aumento do grau de hidroxilação. Logo, a quantidade de hidroxilas ligadas ao anel aromático é diretamente proporcional a quantidade de grupos potenciais disponíveis para reação com radicais livres (RICE-EVANS; MILLER; PAGANGA, 1996). No que diz respeito a posição de substituição da hidroxila no anel fenólico, os compostos contendo a hidroxila em *para* são mais ativos do que aqueles substituídos em *orto* ou *meta* (Figura 6). A substituição na posição *para* por um grupo etil ou n-butil, ao invés de um grupo metil também favorece a atividade antioxidante do fenol (SHAHIDI; JANITHA; WANASUNDARA, 1992).

Figura 6. Posições orto, meta e para no anel fenólico

Fonte: Shahidi, Janitha e Wanasundara (1992)

Em relação a classificação, os compostos fenólicos apresentam uma variação em sua estrutura, e esta é feita segundo o tipo do esqueleto principal, como pode ser observado na Tabela 3, onde C6 corresponde ao anel benzênico e CX à cadeia substituinte com X átomos de carbono.

Tabela 2. Classificação dos compostos fenólicos de acordo com o esqueleto básico

Classes	Estrutura
Fenóis simples, benzoquinonas	C ₆
Ácidos fenólicos	C ₆ -C ₁
Acetofenonas e ácidos fenilacéticos	C ₆ -C ₂
Fenilpropanóides: ácidos conâmicos e compostos análogos, fenilproprenos, cumarinas, isocumarinas e cromonas	C ₆ -C ₃
Naftoquinonas	C ₆ -C ₄
Xantonas	C ₆ -C ₁ -C ₆
Estilbenos, antraquinonas	C ₆ -C ₂ -C ₆
Flavonóides e isoflavonóides	C ₆ -C ₃ -C ₆
Lignanans	(C ₆ -C ₃) ₂
Diflavonóides	(C ₆ -C ₃ -C ₆) ₂
Melaninas vegetais	(C ₆) _n
Ligninas	(C ₆ -C ₃) _n
Taninos hidrolisáveis	(C ₆ -C ₁) _n
Taninos condensados	(C ₆ -C ₃ -C ₆) _n

Fonte: Carvalho, Gosmann e Schenkel (2007)

Entre os compostos fenólicos, estão os compostos naturais com ampla distribuição na natureza, os derivados dos ácidos benzóicos e de ácidos cinâmicos, cumarinas, flavonóides, e derivados de polimerização (taninos e ligninas). E os compostos de distribuição restrita e menos abundante no reino vegetal, sendo as demais classes de substâncias fenólicas (CARVALHO, GOSMANN e SCHENKEL, 2007).

Os ácidos fenólicos constituem cerca de um terço dos fenóis dietéticos, que podem estar tanto livres como combinados na forma de ésteres ou heterosídeos (ZADERNOWSKI; CZAPLICKI; NACZK, 2009). São divididos em ácidos hidroxibenzóicos ($C_6 - C_1$) e ácidos hidroxicinâmicos ($C_6 - C_3$), considerando suas propriedades químicas, aspectos analíticos e interesse farmacológico (BRAVO, 1998; CARVALHO; GOSMANN; SCHENKEL, 2007; WANASUNDARA; SHAHIDI, 2005).

Os derivados do ácido hidroxibenzóico são o ácido salicílico, ácido protocatéquico, ácido vanílico, ácido gentísico, ácido gálico e ácido siríngico. Já os derivados de ácido hidroxicinâmico são o ácido p-cumárico, ácido cafeico, ácido ferúlico e ácido sinápico.

Os flavonóides constituem o maior grupo de fenóis de plantas, são compostos de baixo peso molecular e sua estrutura consiste de 15 carbonos distribuídos em dois anéis aromáticos A e B, interligados a um anel heterocíclico C. As variações nos padrões de substituição do anel C dão origem a flavonóis, flavonas, catequinas, flavanonas, antocianidinas e isoflavonas (HOLLMAN; KATAN, 1999). Esses compostos são antioxidantes importantes, devido ao seu elevado potencial redox, atuando como agente redutor e também como quelante de metal (TSAO; YANG, 2003).

Os taninos, por sua vez, são compostos de peso molecular relativamente elevado, e são classificados de acordo com a sua estrutura química em taninos hidrolisáveis e taninos condensados (BALASUNDRAM; SUNDRAM; SAMMAN, 2006).

Os taninos hidrolisáveis consistem de ésteres de ácido gálico, onde os grupos hidroxila do açúcar são esterificados com os ácidos fenólicos. Os taninos hidrolisáveis são unidos por ligações éster-carboxila, sendo prontamente hidrolisáveis em condições ácidas ou básicas, com água quente ou por ação enzimática. A unidade básica estrutural desse tipo de tanino é um poliol, usualmente β -D-glucose, com seus grupos hidroxilas esterificadas pelo ácido gálico (galotaninos) ou pelo hexadihidroxifênico (elagitaninos).

Os taninos condensados são oligômeros ou polímeros formados pela policondensação de duas ou mais unidades de flavan-3-ols (catequina) e flavan-3,4-diols (leucoanto-cianidina) (MONTEIRO et al., 2005). Estes são resistentes à hidrólise, mas podem ser solúveis em solventes orgânicos, dependendo de sua estrutura. Essa classe de taninos também é denominada proantocianidina, devido ao fato dos taninos condensado produzirem pigmentos avermelhados da classe das antocianinas, como a cianidina e delfinidina (SANTOS; MELLO, 2007)

Dentre as atividades biológicas dos taninos são citadas a ação antifúngica, antibacteriana, antiviral e antitumoral. A ação desses compostos ocorre devido as propriedades de complexação com íons metálicos, atividade antioxidante e sequestradora de radicais livres e habilidade de complexar com outras moléculas incluindo macromoléculas tais como a proteína e os polissacarídeos (SANTOS; MELLO, 2007).

Por fim, as ligninas são substâncias que se depositam nas paredes das células vegetais e possuem um importante papel no transporte de água, nutrientes e metabólitos, responsáveis pela resistência mecânica de vegetais, além de proteger os tecidos contra o ataque de microorganismos (SALIBA et al., 2001). São polímeros de unidades básicas C6 – C3, abrangendo, usualmente, muitas unidades fenolpropânicas. Sua formação ocorre através do acoplamento oxidativo de álcoois cinâmílicos entre si ou destes com ácidos cinâmicos. Subdividem-se em lignanas, neolignanas, alolignanas, norlignanas, oligolignóides e heterolignóides de acordo com a complexidade de cada estrutura química (BARBOSA-FILHO, 2007).

3.3.1 Compostos fenólicos em castanhas

As castanhas comumente consumidas em todo o mundo são a amêndoa, avelã, castanha portuguesa, castanha do Brasil, castanha de caju, macadâmia, noz pecã, noz e o pistache (ROS, 2015). Uma dieta saudável incluindo o consumo de castanhas e nozes está associada a diversos benefícios a saúde (STEFFEN et al., 2005; ZHOU et al., 2014; AUNE et al., 2016), isso se deve ao sinergismo de componentes bioativos, como os compostos fenólicos, incluindo flavonóides, ácidos fenólicos, e taninos, não só nas sementes, mas também em seus subprodutos (pele, casca, folha, entre outros) (BOLLING et al., 2011; CHANG et al., 2016).

As castanhas ficam em terceiro lugar, atrás somente das frutas e especiarias, na quantidade de compostos fenólicos (PÉREZ-JIMÉNEZ, NEVEU; SCALBERT, 2010). Estes fitoquímicos fornecem proteção contra radicais livres nocivos e podem reduzir o risco de doenças associadas ao estresse oxidativo. Logo, a inclusão de castanhas na dieta é de grande interesse, uma vez que são fonte de antioxidantes naturais (ALASALVAR; SHAHIDI, 2009).

A base de dados Phenol-Explorer traz o conteúdo mínimo e máximo de fenólicos totais (FT) determinados pelo método Folin-Ciocalteu (expressos em mg equivalente de ácido gálico GAE 100 g⁻¹) encontrados para diversas castanhas. De acordo com os dados, o conteúdo

de FT mais elevado é reportado para castanha portuguesa (1580-3673 mg GAE 100 g⁻¹), seguido da pecã (1284 mg GAE/100 g), pistache (867-1657 mg GAE 100 g⁻¹), avelã (291-835 mg GAE 100 g⁻¹), amendoim (396-420 mg GAE 100 g⁻¹), amêndoa (126,8-418 mg GAE 100 g⁻¹), castanha do Brasil (112-310 mg GAE 100 g⁻¹), castanha de caju (137-274 mg GAE 100 g⁻¹) e macadâmia (46-156 mg GAE 100 g⁻¹).

Diversos estudos são centrados na composição fenólica das castanhas, e até agora sabe-se que a composição da amêndoa é baseada em ácidos fenólicos, catequinas, flavonóis, estilbenos, tirosóis e antocianinas (LIN et al., 2016). Em avelãs foram encontrados ácidos fenólicos, catequinas, flavonóis, taninos condensados e hidrolisados, estilbenos, tirosóis e dihidrochalconas (SCHMITZER et al., 2011; PELVAN; ALASALVAR; UZMAN, 2012; KALOGEROPOULOS et al., 2013). Na castanha portuguesa foram relatados ácidos fenólicos, catequinas, estilbenos e tirosóis (KALOGEROPOULOS et al., 2013). Na noz pecã foram encontrados somente ácidos fenólicos (DE LA ROSA; ALVAREZ-PARRILLA; SHAHIDI, 2010). Na noz encontram-se ácidos fenólicos, catequinas, flavonóis, tirosóis e antocianidinas (KALOGEROPOULOS et al., 2013). E no pistache, ácidos fenólicos, catequinas, flavononas, flavonas, flavonóis, isoflavonas e tirosóis (GARAVAND; MADADLOU; MOINI, 2017; RODRÍGUEZ-BENCOMO et al., 2015).

Os perfis fenólicos das castanhas nativas do Brasil podem ser vistos na Tabela 4. De acordo com John e Shahidi (2010) e Gomes e Torres (2016) a castanha do Brasil contém ácido gálico, ácido elágico, ácido vanílico, ácido protocatecuico, ácido hidroxibenzóico, 2,4-dihidroxibenzóico, ácido p-cumárico, ácidosinápico e catequina. Para a castanha de caju foram reportados o ácido gálico, ácido siríngico, ácido p-cumárico, catequina, epicatequina e epigalocatequina (CHANDRASEKARA; SHAHIDI, 2011). Na composição da castanha de baru estão presentes o ácido p-cumárico, ácido elágico, ácido cafeico, ácido gálico, ácido hidroxibenzóico, ácido ferúlico, catequina e epicatequina (LEMOS et al., 2012).

Tabela 3. Composição fenólica das castanhas do Brasil, caju e Baru.

Castanha	Composto fenólico	Concentração	Referência
Castanha do Brasil mg kg ⁻¹ (torta desengordurada)	Ácido gálico	70,0	Gomes e Torres (2016)
	Ácido Protocatecuico	207,0	
	Catequina	421,0	
	Ácido hidroxibenzóico	151,0	
	Ácido 2,4-dihidroxibenzóico	168,0	
	Ácido p-cumárico	136,0	
Castanha de caju µg g ⁻¹ (farinha desengordurada)	Ácido Sinápico	124,0	John e Shahidi, (2010)
	Catequina	25,2 ^a	
	Ácido elágico	14,9a,11,4b	
	Ácido gálico	52 ^a , 81,8b	
	Ácido protocatecuico	32,7 ^a , 120b	
	Ácido vanílico	8,8 ^a , 34,6b	Chandrasekara e Shahidi (2011)
	Ácido gálico	0,11	
	Ácido Siríngico	0,62	
	Ácido p-cumárico	0,01	
	Catequina	11,73	
Castanha de baru com pele mg g ⁻¹ (farinha desengordurada)	Epicatequina	7,43	Lemos et al. (2012)
	Epigalocatequina	4,46	
	Ácido p-cumárico	14,3	
	Ácido elágico	8,5	
	Ácido cafeico	6,3	
	Ácido gálico	224,0	
	Ácido hidroxibenzóico	2,3	
	Catequina	87,2	
	Ácido ferúlico	45,4	
Epicatequina	23,9		

* a - fenólicos ligados, b – fenólicos

Alguns compostos fenólicos são reportados na maioria das castanhas, como é o caso da catequina, epicatequina e do ácido gálico (MONAGAS et al. 2009; CHANDRASEKARA; SHAHIDI, 2011; LEMOS et al., 2012; SLATNAR et al., 2014; HOON et al., 2014; CHANG et al., 2016; GOMES; TORRES, 2016).

O consumo ocorre normalmente na forma natural (cruas), torrada, frita ou caramelizada, e o tipo de processamento também tem influência no conteúdo total de compostos fenólicos (GARRIDO et al., 2008). O principal propósito de torrefação é melhorar o sabor, cor, e a textura crocante das castanhas. Pesquisas indicam que a torrefação a temperaturas mais baixas e por períodos mais curtos tendem a ocasionar um aumento no conteúdo de compostos fenólicos, que pode ser explicado pelo fato de que este processo provoca a evaporação da água intracelular, desencadeando reações químicas que podem alterar a estrutura lignocelulósica e provocar a desnaturação proteica, aumentando a disponibilidade dos compostos fenólicos na matriz (SCHMITZER et al., 2011). Por outro lado, a torrefação a temperaturas mais elevadas ou durante períodos de aquecimento mais longos levam a diminuição no conteúdo de fenólicos devido a degradação térmica, que depende da estrutura química de cada composto (BOLLING et al., 2011).

Este mesmo comportamento é reportado na fritura, Yang et al. (2015) relataram que o processo de fritura realizado na panela Zhejiang aumentou o conteúdo de fenólicos totais de 19,4 mgGAE g⁻¹ para 21,4 mgGAE g⁻¹, utilizando temperatura de 200 °C durante 10min. Porém quando o tempo e a temperatura foram aumentados notou-se a diminuição no conteúdo.

3.3.2 Compostos fenólicos em subprodutos de castanhas

A porcentagem de subprodutos obtidos a partir da transformação industrial de castanhas é muito elevada, estes compreendem a casca dura, casca verde, casca, película e a pele que reveste a semente. Este fato levou a necessidade de se buscar meios de tratá-los ou utilizá-los. Normalmente, as cascas são utilizadas para a alimentação de gado (GRASSER et al., 1995), ou como material de caldeira (GONZALEZ et al., 2006).

Resultados promissores com essas matérias primas estão despertando o interesse da indústria farmacêutica e alimentícia (SMERIGLIO et al., 2016). Isso se deve a presença de fitoquímicos com forte atividade antioxidante, que podem contribuir para diversas propriedades promotoras de saúde (CHANG, 2016), além da capacidade de substituição de antioxidantes sintéticos (RIBEIRO et al., 2017).

Dentre os subprodutos, a pele que reveste as sementes (2,5 a 10% do peso total das castanhas) vem ganhando grande destaque (TOMAINO et al., 2011; ÖZDEMİR et al., 2014) pois é rica em compostos fenólicos, elevada atividade antioxidante, além da presença de fibras dietéticas (MA et al., 2014; TAŞ; GÖKMEN; 2017).

Smeriglio et al. (2016) relataram conteúdo de fenólicos totais de 703,031 mg GAE 100g⁻¹ na pele de amêndoa, e a literatura refere a presença dos ácidos cafeico, cumárico, ferúlico, sinápico, catequina, epicatequina, quercitina e do kaempferol (CHEN et al, 2005; WIJERATNE; AMAROWICZ; SHAHIDI, 2006). Na pela da castanha do Brasil, John e Shahidi, (2010) identificaram a presença de catequina, epigallocatequina, quercitina e taxifolina.

Chandrasekara e shahidi (2011) relataram a presença dos ácidos p-cumárico, gálico e siríngico na pela da castanha de caju. Já o líquido proveniente da casca da castanha de caju, que é reconhecido com um líquido valioso por sua alta concentração de fenóis insaturados de cadeia longa, contém ácido anacárdico, cardanol e cardol (RODRIGUES et al., 2006), que são relatados por conter atividade antitumoral e antimicrobiana, além de inibição de uréase e lipoxigenase (YULIANA et al., 2012).

A pele da noz revelou concentrações dos ácidos siríngico e elágico até 20 vezes maiores do que os contidos na noz (COLARIC et al., 2005).

Shahidi, Alasalvar e Liyana-pathirana (2007) ao estudar a composição fenólica dos subprodutos de avelã (pele, casca dura, e folhas) relataram a presença dos ácidos gálico, cafeico, p-cumárico, ferúlico e sinápico.

Barreira et al. (2008) estudou a atividade antioxidante de extratos de castanheira portuguesa (folhas, flores, pelas e frutos). O autor relata que todas as amostras continham polifenóis e flavonóides na seguinte ordem: peles exteriores> peles interiores> flores> folhas> frutos. Para os ensaios de atividade antioxidante foram encontrados resultados na mesma ordem, indicando que a pele de revestimento da castanha possui, após tratada, potencial uso como fonte de antioxidantes.

Stampar et al. (2006) estudaram a composição fenólica de extratos da casca de noz e indicou a presença dos ácidos clorogénico, cafeico, ferúlico, sinápico, gálico, elágico, protocatecuico, siríngico, vanílico, e de catequina, epicatequina, miricetina e juglona. Outro estudo utilizando a casca verde da noz (casca que reveste a casca dura) mostra que a mesma apresentou alta atividade antioxidante e antimicrobiana,

inibindo o crescimento de diferentes bactérias patogênicas (OLIVEIRA et al., 2008).

Prado et al. (2014) ao estudar extratos provenientes da casca de noz pecã reportou alto conteúdo de fenólicos totais, taninos condensados e atividade antioxidante, além de identificar a presença de ácido gálico, ácido clorogênico, ácido p-hidroxibenzóico, epigallocatequina e epicatequina-galato. O mesmo estudo relatou ainda a inibição do crescimento de *L. monocytogenes*, *S. aureus*, *V. parahaemolyticus* e *B. cereus*, indicando atividade antimicrobiana dos extratos.

Erşan et al. (2017) identificaram 58 compostos fenólicos diferentes na casca de pistache, entre galotoninas, flavonóides e ácidos anacárdicos.

Existem diversos estudos avaliando o benefício das nozes na dieta, porém existem poucos estudos utilizando seus subprodutos. Dentre estes estudos foram reportados os benefícios da água de branqueamento da amêndoa na proteção contra eritema induzido por radiação ultravioleta (UV) (MANDALARI et al., 2013). Outro estudo utilizando subproduto da produção de amêndoas relatou que o consumo de 50 mg kg⁻¹ de peso corporal de extrato proveniente de pele de amêndoa aumentou a resistência à oxidação de LDL em hamster (CHEN et al., 2005).

A aplicação tópica de extratos da casca de pistache foi relatada por acelerar a cicatrização em feridas em ratos (FARAHPOUR et al., 2015).

O consumo oral de ácidos anacárdicos vindos do líquido da casca da castanha de caju, 10, 30 ou 100 mg kg⁻¹.

Dominguez-Avila et al. (2015) estudaram a influência do consumo de extrato aquoso de casca de noz pecã em ratos com uma dieta rica em gordura por 9 semanas, os autores relataram que os ratos que foram suplementados com os extratos apresentaram lipídios plasmáticos mais baixos do que o grupo controle. O consumo de extrato de casca de noz pecã também evitou lesões hepáticas induzidas pelo etanol em ratos e o estresse oxidativo induzido pelo cigarro em camundongos (MULLER et al., 2013; RECKZIEGEL et al., 2011).

Outro estudo visando a aplicação industrial de subprodutos foi realizado utilizando extratos de casca de noz pecã, onde o mesmo apresentou ação antioxidante em margarinas com o mesmo efeito proporcionado pelo antioxidante sintético Butil hidroxitolueno (BHT), indicando a possibilidade de substituição (RIBEIRO et al., 2017).

Estes fatos reforçam a importância de estudos sobre a composição de resíduos provenientes do beneficiamento das castanhas e de sua aplicação, visando não só diminuir os impactos ambientais, mas

também conhecer os benefícios que estes subprodutos podem proporcionar a saúde.

3.3.3 Extração de compostos fenólicos

A extração de compostos bioativos é realizada por diversos procedimentos, utilizando métodos convencionais (soxhlet, maceração e hidrodestilação) e não convencionais (ultrassom, micro-ondas, supercrítica, entre outros) (AZMIR et al., 2013). O intuito desse processo é fazer com que os solventes se difundam no material vegetal e solubilizem compostos com polaridade similares (NCUBE; AFOLAYAN; OKOH, 2008).

Na extração de compostos fenólicos em materiais vegetais existem alguns fatores que influenciada na eficiência, como método de extração, solvente utilizado, tempo e temperatura, granulometrias de amostra e métodos de moagem (XU et al., 2010).

A solubilidade desses compostos é mensurada pelo tipo de solvente utilizado (polaridade), pelo grau de polimerização dos compostos fenólicos e pela interação destes compostos com outros constituintes da amostra (NACZK; SHAHIDI, 2004). Solventes como o metanol, etanol, acetona, água, clorofórmio, éter e suas combinações são frequentemente utilizados para a extração de fenólicos (ANTOLOVICH et al., 2000; NACZK; SHAHIDI, 2004).

O tempo de extração também é uma variável importante, podendo variar de 1 minuto a 24 horas. Porém, períodos longos de extração aumentam a possibilidade de oxidação dos fenólicos exigindo que agentes redutores sejam adicionados ao solvente do sistema (SHAHIDI e NACZK, 1995).

Dentre as técnicas, o método de extração por ultrassom vem ganhando destaque por proporcionar uma redução no tempo, energia e uso de solvente. A energia do ultrassom proporciona uma mistura mais eficiente, transferência de energia mais rápida, gradientes térmicos reduzidos, extração mais seletiva, aumento de produção e eliminação de etapas no processo (CHEMAT et al., 2017). Isso ocorre devido a força da cavitação presente no ultrassom que acelera a taxa de transferência de calor e massa, rompe as paredes celulares da matriz, devido à alta pressão e temperatura, e aumenta o tamanho dos poros das paredes celulares facilitando a liberação de compostos extraíveis (MASON et al., 1996; PANIWNKY et al., 2001; CHEMAT; HUMA; KHAN, 2011).

Erşan et al. (2017) relataram que a extração de compostos fenólicos da casca de pistache utilizando ultrassom, 3 ciclos de 30

segundos, apresentou o mesmo rendimento do que 30 minutos de extração com agitação magnética, o que mostra que a extração com ultrassom foi 20 vezes mais rápida.

Porém, não existe um procedimento uniforme ou completamente satisfatório que seja adequado para a extração de todos os compostos fenólicos ou de uma classe específica de substâncias fenólicas em materiais vegetais, sendo necessário diversos testes a fim de se obter as melhores condições de extração (ANTOLOVICH et al., 2000; NACZK; SHAHIDI, 2004).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Amostras

Castanhas da chichá (*S. striata* St Hil e Naud) proveniente de Teresina-Pi, colhidas em outubro de 2016 e fornecidas pela EMBRAPA Meio-Norte (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária). As castanhas foram recebidas na forma inteira, com a película e a casca, que foram retiradas no momento das análises.

4.2. Reagentes e soluções

Os Reagentes Folin-Ciocalteu, ácido gálico, ABTS [2,2_-azino-bis-(3-97 ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)], DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl), Trolox [(±)-6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchroman-2-carboxylic acid] e a vanilina foram obtidos pela Sigma-Aldrich (St. Louis, USA). Os padrões utilizados foram adquiridos pela Sigma-Aldrich Co. (St. Louis, EUA). Para as demais análises químicas, reagentes e solventes de grau analítico foram utilizados e obtidos pela Vetec (Rio de Janeiro, Brasil). Colocar os padrões

4.3 Preparo das amostras

4.3.1 Obtenção do óleo e torta da chichá

O óleo foi extraído utilizando prensa hidráulica Tecnal® TE-098 (Piracicaba, Brasil). As amostras foram prensadas três vezes, e o óleo obtido foi centrifugado usando uma centrífuga 80-2B Daiki® (Presidente Prudente, Brasil) a $4000 \times g$ durante 10 min. O sobrenadante e a torta resultante da prensagem foram armazenados em frascos âmbar com atmosfera de nitrogênio a $-24\text{ }^{\circ}\text{C}$ para análises posteriores. Pressão

4.3.2 Obtenção da casca e película da chichá

As amostras foram preparadas de acordo com o método descrito por Prado et al. (2009). A casca e a película foram secas a $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 1 hora em estufa Nova Ética® 400/D (Vargem Grande Paulista, Brasil) equipada com circulação de ar forçado. Em seguida, as amostras foram moídas em moinho analítico Q298A21 Quimis (Diadema, Brasil),

peneiradas a 60 mesh e armazenadas em frasco âmbar com atmosfera de nitrogênio a -24°C para posterior análises.

4.4 Composição nutricional

A composição nutricional da castanha, torta e casca da chichá foram realizadas de acordo com a AOAC (2005): teor de umidade (925.26), lipídios (933.05), cinzas (940.26), proteína bruta (920.87) e fibra alimentar (991.43). Os carboidratos foram determinados por diferença utilizando a fórmula: % de carboidratos = $100 - \% \text{ de umidade} - \% \text{ de lipídios} - \% \text{ de cinzas} - \% \text{ de proteína} - \% \text{ de fibra}$. Todas as análises foram realizadas em triplicata. Fibra alimentar.

4.4.1 Quantificação de minerais

A composição de minerais da castanha e torta da chichá foram determinadas por ICP-MS, para cálcio, zinco, magnésio, sódio, cobre, manganês, selênio, chumbo, cádmio, cromo, níquel, alumínio, molibdênio e estanho. As condições operacionais para a digestão das amostras foram realizadas de acordo com o método n^o 12, descrito no manual do equipamento, o qual é recomendado para a digestão de cereais e grãos (MILESTONE, 1995), como segue: 6 mL de ácido nítrico, 1 mL de peróxido de hidrogênio e 1 mL de água deionizada foram adicionados a 0,1 g das amostras em tubos de poli-tetrafluoretileno (PTFE). Posteriormente, os tubos foram alocados no bloco digestor do microondas (MLS-1200, Milestone, Sorisole, Itália) para o procedimento de digestão. Foi aplicada uma potência variando de 250 a 600 W por 25 min. Foram utilizados 100 μg de L^{-1} de Rh como padrão interno para a quantificação dos analitos. Simultaneamente com a digestão das amostras foram preparados brancos analíticos. As amostras digeridas foram diluídas adequadamente com água desionizada.

Para a quantificação dos minerais foi utilizado ICP-MS ELAN 6000, Perkin-Elmer (Shelton, EUA). As condições instrumentais foram cone amostrador e *skimmer*: platina; potencial de rádio frequência: 1100 W; medida do sinal: contínuo; *auto lens*: on; voltagem do detector: pulso (1250 v) e analógico (-2290 v), 15 L min^{-1} de fluxo do gás principal argônio e 1,05 L min^{-1} de fluxo do gás nebulizador.

4.5 Características físico-química do óleo da chichá

O óleo da chichá foi caracterizado pelos seguintes parâmetros de acordo com a AOCS *Official Methods* (2004): índice de peróxido (Cd 8-53); índice de acidez (Cd 3d-63); índice de p-anisidina (18-90); extinção específica (Ch 5-91); densidade relativa (Cc 10a-25) e índice de refração (Cc7-25).

4.5.1 Composição de ácidos graxos

A composição de ácidos graxos foi realizada utilizando cromatógrafo a gás 3900 Varian® (Palo Alto, USA), equipado com injetor automático, com utilização de coluna capilar Chrompack CP-Sil 88 (100 m, 0,25 mm d.i., 0,20 µm de filme) e detector FID (ionização em chama). As condições de operação do cromatógrafo foram: temperatura do injetor: 270 °C; temperatura do detector: 310 °C; temperatura do forno: 120 °C - 2 min, aquecimento de 120 °C a 220 °C (2,2 °C/min) e de 220 °C a 235 °C (1,5 °C/min), permanecendo a 235 °C por 15 min; gás de arraste: hidrogênio (1 mL min⁻¹); gás auxiliar (*make up gás*): nitrogênio (30 mL min⁻¹); volume de injeção: 1.0 µL. A preparação de ésteres metílicos de ácidos graxos foi realizada de acordo com Hartman and Lago (1973).

4.5.2 Composição de triacilgliceróis

A composição de triacilgliceróis (TAG) foi determinada de acordo com Segura et al. (2011). As amostras foram dissolvidas em 5 mg mL⁻¹ de acetona e analisadas usando HPLC Shimadzu Prominence 20A (Kyoto, Japan), equipado com um detector evaporativo de espalhamento de luz (*evaporative light scattering detector* - ELSD) (Shimadzu ELSD-LTII). A separação de triacilglicerídeos foi realizada utilizando duas colunas Supelcosil TM C18 (25 cm x 4.6 mm x 5 µm). A fase móvel baseou-se em uma mistura de solventes acetona/acetona nitrila a uma taxa de fluxo de 1 mL/min, com um gradiente linear crescente de clorofórmio, 20% a 60 min. Esta composição de solvente permaneceu por 20 min. A composição inicial foi retornada e se manteve por 85 min. Os picos foram identificados usando padrões de TAG puros e considerando a ordem de eluição de acordo com o correspondente número equivalente de carbono (ECN). A análise foi realizada em duplicata e os resultados foram expressos como média ± desvio padrão.

4.5.3 Fitoesteróis

Os fitoesteróis foram determinados de acordo com Bragagnolo e Rodriguez-Amaya (1993) e Almeida (2009). Após a saponificação a quente e a extração da matéria insaponificável com hexano, as amostras foram analisadas utilizando um cromatógrafo a gás CG 17A Shimadzu® (Kyoto, Japão). As condições de operação do cromatógrafo foram as seguintes: coluna capilar HP-5MS (30 m, 0,25 mm id, 0,25 μm de filme), injetor *split* (razão 1:50); temperatura do detector: 300 °C; temperatura do injetor: 250 °C; temperatura do forno: 150 °C - 1 min, aquecimento de 150 °C a 300 °C (10 °C/min) – 300 °C/10 min; gás auxiliar (*make up gás*): nitrogênio (30 mL min⁻¹); gás de arraste: hidrogênio (30 mL min⁻¹); ar sintético (300 mL/min); volume injetado: 1 μL . Os picos foram identificados comparando os tempos de retenção com os padrões e foram quantificados por meio curva padrão. As análises foram realizadas em triplicata.

4.5.4 Tocoferóis

Os tocoferóis foram determinados de acordo com Panfili, Fratianni e Irano (2003), com modificações. A amostra foi pesada (0,1-1,2 g) em balão volumétrico de 10 ml, completado com n-hexano e homogeneizado. A solução foi então filtrada em membrana de celulose regenerada com tamanho de poro de 0,45 μm e diâmetro de 13 nm, e armazenada em tubo de ensaio. A análise foi realizada utilizando uma HPLC Prominence Shimadzu® (Kyoto, Japão), equipado com uma coluna de sílica Merck Si-60 (125 mm x 4 mm i.d, tamanho de partícula de 5 μ) e um detector fluorescente (comprimento de onda de excitação de 294 nm e comprimento de onda de emissão de 326 nm).

4.6 Obtenção dos extratos da castanha, casca e película da chichá

Testes preliminares (dados não apresentados), utilizando extração sequencial com éter etílico, acetona, etanol, metanol e água, mostraram que a água foi o melhor solvente para a extração de compostos fenólicos das amostras. Os extratos foram obtidos da seguinte forma: adicionou-se um grama do pó da amostra a 30 mL de água e submeteu-se a extração por ultrassom durante 45 minutos a 85 ° C (casca e película), e 60 ° C durante 30 minutos (castanha da chichá) utilizando um ultrassom EGS 5HD, 40kHz, 300W (Enge Solutions®, São Paulo, Brasil). Após a sonicação, os extratos foram filtrados com papel de filtro Whatman (n°

541, 125 mm) e armazenados em frascos âmbar com atmosfera de nitrogênio a -24°C para posterior análise.

4.7 Determinação de Fenólicos totais (FT) e taninos condensados (TC)

O ensaio de fenólicos totais (FT) foi realizado de acordo com método de Folin-Ciocalteu, com modificações de Budini, Tonelli e Girotti (1980) e Prado et al. (2009). A reação de oxidação foi realizada em balão volumétricos de 10 mL, onde foi adicionado 0,1 mL dos extratos, 0,5 mL do reagente Folin-Ciocalteu e 1,5 mL de solução aquosa de carbonato de sódio (75 g L^{-1}), para neutralizar. Os balões foram aferidos para 10 mL com água destilada, agitados e mantidos ao abrigo da luz a temperatura ambiente por 2 h. Após, as absorvâncias das soluções foram medidas a 765 nm em espectrofotômetro SP 2000 (Bel Photonics®, Piracicaba, SP, Brasil). Os valores de absorvância dos extratos foram correlacionados com a curva de calibração de ácido gálico. A análise foi realizada em triplicata e os resultados expressos em mg GAE g^{-1} (equivalente de ácido gálico) em peso seco como média \pm desvio padrão.

O conteúdo de taninos condensados (TC) foi determinado de acordo com o método proposto por Price, Vanscoyoc e Butler (1978) e adaptado por Villarreal-Lozoya et al. (2007). Uma alíquota de 1 mL do extrato foi adicionado a tubos de ensaio em triplicata. Depois, 5 mL da solução de vanilina (0,5 g do reagente vanilina e 200 mL HCl 4%/metanol) foi adicionada aos tubos contendo os extratos, enquanto 5 mL de de HCl 4%/metanol foi adicionado a um quarto tubo para ser utilizado como branco. Depois de 20 min de reação a absorvância foi mensurada em espectrofotômetro SP 2000 (Bel Photonics®, Piracicaba, SP, Brasil) a 500 nm. Os resultados foram expressos em mg CE.g^{-1} (mg equivalente de catequina g^{-1} de extrato) em peso seco e média \pm desvio padrão.

4.8 Identificação e quantificação de compostos fenólicos por LC–ESI-MS/MS

4.8.1 Procedimento de extração

A fração lipídica das amostras foi removida de acordo com Borges et al. (2011) e os extratos foram preparados como segue a metodologia no item 2.6. Em seguida, as amostras foram preparadas utilizando uma versão modificado do método descrito por Ross, Beta e

Arntfield (2009) e Krygier, Sosulski e Hogge (1982). Resumidamente, 1 mL de cada extrato foi submetido a hidrólise ácida com 5 mL de metanol e 5 mL de HCl 6 mol L⁻¹ em estufa SP 400/1Labor (São Paulo, Brasil) a 85 °C por 30 min. Após esfriar, o pH da solução foi ajustado para 2 utilizando NaOH. Em seguida o extrato foi submetido a extração por partição com 10 mL de éter etílico, e o resíduo submetido a mais dois ciclos de extração com 10 mL de éter etílico. As frações obtidas foram combinadas e centrifugadas a 3000 x g por 10min e o solvente foi evaporado usando rotaevaporador (Fisatom 802, São Paulo, Brazil). A alíquota obtida foi ressuspensa com 1 mL de metanol (grau HPLC).

4.8.2 Condições cromatográficas

A identificação e quantificação dos compostos fenólicos foram realizadas utilizando HPLC (modelo 1200 Series, marca Agilent Technologies, Alemanha). A separação ocorreu em coluna SynergiTM (4.0 µm, 2.0 x 150 mm d.i.; Phenomenex, USA). A análise de cromatografia líquida foi realizada utilizando um gradiente de fase móvel consistindo em (A): solução de metanol 95% e água 5% e (B): solução de água com ácido fórmico 0,1%, usando taxa de fluxo de 250 µLmin⁻¹. A separação foi realizada a 30 °C utilizando eluição por gradiente segmentado de acordo com as seguintes etapas: 0 – 5 min, 10 % A; 5 – 7 min, 90 % A; 7 – 10 min, 90 % A; 10 – 17 min, 10 % A.

Foi acoplado ao sistema HPLC um espectrômetro de massas com analisador triploquadropolo e ion *trap linear*, modelo Q Trap 3200. (Applied Biosystems/MDS Sciex, Concord, Canada) para análise por HPLC-MS. Os experimentos foram realizados utilizando fonte de ionização por *electrospray* TurboIonSprayTM (Applied Biosystems/MDS Sciex, Canada) em modo negativo. O *software Analyst* versão 1.5.1 foi usado para aquisição e tratamento dos dados obtidos. A agulha capilar foi mantida em -4500 V. Os parâmetros do MS/MS foram: gás de cortina, 10 psi; Temperatura, 400 °C; Gás 1, 45 psi; Gás 2, 45 psi; Gás CAD, médio. Outros parâmetros para o cone e energia de colisão para os 47 compostos fenólicos testados e os demais dados para a quantificação de curva de qualificação estão listados no material em anexo.

4.9 Atividade antioxidante (AA)

4.9.1 Método ABTS

O método ABTS [2,2 -azino-bis (3-ethylbenzotiazoline-6-sulphonic acid)] foi realizado de acordo com metodologia proposta por Re et al. (1999) com modificações. Resumidamente, o ABTS (7 mM – 0,03836 g ABTS dissolvidos em 10 mL de água deionizada) foi misturado ao persulfato de potássio (10 mL de persulfato de potássio 2,45 mM + 10 mL da solução de ABTS) para formação do radical. A solução foi homogeneizada e armazenada em um frasco âmbar no escuro por no mínimo 16 h. A solução do radical ABTS foi diluída com etanol até chegar no valor de absorbância de 0,700 a 754 nm. Em seguida, adicionou-se 20 µL da solução estoque dos extratos a 980 µL do radical ABTS ajustado e depois de 6 min a absorbância foi lida em espectrofotômetro a 754 nm. As análises foram realizadas em triplicata e os resultados expressos em TEAC mol g⁻¹ (capacidade antioxidante equivalente em Trolox) e média ± desvio padrão.

4.9.2 Método FRAP

A habilidade antioxidante de redução foi testada utilizando o método de FRAP proposto por Benzie e Strain (1996) e Arnous, Makris e Kefalas (2002), com modificações. Brevemente, 200 µL de extrato e 200 µL da solução de cloreto férrico 3 mM (0,0608g de FeCl₃ diluído em 25 mL de ácido cítrico 5 nM) foram misturados em tubos de ensaio. Um tubo contendo 200 µL do solvente do extrato e 200 µL de cloreto férrico foi utilizado como branco. As soluções foram encubadas em banho maria a 37 °C por 30 min. Posteriormente, adicionou-se a mistura 3,6 mL de TPTZ e a solução foi homogeneizada em vortex. As absorbâncias das soluções foram lidas a 620 nm após 10 minutos de reação. Os valores de absorbância para cada extrato foram correlacionados com uma curva de calibração de Trolox. Os resultados foram expressos como média (± desvio padrão) e em µmol TEAC g⁻¹ (atividade antioxidante equivalente em Trolox).

4.10 Análise estatística

Os dados foram analisados utilizando o software STATISTICA 7.0 (Statsoft Inc., Tulsa, OK, EUA). As correlações de Pearson foram realizadas para observar a possível correlação entre o conteúdo fenólico

total e a capacidade antioxidante. As correlações entre os dados foram calculadas utilizando o coeficiente de correlação de Pearson (r).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Composição nutricional e de minerais da castanha da chichá e seus subprodutos

Fatores como região de colheita, estágio de maturação das sementes, clima, solo, condições experimentais são fatores que influenciam significativamente a composição das sementes (BOLLING et al., 2011), A Tabela 4 mostra a composição nutricional e de minerais da castanha de chichá e seus subprodutos, torta e casca.

Tabela 4. Composição nutricional envolvendo composição proximal e de minerais da chichá e seus subprodutos, torta e casca em base seca

Componentes (g 100g⁻¹)	Castanha	Torta	Casca
Proteína	18,5±0,14	19,1±0,08	3,0±0,09
Umidade	8,2±0,08	8,5±0,03	14,7±0,12
Lipídios totais	24,5±0,02	21,4±0,02	0,5±0,02
Cinzas	3,2±0,04	3,5±0,03	1,7±0,04
Carboidrato	40,5	41,6	32,8
Fibra alimentar	5,8±1,05	7,0±1,53	44,0±4,03
Valor calórico (kcal 100g ⁻¹)	456,3	435,9	147,6
Minerais (µg g⁻¹)			
Pb	0,52 ± 0,05	0,48 ± 0,05	-
Ca	149,94 ± 9,81	146,05 ± 5,03	-
Zn	24,16 ± 0,83	27,72 ± 1,83	-
Mg	1304,02 ± 36,86	1438,69 ± 3,80	-
Na	3,62 ± 0,42	3,37 ± 0,23	-
Cu	7,48 ± 0,36	8,05 ± 0,52	-
Mn	32,1 ± 1,86	30,23 ± 0,63	-
Se	ND	ND	-
Cd	0,37 ± 0,03	0,33 ± 0,03	-
Cr	0,39 ± 0,05	0,41 ± 0,16	-
Ni	0,35 ± 0,03	0,54 ± 0,02	-
Al	6,22 ± 3,58	3,61 ± 1,30	-
Mo	ND	ND	-
Sn	16,6 ± 0,92	23,57 ± 1,84	-

*ND – valores não detectados; Valores referentes a média \pm desvio padrão; Os dados relativos a LOD e LOQ dos mineral estão disponíveis no material em anexo.

A castanha da Chichá apresentou baixa umidade (8,2%), o que é importante para prevenir a germinação prematura, reduzir a susceptibilidade a reações bioquímicas e também garantir a segurança microbiológica (EMBRAPA, 2004; VENKATACHALAM; SATHE, 2006). A chichá mostrou composição nutricional e valor calórico semelhante aos valores reportados por outros autores (DINIZ et al., 2008; SILVA et al., 2008). O teor de proteína foi alto e similar a castanha do Brasil (18,6%) e a castanha de caju (18,2%) (BRUFAU; BOATELLA; RAFECAS, 2006; SANTOS et al., 2013). O teor de lipídios (24,5%) foi baixo quando comparado com outras castanhas, como castanha de caju, pistache, amêndoa e castanha do Brasil, com teores médios de 47,1, 52,8, 56,7 e 68,3%, respectivamente, o que a leva a ser chamada de castanha *light* (KORNSTEINER; WAGNER; ELMADFA, 2006). Foi encontrado um teor de fibra considerável na chichá, sendo que uma porção (20g) fornece cerca de 5% do valor diário recomendado (IDR) (FDA, 2013).

Em relação aos minerais, uma porção da chichá (20 g) fornece 28% do IDR para Mn, 16,5% para Cu, 10% para Mg e 7% para Zn. Além disso, a chichá pode ser considerada fonte de Mn e Cu, uma vez que apresenta mais de 15% do IDR recomendado para adultos (FAO, 2001; BRASIL, 2005a). Estes elementos estão relacionados a benefícios para a saúde, desempenhando papel regulatório, fisiológico e estrutural de muitas enzimas no corpo humano (WILBORN et al., 2004; GHARIBZAHEDIA; JAFARI, 2017). Silva (2009) relatou os minerais P, Cu, Mn e Zn na chichá nas quantidade 1096,0; 3,40; 3.00 e 3.07 mg 100⁻¹, respectivamente. Neste trabalho, foram encontrados 10 minerais (Pb, Ca, Mg, Na, Se, Cd, Cr, Ni, Al e Sn) que ainda não haviam sido reportados na literatura para esta matéria-prima.

Observou-se um aumento nos teores de fibra, carboidrato, umidade, cinzas e minerais para a torta, pois 12,2% dos lipídios foram removidos por prensagem. O baixo rendimento da extração do óleo pode ser explicado pela configuração da prensa hidráulica (tamanho do eixo da gaiola e pressão máxima aplicada) (PIGHINELLI et al., 2008). A fibra é o principal componente na casca de chichá (47,3%), seguida de carboidrato (32,8%), e umidade (14,7%).

5.2 Propriedades físico-químicas do óleo de castanha da chichá

O óleo da chichá apresentou alta qualidade, devido a valores baixos de índice de peróxido ($0,06 \pm 0,16 \text{ mEq.kg}^{-1}$), dienos (234 nm) ($0,18 \pm 0,01$), trienos (270 nm) ($0,01 \pm 0,001$) e índice de acidez ($0,30 \pm 0,14 \text{ g } 100\text{g}^{-1}$). O valor de índice de peróxido e índice de acidez foram inferiores aos valores máximos recomendados para os óleos prensados a frio e virgens (15 mEq kg^{-1} e $4,0 \text{ mg KOH g}^{-1}$, respectivamente) (CODEX, 1999; Brasil, 2005b). Em relação aos índices de densidade ($0,8943 \pm 0,01 \text{ g cm}^3$) e refração ($1,4666 \pm 0,01$) os resultados foram semelhantes aos valores relatados na literatura por Diniz et al. (2008) (0.8532 e 1.4625, respectivamente) para o mesmo óleo.

5.2.1 Composição lipídica do óleo da chichá

Os ácidos graxos têm grande importância nutricional, sendo as castanhas consideradas fontes importantes de ácidos graxos monoinsaturados, além de apresentarem quantidades elevadas de ácido linoléico (C18:2 9c,12c) (VENKATACHALAM e SATHE, 2006). A Tabela 5 mostra que o principal ácido graxo no óleo da chichá foi o ácido oleico (37,8%) seguido dos ácidos palmítico (26,5%), linoleico (11,2%), esteárico (4%) e palmitoleico (2,4%). A grande quantidade de ácidos graxos monoinsaturados associa esse óleo efeito cardioprotetor, especificamente ao ácido oleico (NISHI et al., 2014). O óleo da chichá também apresentou pequenas quantidades dos ácidos 3-margárico, Cis-10-heptadecanóico, elaídico, araquídico, *trans* linolênico, α -linolênico, Cis-11,14 eicosadienóico e behênico. Entre os ácidos graxos, cinco deles não foram identificados (15,3%), representando 0,2; 1,1; 2,1; 2,2 e 9,5% do total. Chaves et al. (2004) reportaram resultados similares. Foram relatados no óleo da chichá pequenas quantidades dos ácidos lauríco, mirístico, gadoleico, erúxico e lignocérico (0,1, 0,1, 0,4, 0,2 e 0,1%, respectivamente) (SILVA; FERNANDES, 2009). Outros autores relataram a presença de ácidos graxos ciclopropanos. Aued-pimentel et al. (2004) detectaram 3,9% de ácido malvático e 11,2% de ácido estercúlico, Chaves et al. (2004) relataram 4,6 % de ácido malvático e 11,9% de ácido estercúlico e Diniz et al. (2008), 2,3% de ácido malvático e 5,3% de ácido estercúlico.

O efeito do consumo dos ácidos graxos malvático e estercúlico por humanos ainda não está bem elucidado e os resultados relatados em diferentes pesquisas são controversos. Lee, Wales e Sinnhuber (1971) reportaram hepatoma em peixes que consumiram uma dieta contendo 100

ppm de ácido estercúlico por 30 dias, enquanto que o ácido malvático mostrou pouca atividade promotora do crescimento tumoral. Por outro lado, Khoo, Fermor e Habib (1991) relataram inibição da carcinogese mamária em ratos que tiveram ácido estercúlico injetado por via subcutânea (90 mg) por 8 semanas. Em outro estudo, Huang et al. (2012) mostraram que o ácido estercúlico foi um potente inibidor de estresse do retículo endoplasmático e da diminuição da inflamação e citotoxicidade causada pelo 7-cetocolesterol, que pode levar a aterosclerose, em baixas concentrações (0.5-1 μM), ambos em ensaio *in vitro*. Quando estudado em modelo *in vivo*, o ácido estercúlico (1mM injetado na cavidade vítrea) se mostrou eficaz na inibição da formação de neovascularização coroidal por lesão a laser em ratos.

Foram identificados 11 triacilgliceróis no óleo de chichá (Tabela 6). O principal triacilglicerol foi o ECN 48, seguido de ECN 46 e 44. O PPO e POO foram os principais triacilgliceróis na composição do óleo (36,0 e 15,6%, respectivamente), uma vez que os ácidos palmítico e oleico são os principais ácidos graxos presentes no óleo.

Os principais fitoesteróis identificados no óleo da chichá foram β -sitosterol, estigmasterol e campesterol (1848,5 $\mu\text{g g}^{-1}$, 542,2 $\mu\text{g g}^{-1}$ e 186,3 $\mu\text{g g}^{-1}$, respectivamente). As informações sobre o perfil de TGA e fitosteróis na chichá não foram encontradas na literatura. Ryan et al. (2006) relataram que o β -sitosterol é o principal fitosterol presente nas castanhas. A quantidade de β -sitosterol no óleo de chichá foi maior do que as notificadas para macadâmia (1506,7 $\mu\text{g g}^{-1}$), amendoim (1363,3 $\mu\text{g g}^{-1}$), noz (1129,5 $\mu\text{g g}^{-1}$) e avelã (991,2 $\mu\text{g g}^{-1}$) (MAGUIRE et al., 2004). Costa et al. (2010) relataram menor quantidade de estigmasterol para castanha do Brasil (113,3 $\mu\text{g g}^{-1}$), e Phillips et al. (2002) retratam quantidade similar ao óleo de soja (560,2 $\mu\text{g g}^{-1}$). A chichá também apresentou campesterol em quantidades semelhantes ao óleo de girassol (180,4 $\mu\text{g g}^{-1}$) (PHILLIPS et al., 2002) e superior em comparação a outras castanhas, como macadâmia (73,3 $\mu\text{g g}^{-1}$), avelã (66,7 $\mu\text{g g}^{-1}$), noz (51,0 $\mu\text{g g}^{-1}$) (MAGUIRE et al., 2004) e castanha do Brasil (40 $\mu\text{g g}^{-1}$) (COSTA et al., 2010). Relatou-se que dietas ricas em fitoesteróis têm efeitos positivos na prevenção de doenças cardiovasculares, obesidade, diabetes e câncer (BRADFORD; AWAD, 2007).

A Tabela 05 mostra que os conteúdos γ -, δ -, α - e β -tocoferol foram 8,85; 2,10; 1,64 e 0,11 mg 100g⁻¹, respectivamente. O conteúdo total de tocoferol na castanha da chichá (12,7 mg 100g⁻¹) é equivalente a 3 mg 100g⁻¹ de vitamina E. Os teores de tocoferóis da chichá ainda não foram relatados na literatura e α - e δ -tocoferol foram maiores do que os valores relatados para castanha do Brasil e castanha de caju

(KORNSTEINER; WAGNER; ELMADFA, 2006). As quantidades de tocoferóis e outros compostos bioativos em diferentes castanhas variam significativamente devido à variedade, composição, cultivo, processamento e estágio de maturação entre outros fatores (LÓPEZ ORTÍZ et al., 2006). Os tocoferóis na dieta foram relacionados a redução no risco de doenças cardiovasculares e certos tipos de câncer. Além disso, estes compostos fornecem proteção contra a oxidação para a semente (SCHWARTZ, et al., 2008).

Tabela 5. Composição de ácidos graxos, fitoesteróis e tocoferóis para o óleo da chichá

Nome trivial	Notação simplificada	% AG
1- Palmítico	16:0	26,5
2- Palmitoléico	16:1n-7	2,4
3- Margárico	17:0	0,1
4- N.I*		1,1
5-Cis-10-heptadecanóico	17:1	0,1
6- N.I*		0,1
7- Esteárico	18:0	4,0
8- N.I*		2,2
9- Elaídico	18:1n-9 _t	0,4
10- Oléico	18:1n-9	37,8
11- N.I*		9,5
12- Linoléico	18:2n-6	11,2
13- Araquídico	20:0	0,7
14- Trans linolênico	18:3n-3 _t	0,1
15- α -linolênico	18:3n-3	0,3
16-Cis-11,14 eicosadienóico	20:2n-6	0,7
17- N.I*		0,2
18- Behênico	22:0	0,3
19- N.I*		2,1
Ácidos graxos totalizados		% AG
Saturado		31,5
Monoinsaturado		40,4
Poliinsaturado		12,2
NI*		15,3
Beta-sitosterol ($\mu\text{g g}^{-1}$)		1848,5 \pm 2,04
Brassicasterol ($\mu\text{g g}^{-1}$)		ND**
Campesterol ($\mu\text{g g}^{-1}$)		186,3 \pm 0,13
Stigmasterol ($\mu\text{g g}^{-1}$)		542,2 \pm 0,80
α -tocoferol (mg 100g ⁻¹)		1,64 \pm 0,18
β -tocoferol (mg 100g ⁻¹)		0,11 \pm 0,01
γ -tocoferol (mg 100g ⁻¹)		8,85 \pm 0,08
δ -tocoferol (mg 100g ⁻¹)		2,10 \pm 0,12

TOCOFERÓIS TOTAIS (mg 100g ⁻¹)	12,7
Vitamina E (mg 100g ⁻¹)	3
Vitamina E expressa como α -tocoferol (mg 100g ⁻¹)	2,89

*Resultados expressos em média \pm desvio padrão somente para fitoesteróis e tocoferóis; * NI - não identificada; ND** - níveis não detectados.

Tabela 6. Perfil de triacilglicerol (TAG) no óleo da chichá

TAG estrutura	Número equivalente de carbonos (ECN)	TAG %
LLO	44	0,5 \pm 0,09
PLL	44	1,1 \pm 0,08
LOO	46	0,4 \pm 0,03
PLO	46	4,8 \pm 0,53
PPL	46	2,8 \pm 0,51
OOO	48	2,5 \pm 0,36
POO	48	15,6 \pm 0,17
PPO	48	36,0 \pm 0,43
NI*	50	1,0 \pm 0,03
NI*	50	1,3 \pm 0,19
NI*	50	1,8 \pm 0,31

Resultados expressos em média \pm desvio padrão; *NI - não identificado. P – ácido palmítico; O – ácido oleico; L - ácido linoleico; OOO - trioleico.

5.3 Composição fenólica e atividade antioxidante da castanha da chichá e seus subprodutos

As castanhas ficam em terceiro lugar, atrás somente das frutas e especiarias, na quantidade de compostos fenólicos (PÉREZ-JIMÉNEZ, NEVEU; SCALBERT, 2010). A Tabela 7 mostra que não foram detectados taninos condensados e a película da chichá apresentou maior conteúdo de fenólicos totais (26,26 mgGAE g⁻¹), seguido da casca (21,42 mgGAE g⁻¹) e da castanha (16,85 mgGAE g⁻¹). Para os ensaios de atividade antioxidante ABTS e FRAP, observou-se a seguinte ordem: película > casca > castanha (13,25 e 84,65; 8,71 e 64,3; 5,85 e 36,79 μ molTEAC g⁻¹, respectivamente). Silva e Fernandes (2011) relataram conteúdo de fenólicos totais para o extrato da chichá (11,4 mg GAE g⁻¹) inferior ao encontrado neste estudo, provavelmente devido ao método de extração e/ou à preparação da amostra.

A Tabela 7 mostra a composição fenólica para os extratos da castanha, película e casca da chichá. No extrato da chichá foram identificados 14 compostos diferentes dos quais 6 foram quantificados.

Os ácidos elágico e ferúlico foram os principais compostos (4,87 e 2,11 mg 100 g⁻¹, respectivamente), seguidos dos ácidos salicílico, vanílico e rosmarínico e da catequina. Na película 21 compostos fenólicos foram identificados e 10 foram quantificados. Os principais ácidos fenólicos foram os ácidos protocatecuico, elágico e metoxifenilacético (4,94; 3,17 e 2,16 mg 100g⁻¹, respectivamente). Para o extrato de casca foram identificados 15 compostos e oito foram quantificados. O ácido elágico foi o principal composto presente na casca (4,61 mg 100 g⁻¹), seguido de ácido protocatecuico (2,35 mg.100g⁻¹).

Não foram encontrados relatos na literatura sobre a composição fenólica do chichá e seus subprodutos. John e Shahidi (2010) relataram apenas 5 compostos na castanha do Brasil, os ácidos gálico, protocatecuico, vanílico, elágico e a catequina. Na castanha de caju, Chandrasekara e Shahidi (2011) relataram os ácidos gálico, siríngico e p-cumárico e catequina, epicatequina e epigalocatequina. Lemos et al. (2009) reportaram os ácidos p-cumárico, elágico, cafeico, gálico, hidroxibenzoico e ferúlico, além de catequina e epicatequina em castanhas de baru. Foram encontrados um maior número de compostos fenólicos para outras nozes. Lin et al. (2016) encontraram 20 compostos entre ácidos fenólicos e flavonoides em amêndoas. Robbins et al. (2015) relataram 28 ácidos fenólicos na noz pecã. Na noz, 38 compostos foram encontrados, entre ácidos fenólicos e flavonoides (HARNLY et al., 2006; SLATNAR et al., 2015). A Catequina, a epicatequina e o ácido gálico foram relatados na maioria das castanhas estudadas (MONAGAS et al., 2009; CHANDRASEKARA; SHAHIDI, 2011; LEMOS et al., 2012; SLATNAR et al., 2014, HOON et al., 2014, GRACE et al., 2016). A comparação entre os resultados encontrados na literatura para composição fenólica nem sempre é possível, uma vez que os métodos de extração e análise podem interferir nos resultados encontrados e na maioria dos casos são subestimados.

As concentrações encontradas na composição fenólica seguiram a mesma ordem para os ensaios ABTS e FRAP (película> casca> castanha). Observou-se uma forte correlação positiva entre o teor de fenólicos totais e as atividades antioxidantes determinadas pelos ensaios ABTS e FRAP ($r = 0,9067$, $P < 0,01$ e $r = 0,9584$, $P < 0,01$, respectivamente). Velioglu et al. (1998) relataram uma forte correlação entre o conteúdo fenólico total e a atividade antioxidante em frutas, vegetais e grãos.

Tabela 7. Fenóis totais, taninos condensados, atividade antioxidante (ABTS e FRAP) e conteúdo de compostos fenólicos dos extratos de castanha, película e casca da chichá.

Determinação	Castanha	Casca	Película
FT (mg GAE g ⁻¹)	16,85 ± 1,31	21,42 ± 0,99	26,26 ± 0,80
TC (mg CE g ⁻¹)	ND**	ND**	ND**
AA _{ABTS} (μmol TEAC g ⁻¹)	5,85 ± 0,33	8,71 ± 0,76	13,25 ± 0,50
AA _{FRAP} (μmol TEA g ⁻¹)	36,79 ± 1,06	64,31 ± 0,81	84,65 ± 0,56
Composto fenólico (mg 100g ⁻¹)			
Ácido elágico	4,87 ± 1,13	4,61 ± 0,39	3,17 ± 0,80
Ácido ferúlico	2,11 ± 0,99	0,57 ± 0,55	1,62 ± 1,00
Ácido metoxifenilacético	-	-	2,16 ± 0,28
Ácido p-cumárico	-	0,34 ± 0,38	0,39 ± 0,39
Ácido Protocatecuico	-	2,35 ± 0,01	4,94 ± 0,35
Ácido rosmarínico	0,02 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0,01 ± 0,013
Ácido salicílico	0,04 ± 0,01	0,01 ± 0,01	0,05 ± 0,01
Ácido siríngico	-	-	0,26 ± 0,01
Ácido vanílico	0,32 ± 0,07	0,37 ± 0,47	1,18 ± 1,1
Catequina	0,44 ± 0,53	-	-
Umbeliferona	-	0,01 ± 0,01	0,02 ± 0,01

Resultados expressos em média ± desvio padrão; *FT = Fenólicos totais – mg GAE g⁻¹ (mg equivalente em ácido gálico g⁻¹) de peso seco de extrato (método de Folin-Ciocalteu); TC = Taninos condensados – mg CE g⁻¹ (mg equivalente catequina g⁻¹) de peso seco de extrato (método da vanilina); AA_{ABTS} = Capacidade antioxidante - μmol TEAC g⁻¹ (Trolox equivalente atividade antioxidante) de peso seco de extrato; AA_{FRAP} = atividade antioxidante - μmol Fe2 g⁻¹ (Trolox equivalente atividade antioxidante) de peso seco de extrato; média e desvio padrão; **ND - níveis não detectados; Os dados relativos a LOD e LOQ de cada composto fenólico estão disponíveis no material em anexo.

6. CONCLUSÕES

A castanha da Chichá, bem como a torta, pode ser considerada como boa fonte de proteínas e minerais (Mn e Cu), destacando a importância da utilização da torta da castanha após a retirada do óleo. Além disso, a castanha possui quantidades significativas de fitoesteróis e tocoferóis. A chichá e seus subprodutos (película e casca) mostraram atividade antioxidante relacionada com a grande variedade de compostos fenólicos encontrados, principalmente ácido elágico, ácido protocatecuico e ácido ferúlico. Foi demonstrado neste trabalho que a chichá, uma castanha do Cerrado Brasileiro e seus subprodutos têm potencial nutricional e tecnológico, sendo este trabalho importante para o conhecimento e valorização de espécies nativas do Brasil.

Agradecimentos

Os autores agradecem a Embrapa Meio Norte pelo fornecimento de castanha da chichá, à CAPES pela concessão da bolsa para Priscila de Britto Policarpi e o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro. Os autores agradecem ainda à aluna: Letícia Turcatto por sua ajuda nas análises.

REFERÊNCIAS

AITZETMÜLLER, K. Intended use of Malvales seed oils in novel food formulations – A warning. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 73, p. 1737–1738, 1996.

ALASALVAR, C.; SHAHIDI, F. Natural antioxidants in tree nuts. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 111, p. 1056–1062, 2009.

ALMEIDA, A. P. S. Avaliação dos principais fitoesteróis em óleos vegetais e azeites. **Dissertação de mestrado**. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2009.

ALMEIDA, S. P. Frutas nativas do Cerrado: caracterização físico-química e fonte potencial de nutrientes **Cerrado, Ambiente e Flora**. Embrapa, p 244-285, 1998.

ALMONDES, K. G. S.; LEAL, G. V. S.; COZZOLINO, S. M. F.; PHILIPPI, S. T.; RONDÓ, H. C. O papel das selenoproteínas no câncer. **Revista da Associação Médica Brasileira**, v. 56, n. 4, p. 484-488, 2010.

ALVES, R. E.; BRITO, E. A.; RUFINO, M. S. M.; SAMPAIO, C. G. Antioxidant activity measurement in tropical fruits: a case study with acerola. **Acta Horticulturae**, v. 773, p. 299-305, 2008.

ANDERSON, T. J., GRÉGOIRE, J., HEGELE, R. A., COUTURE, P., MANCINI, G. J., MCPHERSON, R., FRANCIS, G. A.; POIRIER, P.; LAU, D. C.; GROVER, S.; GENEST, J.; CARPENTIER, A. C.; DUFOUR, R.; GUPTA, M.; WARD, R.; LEITER, L. A.; LONN, E. NG, D. S.; PEARSON, G.J.; YATES, G. M.; PEDRA, J. A.; UR, E. 2012 update of the Canadian Cardiovascular Society guidelines for the diagnosis and treatment of dyslipidemia for the prevention of cardiovascular disease in the adult. **The Canadian Journal of Cardiology**, v. 29, p. 151-167, 2013.

ANTOLOVICH, M.; PRENZLER, P.; ROBARDS, K.; RYAN, D. Sample preparation in the determination of phenolic compounds in fruits. **Analyst**, v. 125, p. 989-1009, 2000.

AOAC. **Official Methods of Analysis of AOAC International**. Gaithersburg, Maryland: AOAC International 2005.

AOCS, **Official Methods and Recommended Practices of the American Oil Chemists' Society**. AOCS Press, Champaign, IL, 2004.

ARAKAKI, A. H.; SCHEIDT, G. N.; PORTELLA, A. C.; ARRUDA, E. J.; COSTA, R. B. O baru (*Dipteryx alata* Vog.) como alternativa de sustentabilidade em área de fragmento florestal do Cerrado, no Mato Grosso do Sul. **Interações**, v. 10, n. 1, p. 31-39, 2009.

ARAÚJO, J.M.A. **Química de Alimentos: teórica e prática**. 5. ed. Viçosa: UFV, 2011.

ARNOUS, A.; MAKRIS D, P.; KEFALAS, P. Correlation of pigment and flavanol content with antioxidant properties in selected aged regional wines from Greece. **J Food Compos Anal.**, v. 15, v. 655-665, 2002.

AUED-PIMENTEL, S.; LAGO, J. H. G; CHAVES, M. H.; KUMAGAIA, E. M. Evaluation of a methylation procedure to determine cyclopropanoids fatty acids from *Sterculia striata* St. Hil. Et Nauds seed oil. **Journal of Chromatography A**, v.1054, n.1–2, p. 235–239, 2004.

AUNE, D.; KEUM, N.; GIOVANNUCCI, E.; FADNES, L. T.; BOFFETTA, P.; GREENWOOD, D. C.; TONSTAD, S.; VATTEN, L. J.; RIBOLI, E.; NORAT, T. Nut consumption and risk of cardiovascular disease, total cancer, all-cause and cause-specific mortality: a systematic review and dose-response meta-analysis of prospective studies. **BMC Medicine**, p. 14:207, 2016.

AWAD A, B.; WILLIAMS, H.; FINK, C. S. Effect of phytosterols on cholesterol metabolism and MAP kinase in MDA-MB 231 human breast cancer cells. **J Nutr Biochem.**, v. 14, n. 2, p. 111-119, 2003.

AZMIR, J.; ZAIDUL, I. S. M.; RAHMAN, M. M.; SHARIF, K. M.; MOHAMED, A.; SAHENA, F.; JAHURUL, M. H. A.; GHAFOR, K.; NORULAINI, N. A. N.; OMAR, A. K. M. Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review **Journal of Food Engineering**, v. 117, p. 426–443, 2013.

BALASUNDRAM, N.; SUNDRAM, K.; SAMMAN, S. Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: antioxidant activity, occurrence, and potential uses. **Food Chemistry**, v. 99, p. 191 – 203, 2006.

BARBOSA-FILHO, J.M. Lignan, neolignan e seu análogos. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMAN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 6. ed. Editora da UFSC/UFRGS, Florianópolis/ Porto Alegre. 2007.

BARREIRA, J. C. M.; FERREIRA, I. C.F.R.; OLIVEIRA, M. B. P. P.; PEREIRA, J. A. Antioxidant activities of the extracts from chestnut flower, leaf, skins and fruit. **Food Chemistry**, v. 107, p. 1106–1113, 2008.

BENNANI, H.; DRISSI, A.; GITON, F.; KHEUANG, L.; FIET, J.; ADLOUNI A. Antiproliferative effect of polyphenols and sterols of

virgin argan oil on human prostate cancer cell lines. **Cancer Detec Prev.** v. 31, p. 64-69, 2007.

BENZIE, I F. F.; STRAIN, J. J. The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of “Antioxidant Power”: The FRAP Assay. **Analytical Biochemistry**, v. 239, p. 70–76, 1996.

BERRY, S. K. Cyclopropenoid fatty acids in some Malaysian edible seeds and nuts. **Journal of Food Science and Technology**, v. 17, p. 224–227, 1980.

BOLLING, B. W.; CHEN, C. Y.; MCKAY, D. L.; BLUMBERG, J. B. Tree nut phytochemicals: composition, antioxidant capacity, bioactivity, impact factors. A systematic review of almonds, Brazils, cashews, hazelnuts, macadamias, pecans, pine nuts, pistachios and walnuts. **Nutrition Research Reviews**, v. 24, p. 244-275, 2011.

BORGES, G. S. C.; VIEIRA, F. G. K.; COPETTI, C.; GONZAGA, L. V.; ZAMBIAZI, R. C.; MANCINI FILHO, J.; et al.. Chemical characterization, bioactive compounds and antioxidant capacity of jussara (*Euterpe edulis*) fruit from the Atlantic Forest in southern Brazil. **Food Research International**, v. 44, p. 2128–2133, 2011.

BRADFORD, P. G.; AWAD, A. B. A Review. Phytosterols as anticancer compounds. **Molecular Nutrition & Food Research**, v. 51, p. 161 – 170, 2007.

BRAGAGNOLO, N.; RODRIGUEZ-AMAYA, D.B. Avaliação comparativa de três métodos para determinação de colesterol em gema de ovo. **Arq. Biol. Tecnol.**, v. 36, n. 2, p. 237-251, 1993.

BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, A. E.; BERSET, C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. **LWT – Food Sci Technol.**, v. 28, p. 25–30, 1995.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Ministério da Saúde. Resolução RDC nº270, de 22 de setembro de 2005. **Regulamento técnico para óleos vegetais, gorduras vegetais e creme vegetal**, Diário Oficial da União [da República Federativa do Brasil], Brasília, DF, 22 set. 2005b.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Ministério da Saúde. Resolução RDC nº54, de 12 de novembro de 2012. **Regulamento Técnico sobre Informação Nutricional Complementar**, Diário Oficial da União [da República Federativa do Brasil], Brasília, DF, 12 nov. 2012.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução RDC nº 269, de 22 de setembro de 2005. **Regulamento técnico sobre a ingestão diária recomendada (IDR) de proteína, vitaminas e minerais**, Diário Oficial da União [da República Federativa do Brasil], Brasília, DF, 22 set. 2005a.

BRASIL. Ministério da saúde. **Guia alimentar para a população Brasileira**. 2. ed. Secretaria de atenção à saúde, departamento de atenção básica, Brasília, 2014.

BRAVO, L. Polyphenols: chemistry, dietary sources, metabolism and nutrition significance. **Nutrition Reviews**, v.56, n.11, p.317-333, 1998.

BRUFAU, G.; BOATELLA, J.; RAFECAS M. Nuts: source of energy and macronutrients. **British Journal of Nutrition**, v.96, p. S24-S28.

BUDINI, R.; TONELLI, D.; GIROTTI, S. Analysis of total phenols using the Prussian blue method. **J Agric Food Chem**, v. 28, p. 1236–1238, 1980.

CARVALHO, I. M. M.; QUEIRÓS, L. D.; BRITO, L. F.; SANTOS, F. A.; BANDEIRA, A. V. M.; SOUZA, A. L.; QUEIROZ, J. H. Caracterização química da castanha de sapucaia (*Lecythis Pisonis* cambess.) Da região da zona da mata mineira. **Biosci. J.**, v. 28, n. 6, p. 971-977, 2012.

CARVALHO, J. C. T.; GOSMANN, G.; SCHENKEL, E. P. Compostos fenólicos simples e heterosídicos. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMAN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 6 ed. Editora da UFSC/UFRGS Editora. Florianópolis/ Porto Alegre. 2007.

CARVALHO, M. G. **Barras de cereais com amêndoas de chichá, sapucaia e castanha-do-gurguéia, complementadas com casca de abacaxi** (. Dissertação de mestrado). Programa de Pós-graduação em

Tecnologia de Alimentos, da Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2008.

CARVALHO, M. G.; COSTA, J. M. C.; SOUZA, V. A. B.; MAIA, G. A. Avaliação dos parâmetros físicos e nutricionais de amêndoas de chichá, sapucaia e castanha-do-gurgueia. **Revista Ciência Agronômica**, v. 39, n. 4, p. 517-523, 2008.

CARVALHO, M. G.; SOUZA, V. A. B.; ALVES, R. A. **Caracterização nutricional de nozes de chihá, castanhado-gurgueia e sapucaia, in natura e torradas** (Monografia). Graduação em Tecnologia de Alimentos, Centro Federal de Educação Tecnológica do Piauí, Teresina, 2005.

CHANDRASEKARA, N., & SHAHIDI, F. (2010). Effect of roasting on phenolic content and antioxidant activities of whole cashew nuts, kernels, and testa. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59, 5006–5014.

CHANG, J. C.; GUTENMANN, W. H.; REID, C. M.; LISK, D. J. Selenium content of Brazil nuts from two geographic locations in Brazil. Selenium content of Brazil nuts from two geographic locations in Brazil. **Chemosphere**, v. 30, n. 4, p. 801-802, 1995.

CHANG, S. K.; ALASALVARB, C.; BOLLING, C. B. W.; SHAHID, F. Nuts and their co-products: The impact of processing (roasting) on phenolics, bioavailability, and health benefits. A comprehensive review. *Journal of Functional Foods*. V. 26, p. 88–122, 2016.

CHAVAN, J. K.; KADAM, S. S.; SALUNKHE, D. K. Chickpea. In: Salunkhe D. K.; Kadam S. S. **Handbook of world food legumes: nutritional chemistry, processing technology and utilization**, v. I, p. 247-288, 1989.

CHAVES, M. H.; BARBOSA, A. S.; MOITA N. J. M.; AUED-PIMENTEL, S.; LAGO, J. H. G. Caracterização química do óleo da amêndoa de chichá (*Sterculia striata* St. Hil. et Naud). **Química Nova**, v. 27, n. 3, p. 404-408, 2004.

CHEMAT, F.; HUMA, Z.; KHAN, M. Application of ultrasound in food technology: processing, preservation and extraction. **Ultrasonics Sonochemistry**, v. 18, n. 4, p. 813-835, 2011.

CHEMAT, F.; ROMBAUT, N.; SICAIRE, A. G.; MEULLEMIESTRE, A.; FABIANO-TIXIER, A. N.; ABERT-VIAN, M. Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications: a review. **Ultrasonics Sonochemistry**, v. 34, p. 540-560, 2017.

CHEN, C. Y.; MILBURY, P. E.; LAPSLEY, K.; BLUMBERG, J. B. Flavonoids from almond skins are bioavailable and act synergistically with vitamins C and E to enhance hamster and human LDL resistance to oxidation. **The Journal of Nutrition**, v. 135, p. 1366–1373, 2005.

CHUNHIENG, T.; HAIDI, A.; PIOCH, D.; BROHIER, J.; MONTET, D. Detailed study of Brazil nuts (*Bertholletia excelsa*) oil micro-compounds: phospholipids, tocopherols and sterols. **Journal Brazil Chemistry Society**, v. 19, n. 7, p. 1374–1380, 2008.

CODEX ALIMENTARIUM. **Codex Standards for Fats and Oils from Vegetable Sources**. ALIMENTARIUM, C. 210-1999: 16 p. 1999.

COLARIC, M.; VEBERIC, R.; SOLAR, A.; HUDINA, M.; STAMPAR, F. Phenolic Acids, Syringaldehyde, and Juglone in Fruits of Different Cultivars of *Juglans regia* L. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 53, p. 6390-6396, 2005.

COLLINS, C. H.; BRAGA, G. L.; BONATO, P. S. **Introdução a métodos cromatográficos**. 5. ed. rev. ampl. Campinas: Editora da UNICAMP, 1993. 279p.

Compania Nacional de Abastecimento –

CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – Região Sul. Brasília: MMA, 2011. 934p.

COSTA, P. A.; BALLUS, C. A.; TEIXEIRA FILHO, J.; GODOY, H. T. Phytosterols and tocopherols content of pulps and nuts of Brazilian fruits. **Food Research International**, v. 43, p. 1603–1606, 2010.

COSTA, T.; JORGE, N. Compostos Bioativos Benéficos Presentes em Castanhas e Nozes. **UNOPAR Cient Ciênc Biol Saúde**, v.13, n.3, p.195-203, 2011.

CUNHA, F.; SAULO, R. T.; FIGUEREDO, F.; BARROS, L.; ANTONIA E. D.; Gomez, m. c. v. g. HPLC-DAD phenolic profile, cytotoxic and anti-kinetoplastidae activity of *Melissa officinalis*. **Pharmaceutical Biology**, v. 54, p. 1664-1670, 2016.

CUYCKENS, F.; CLAEYS, M. Mass spectrometry in the structural analysis of flavonoids. **J Mass Spectrom**, v. 39, p. 1-15, 2004.

DE LA ROSA, L.A.; ALVAREZ-PARRILLA, E.; SHAHIDI, F. Phenolic compounds and antioxidant activity of kernels and shells of Mexican pecan (*Carya illinoensis*). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 59, p. 152–162, 2010.

DENADAI, S. M. S.; HIANE, P.A.; MARANGONI, S.; BALDASSO, P. A.; MIGUEL, A.M.R.O.; MACEDO, M.L.R. In vitro digestibility of globulins from sapucaia (*Lecythis pisonis* Camb.) nuts by mammalian digestive proteinases. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 27, n. 3, p. 535-543, 2007.

DEPARTMENT OF HEALTH AND HUMAN SERVICES AND U.S. DEPARTMENT OF AGRICULTURE. 2015–2020. **Dietary Guidelines for Americans**, 8th Edition, 2015. Disponível em: Available at <http://health.gov/dietaryguidelines/2015/guidelines/>. Acesso em: 15 jun. 2017.

DINIZ, Z. N.; BORA, P. S.; NETO, V. Q.; CAVALHEIRO, J. M. O. *Sterculia striata* seed kernel oil: characterization and thermal stability. **Grasas y Aceites**, v. 59, p. 160-165, 2008

DOMINGUEZ-AVILA, J.A.; ALVAREZ-PARRILLA, E.; LOPEZ-DIAZ, J.A.; MALDONADO-MENDOZA, I.E.; MDEL, C.L. G.; DE LA ROSA, A. The pecan nut (*Carya illinoensis*) and its oil and polyphenolic fractions differentially modulate lipid metabolism and the antioxidant enzyme activities in rats fed high-fat diets. **Food Chemistry**, v. 168, p. 529–537, 2015.

EMBRAPA - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Chichá, uma nova opção para o mercado de nozes**. Embrapa meio norte, Teresina, PI, Ano 3, n. 6, 2001.

EMBRAPA - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Manual de segurança e qualidade para a cultura da castanha-do-Brasil**. Embrapa Informação Tecnológica: CampoPAS, Brasília, DF, 61.p, 2004.

EMBRAPA - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Manual de segurança e qualidade para a cultura da castanha-do-Brasil. **Embrapa Informação Tecnológica: CampoPAS**, Brasília, Embrapa/sede, 61.p, 2004.

EMBRAPA MEIO NORTE. **Chichá, uma nova opção para o mercado de nozes**. Teresina, PI. Ano 3, n. 06. Dezembro, 2001.

ERŞAN, S.; ÜSTÜNDAĞ, O. G.; CARLE, R.; SCHWEIGERT, R. M. Determination of pistachio (*Pistacia vera* L.) hull (exo- and mesocarp) phenolics by HPLC-DAD-ESI/MSn and UHPLC-

DADELSD after ultrasound-assisted extraction. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 62, p. 103-114, 2017.

FALEIRO, F. G.; FARIAS NETO, A. L. **Savanas: Desafios e estratégias para o equilíbrio entre a sociedade, o agronegócio e os recursos naturais**. Embrapa Cerrados, Brasília, DF, 2008.

FAO (Food and Agriculture Organization). Report of Joint FAO/WHO Expert Consultation. 1991. Protein quality evaluation. FAO, Rome. 66 p.

FAO/OMS. **Human Vitamin and Mineral Requirements**. In: Report 7th Joint FAO/OMS Expert Consultation. Bangkok, Thailand, 2001.

FARAHPOUR, M. R.; MIRZAKHANI, N.; DOOSTMOHAMMADI, J.; EBRAHIMZADEH, M. Hydroethanolic Pistacia atlantica hulls extract improved wound healing process: Evidence for mast cells infiltration, angiogenesis and RNA stability. **International Journal of Surgery**, v. 17, p. 88–98, 2015.

FDA - Food and Drug Administration. **Guidance for Industry: A Food Labeling Guide** (Appendix B: Additional Requirements for Nutrient Content Claims). Silver Spring, MD, USA, 2013.

FDA - Food and Drug Administration. **Qualified Health Claims, Letter of Enforcement Discretion – Nuts and Coronary Heart Disease**. US Food & Drug Administration; Rockville, MD, USA, 2003.

FERNANDES, D. C.; FREITAS, J. B.; CZEDER, L. P.; NAVES, M. M. V. Nutritional composition and protein value of the baru (*Dipteryx alata* Vog.) almond from the Brazilian Savanna. **J. Sci. Food Agric.**, v. 90, p. 1650–1655, 2010.

FERRÃO, J. E. M. **O cajueiro**. Lisboa: Instituto de Investigação Científica Tropical, 1995. 298p.

FRÁGUAS, R. M.; SIMÃO, A. A.; LIMA, R. A. D.; ROCHA, D. A.; QUEIROZ, E. D. R.; BRAGA,

M. A.; CESAR, P. H. S.; CORRÊA, A. D. D.; ABREU, C. M. P. Chemical constituents of chichá (*Sterculia striata* St. Hil. et Naud.) seeds. **African Journal of Agricultural Research**, v. 10, n. 9, p. 965-969, 2015.

FREITAS, J. B.; NAVES, M. M. V. Composição química de nozes e sementes comestíveis e sua relação com a nutrição e saúde, Revisão. **Rev. Nutr.**, v. 23, n. 2, p. 269-279, 2010.

GARAVAND, F.; MADADLOU, A.; MOINI, S. Determination of phenolic profile and antioxidant activity of pistachio hull using HPLC-DAD-ESI-MS as affected by ultrasound and microwave. **International Journal of Food Properties**, 2017. DOI: 10.1080/10942912.2015.1099045

GARRIDO, I.; MONAGAS, M.; GÓMEZ-CORDOVÉS, C.; BARTOLOMÉ, B. Polyphenols and antioxidant properties of almond skins: Influence of industrial processing. **Journal of Food Science**, v. 73, p. C106–C115, 2008.

GAYDOU, E. M.; BIANCHINI, J. P.; RALAIMANARIVO, A. Cyclopropanoid Fatty Acids in Malagasy baobab: *Adansonia grandidieri* (Bombacaceae) Seed Oil. **European journal of lipid Science and Technology**, v. 84, p. 468–472, 1982.

GHARIBZAHEDIA, S. M. T.; JAFARI, S. M. The importance of minerals in human nutrition: Bioavailability, food fortification,

processing effects and nanoencapsulation. A Review. **Trends in Food Science & Technology**, v. 62, p. 119-132, 2017.

GOLI, A.H.; BARZEGAR, M.; SAHARI, M. A. Antioxidant activity and total phenolic compounds of pistachio (*Pistachia vera*) hull extracts. **Food Chem.**, v. 92, p. 521–525, 2005.

GOMES FILHO, J. C.; PEITER, A.S.; PIMENTEL, W. R. O.; SOLETTI, J. I.; CARVALHO, S. H. V.; MEILI, L. Biodiesel production from *Sterculia striata* oil by ethyl transesterification method. **Industrial Crops and Products**, v. 74, p. 767-772, 2015.

GOMES, S.; TORRES, A. G. Optimized extraction of polyphenolic antioxidant compounds from Brazil nut (*Bertholletia excelsa*) cake and evaluation of the polyphenol profile by HPLC. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 96, n. 8, p. 2805–2814, 2016.

GONZÁLEZ, J.F.; GARCÍA, C.M.G.; RAMIRO, A.; GONZÁLEZ, J.; SABIO, E.; GAÑÁN, J.; RODRÍGUEZ, M.A. Use of energy crops for domestic heating with a mural boiler. **Fuel Processing Technology**, v. 87, p. 717-726, 2006.

GRASSER, L.A.; FADEL, J.G.; GARNETT, I.; DEPETERS, E. J. Quantity and economic importance of nine selected by-products used in California dairy rations. **J. Dairy Sci.**, v.78, .962-971, 1995.

HARNLY, J. M.; DOHERTY, R. F.; BEECHER, G. R.; HOLDEN, J. M., HAYTOWITZ, D. B., BHAGWAT, S., & GEBHARDT, S. (2006). Flavonoid content of US fruits, vegetables, and nuts. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54, 9966–9977.

HARTMAN, L.; LAGO, R. C. A. Rapid preparation of fatty acid methyl esters. **Laboratory Practice**, v. 22, n. 6, p. 475-476, 1973.

HERRERA-MEZA, S.; MARTÍNEZ, A. J.; SÁNCHEZ-OTERO, M. G.; MENDOZA-LÓPEZ M. R.; GARCÍA-BARRADAS, O.; ORTIZ-VIVEROSA, G. R.; OLIART-ROS, R. M. Fatty acid composition and some physicochemical characteristics of *Sterculia apetala* seed oils. **Grasas Aceites**, v. 65, 2014. Doi: <http://dx.doi.org/10.3989/gya.0223141>.

HOLLMAN, P. C.; KATAN, M. B. Dietary Flavonoids: Intake, Health Effects and Bioavailability. **Food and Chemical Toxicology**, v. 37, p. 937-942, 1999.

HOON, L. Y.; CHOO, C.; WATAWANA, M. I.; JAYAWARDENA, N.; WAISUNDARA, V. Y. Evaluation of the total antioxidant capacity and antioxidant compounds of different solvent extracts of Chilgoza pine nuts (*Pinus gerardiana*). **Journal of Functional Foods**, v. 18, p. 1014–1021, 2014.

HOSAMANI, K. M., PATIL, A. S.; PATTANASHETTAR, R. S. *Acacia arabica* varieties - *Telia babul*, *Vediana* and *Cupressiformis* seed oils: a moderate source of coronaric and cyclopropene fatty acids. **Industrial Crops and Products**, v. 15, p. 131–137, 2002.

HUANG, D.; OU, B.; PRIOR, R. L. The chemistry behind antioxidant capacity assays. *J. Agric. Food Chem.*, v. 53, p. 1841–1856, 2005.

HUANG, J.; AMARAL, J.; LEE, J. W.; LARRAYOZ, I. M.; RODRIGUEZ, I. R. Sterculic acid antagonizes 7-ketocholesterol-mediated inflammation and inhibits choroidal neovascularization. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1821, p. 637–646, 2012.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Inventários da Biodiversidade do Bioma Cerrado: Biogeografia de Plantas**. Rio de Janeiro, 2007. Disponível em: <http://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/biblioteca-catalogo?view=detalhes&id=295776>. Acesso em: 15 fev. 2017.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção da extração vegetal de silvicultura**. v. 29, p. 1-56, 2014. Disponível em: http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/pesquisas/pesquisa_resultados.php?id_pesquisa=45. Acesso em: 25 mar. 2017.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e estatística. 2004. **Mapa de Biomassas e de Vegetação**, 2004. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/21052004biomasshtml.shtm>. Acesso em: 12 dez. 2016.

JOHN, J. A.; SHAHIDI, F. Phenolic compounds and antioxidant activity of Brazil nut (*Bertholletia excelsa*). **Journal of functional foods**, v. 2, p. 196–209, 2010.

KALOGEROPOULOS, N.; CHIOU, A.; IOANNOU, M. S.; KARATHANOS, V. T. Nutritional evaluation and health promoting activities of nuts and seeds cultivated in Greece. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v. 64, p. 757–767, 2013.

KHOO, D. E.; FERMOR, B.; MILLER J.; WOOD, C. B.; APOSTOLOV, K.; BARKER, W.; WILLIAMSON, R. C.; HABIB, N. A. Manipulation of body fat composition with sterculic acid can inhibit mammary carcinomas in vivo. **British Journal of Cancer**, v. 63, p. 97–101, 1991.

KIBRIYA, M.G.; JASMIM, F.; ARGOS, H.; VERRET, W. J.; RAKIBUZ-ZAMAN, H.; AHMED, A.; PARVEZ, F.; AHSAN, H. Changes in gene expression profiles in response to selenium supplementation among individuals with arsenic-induced pre-malignant skin lesions. **Toxicol Lett**, v. 169, n. 2, p.162-176, 2007.

KIM, D. O.; LEE, K. W.; LEE, H. J.; LEE, C. Y. Vitamin C equivalent antioxidant capacity (VCEAC) of phenolic phytochemicals. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, p. 3713-3717, 2002.

KLINK, C. A.; MACHADO. R. B. A conservação do Cerrado brasileiro. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p.148-155 ,2005.

KORNSTEINER, M.; WAGNER, K.; ELMADFA, I. Tocopherols and total phenolics in 10 different nut types. **Food Chemistry**, v. 98, n. 2, p. 381–387, 2006.

KRYGIER, K.; SOSULSKI, F.; HOGGE, L. Free, esterified, and insoluble-bound phenolic acids. Extraction and purification procedure. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 30, p. 330–334, 1982.

LANÇAS, F. M. A Cromatografia Líquida Moderna e a Espectrometria de Massas: finalmente “compatíveis”? *Scientia Chromatographica*, v. 1, n. 2, p. 35-61.

LEE, D. J.; WALES, J. H.; SINNHUBER, R. O. Promotion of aflatoxin-induced hepatoma growth in trout by methyl malvalate and sterculate. **Cancer Research**, v. 31, n. 7, p. 960–963, 1971.

LEMOS, M.R.B.; SIQUEIRA, E.M.A.; ARRUDA, S.F.; ZAMBIAZI, R.C. The effect of roasting on the phenolic compounds and antioxidant potential of baru nuts [*Dipteryx alata* Vog.]. **Food Research International**, v.48, n.2, p.592–597, 2012.

LIN, J. T.; LIU, S. C.; HU, C. C.; SHYU, Y. S.; HSU, C. Y.; YANG D. J. Effects of roasting temperature and duration on fatty acid composition, phenolic composition, Maillard reaction degree and antioxidant attribute of almond (*Prunus dulcis*) kernel. **Food Chemistry**, v. 190, p. 520–528, 2016.

LIU, W.; DING, B.; RUAN, X.; XU, H.; YANG, J.; LIU, S. Analysis of free and conjugated phytosterols in tobacco by an improved method using gas chromatography–flame ionization detection. **Journal of Chromatography A**, v. 1163, p. 304–311, 2007.

LÓPEZ ORTÍZ, C. M.; PRATS MOYA, M. S.; BERENGUER NAVARRO, V. A rapid chromatographic method for simultaneous determination of β -sitosterol and tocopherol homologues in vegetable oils. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 19, p. 141–149, 2006.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 2 ed. Nova Odessa, 1998.

LORENZI, H. **Árvores Brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 4. Ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002. 368p.

LORENZI, H.; BACHER, L.; LACERDA, M.; SARTORI, S. **Frutas brasileiras e exóticas cultivadas**. Instituto Plantarum de estudos da flora Ltda. Brasil, 2006.

MA, Y.; KOSIN´SKA-CAGNAZZO, A.; KERR, W. L.; AMAROWICZ, R.; SWANSON, R. B.; PEGG, R. B. Separation and characterization of phenolic compounds from dry-blanched peanut skins by liquid chromatography-electrospray ionization mass spectrometry. **Journal of Chromatography A**, 1356, 64–81. (2014).

MACFARLANE, J. J.; SHENSTONE, F. S.; VICKERY, J. R. Malvalic Acid and its Structure. **Nature**, v. 179, p. 830 – 831, 1957.

MAGUIRE, L.S.; O’SULLIVAN, S.M.; GALVIN, K.; O’CONNOR, T.P.; O’BRIEN, N.M. Fatty acid profile, tocopherol, squalene and phytosterol content of walnuts, almonds, peanuts, hazelnuts and the macadamia nut. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v. 55, n. 3, p. 171–178, 2004.

MANDALARI, G.; ARCORACI, T.; MARTORANA, M.; BISIGNANO, C.; RIZZA, L.; BONINA, F.P.; TROMBETTA, D.; TOMAINO, A. Antioxidant and photoprotective effects of blanch water, a by-product of the almond processing industry. **Molecules: A Journal of Synthetic Chemistry and Natural Product Chemistry**, v.18, p. 12426–12440, 2013.

MANGAS, M. B. P.; ROCHA, F. N.; SUAREZ, P. A. Z.; MENEGHETTI, S. M. P.; BARBOSA, D. C.; SANTOS, R. B.; CARVALHO, S. H. V.; SOLETTI, J. I. Characterization of biodiesel and bio-oil from *Sterculia striata* (chicha) oil. **Industrial Crops and Products**, v. 36, p. 349–354, 2012.

MELO, M. L. P.; MAIA, G. A.; SILVA, A. P. V; OLIVEIRA, G. S. F.; FIGUEIREDO, R. W. CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DA AMÊNDOA DA CASTANHA DE CAJU (*Anacardium occidentale* L.) CRUA E TOSTADA. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 18, n. 2, p. 184-187, 1998 .

MENSOR, L. L.; MENEZES, F. S.; LEITÃO, G. G.; REIS, A. S.; SANTOS, T. C.; COUBE, C. S et al., Screening of Brazilian plant extracts for antioxidant activity by the use of DPPH free radical method. **Phytother Res**, v. 15, p. 27–30, 2001.

MIZUMOTO, C. N.; OGURA, Y.; CRUZ, J. C. A. S. **O Cerrado e seu brilho**. São Paulo: Caramuru, 429 p., 2009.

MMA - MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Monitoramento do desmatamento nos Biomas brasileiros por satélite. Cerrado 2010-2011. BRASÍLIA, setembro de 2015. Disponível em: <file:///C:/Users/Priscila/Downloads/desmatamento-cerrado-alta.pdf>. Acesso em: 20 jan. 2017.

MMA - MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Programa nacional de conservação e uso sustentável do Bioma Cerrado. **Programa Cerrado Sustentável**, instituído pela Portaria MMA Nº 361 de 12 de setembro de 2003. Disponível em: http://www.mma.gov.br/estruturas/201/_arquivos/programa_cerrado_sustentvel_201.pdf. Acesso em: 19 dez. 2016.

MONAGAS, M.; GARRIDO, I.; LEBRÓN-AGUILAR, R.; GÓMEZ-CORDOVÉS, M. C.; RYBARCZYK, A.; AMAROWICZ, R.; BARTOLOMÉ, B. Comparative flavan-3-ol profile and antioxidant capacity of roasted peanut, hazelnut, and almond skins. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, p. 10590–10599, 2009.

MORAIS, T.C.; PINTO, N.B.; CARVALHO, K.M.; RIOS, J.B.; RICARDO, N.M.; TREVISAN, M.T.; RAO, V.S.; SANTOS, F.A. Protective effect of anacardic acids from cashew (*Anacardium occidentale*) on ethanol-induced gastric damage in mice. **Chemico-Biological Interactions**, v. 183, p. 264–269, 2010.

MULLER, L.G.; PASE, C.S.; RECKZIEGEL, P.; BARCELOS, R.C.; BOUFLEUR, N.; PRADO, A.C.; FETT, R.; BLOCK, J.M.; PAVANATO, M.A.; BAUERMANN, L.F.; ROCHA, J.B.; BURGER M.E. Hepatoprotective effects of pecan nut shells on ethanol-induced liver damage. **Experimental and Toxicologic Pathology**, v. 65, p. 165–171, 2013.

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

NAVARRO-ALARCON, M.; CABRERA-VIQUE, C. Selenium in food and the human body: A review. **Science of the Total Environment, Granada**, v. 400, n. 1-3, p. 115-141, 2008.

NCUBE N. S.; AFOLAYAN A. J.; OKOH A. I. Assessment techniques of antimicrobial properties of natural compounds of plant origin: current methods and future trends. *African Journal of Biotechnology*, v. 7, p. 1797-1806, 2008.

NISHI, S.K.; KENDALL C.W.C.; BAZINET, R.P.; BASHYAM, B.; IRELAND, C.A.; AUGUSTIN L.S.A.; BLANCO MEJIA, S.;

SIEVENPIPER, J.L.; JENKINS, D.J.A. Nut consumption, serum fatty acid profile and estimated coronary heart disease risk in type 2 diabetes. **Nutrition, Metabolism & Cardiovascular Diseases**, v. 24, p. 845-852, 2014.

NISSINEN, M. J.; GYLLING, H.; MIETTINEN, T. A. Effects of plant stanol esters supplied in a fat free milieu by pastilles on cholesterol metabolism in colectomized human subjects. **Nutrition, Metabolism & Cardiovascular Diseases**, v. 16, p. 426-435, 2006.

OLIVEIRA, I.; SOUSA, A.; FERREIRA, I C. F. R.; BENTO, A.; ESTEVINHO, L.; PEREIRA, J. A. Total phenols, antioxidant potential and antimicrobial activity of walnut (*Juglans regia* L.) green husks. **Food and Chemical Toxicology**, v. 46, p. 2326–2331, 2008.

OLIVEIRA, J. T. A.; VASCONCELOS, I. M.; BEZERRA, L. C. N. M.; SILVEIRA, S. B.; MONTEIRO, A. C. O.; MOREIRA, R. A. Composition and nutritional properties of seeds from *Pachira aquatica* Aubl, *Sterculia striata* St Hil et Naud and *Terminalia catappa* Linn. **Food Chemistry**, v. 70, ed. 2, p. 185–191, 2000.

ÖZDEMIRA, K. S.; YILMAZA, C.; DURMAZB, G.; GÖKMEN, V. Hazelnut skin powder: A new brown colored functional ingredient. **Food Research International**, v. 65, p. 291–297, 2014.

PACHECO, A. M.; SCUSSEL, V. M. **Castanhas do Brasil: da floresta tropical ao consumidor**. Florianópolis, Sc. Editograf, 2006. 176p.

PANFILI, G.; FRATIANNI, A.; IRANO, M. Normal phase high-performance liquid chromatography method for the determination of tocopherols and tocotrienols in cereals. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.51, p.3940-3944, 2003.

PANIWNYK, L.; BEAUFOY, E.; LORIMER, J. P.; MASON, T. J. The extraction of rutin from flower buds of *Sophora japônica*. **Ultrasonics Sonochemistry**, v. 8, n. 3, p. 299-301, 2001.

PAULA, L. **Cerrado é campeão em produtividade na agricultura**. Revista Safra, 2013. Disponível em: <http://revistasafra.com.br/cerrado-e-campeao-em-produtividade-na-agricultura/>. Acesso em: 15 jan. 2017.

PAWLOWSKI, N. E.; HENDRICKS, J. D.; BAILEY, M. L.; NIXON, J. E.; BAILEY, G. S. Structural-bioactivity relationship for tumor promotion by cyclopropenes. **J. Agric. Food Chem.**, v. 33, p. 767–770, 1985.

PELVAN, E.; ALASALVAR, C.; UZMAN, S. Effects of roasting on the antioxidant status and phenolic profiles of commercial Turkish hazelnut varieties (*Corylus avellana* L.) **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 60, p. 1218–1223, 2012.

PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; NEVEU, V.; VOS, F.; SCALBERT, A. Identification of the 100 richest dietary sources of polyphenols: An application of the Phenol-Explorer database. **European Journal of Clinical Nutrition**, v. 64, p. S112–S120, 2010.

PHILLIPS, K. M.; RUGGIO, D. M.; TOIVO, J. I.; SWANK, K. A.; SIMPKINS, A. H. Free and Esterified Sterol Composition of Edible Oils and Fats. **Journal of food composition and analysis**, v. 15, p. 123–142, 2002.

PIGHINELLI, A. L. M. T. et al. Otimização da prensagem a frio de grãos de amendoim em prensa contínua tipo expeller. **Food Science and Technology**. (Campinas), v. 28, p. 66-71, 2008.

PRADO, A. C. P.; ARAGÃO, A. M.; FETT, R.; BLOCK, J. M. Phenolic compounds and antioxidant activity of pecan nut [*Carya illinoensis* (Wangenh.) C. Koch] shell. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 12 P. 323–332, 2009.

PRADO, A. C.P.; SILVA, H. S.; SILVEIRA, S. M.; BARRETO, P. L.M.; VIEIRA, C. R. W. V.; MARCELO MARASCHIN, M.; FERREIRA, S. R. S.; BLOCK, J. M. Effect of the extraction process on the phenolic compounds profile and the antioxidant and antimicrobial activity of extracts of pecan nut [*Carya illinoensis* (Wangenh.) C. Koch] shell. **Industrial Crops and Products**, v. 52, v. 552–561, 2014.

PRICE, M. L.; VAN SCOYOC, S.; BUTLER, L. G. A. critical evaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 26, p. 1214–1218, 1978.

RAJAEI, A.; BARZEGAR, M.; MOBAREZ, A. M.; SAHARI, M. A.; ESFAHANI, Z.H. Antioxidant, anti-microbial and antimutagenicity

activities of pistachio (***Pistachia vera***) green hull extract. **Food Chem. Toxicol.**, v. 48, p. 107–112, 2010.

RAJARAM, S.; SABATE, J. Nuts, body weight and insulin resistance. **British Journal of Nutrition**, v. 96, p. S79-S86, 2006.

RE, R.; PELLEGRINI, N.; PROTEGENTE, A.; PANNALA, A.; YANG, M.; RICE-EVANS C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free Radic BiolMed**, v. 26, p. 1231–1237, 1999.

RIBEIRO, A. M.; PINESE, J. P. Desenvolvimento Sustentável: Projeto Frutos do Cerrado em Parceria com a Associação Vyty Cati, no Município de Carolina, Estado do Maranhão. **Geografia**, v. 12, n. 1, p. 465-481, 2003.

RIBEIRO, F. S. D.; SOUZA, V. A. B.; LOPES, A. C.A. Diversidade genética em castanheirado-gurgueia (*Dipteryx Lacunifera* Ducke) com base em características físicas e químico-nutricionais do fruto. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 34, n. 1, p. 190-199, 2012.

RIBEIRO, P. C. E.; POLICARPI, B. P.; DAL BO, A.; BARBETTA, P. A.; BLOCK, J. M. Impact of pecan nut shell aqueous extract on the oxidative properties of margarines during storage. **J. Sci. Food Agric.**, v. 97, p. 3005-3012, 2017

RICE-EVANS, C. A.; MILLER, N. J.; PAGANGA, G. Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. **Free Radical Biology & Medicine**, v. 20, n.7, p. 933-956, 1996.

ROBBINS, K. S.; GONG, Y.; WELLS, M. L.; GREENSPAN, P.; PEGG, R. B. Investigation of the antioxidant capacity and phenolic constituents of US pecans. **Journal of Functional Foods**, v. 15, p. 11–22, 2015.

ROCHA, M. S.; FIGUEIREDO, R. W.; ARAÚJO, M. A. M.; MOREIRA-ARAÚJO, R. S. R. Caracterização físico-química e atividade antioxidante (in vitro) de frutos do cerrado Piauiense. **Rev. Bras. Frutic.**, v.35 n.4, 2013.

RODRIGUES, F. H. A.; FEITOSA, J. P. A.; RICARDO, N. M. P. S.; FRANÇA F. C. F.; CARIOCA J. O. B. Antioxidant activity of cashew

nut shell liquid (CNSL) derivatives on the thermal oxidation of synthetic cis-1,4-polyisoprene. **J. Braz. Chem. Soc.**, v. 17, p. 265–271, 2006.

RODRÍGUEZ-BENCOMO, J. J.; KELEBEK, H.; SONMEZDAG, A. S.; RODRÍGUEZ-ALCALÁ, L. M.; FONTECHA, J.; SELLI, S. Characterization of the aroma-active, phenolic, and lipid profiles of the pistachio (*Pistacia vera* L.) nut as affected by the single and double roasting process. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 63, p. 7830–7839, 2015.

ROS, E. Nuts and CVD. **The British Journal of Nutrition**, V. 113, p. (S2): S111-S120, 2015.

ROSS, K. A.; BETA, T.; ARNTFIELD, S. D. A comparative study on the phenolics acids identified and quantified in dry beans using HPLC as affected by different extraction and hydrolysis methods. **Food Chemistry**, v. 113, p. 336–344, 2009.

RUSSO, P.; SIANI, A. The role of nuts in the optimal diet: Time for a critical appraisal? **Nutrition, Metabolism & Cardiovascular Diseases**, v. 22, p. 1019-1023, 2012.

RYAN, E.; GALVIN, K.; O'CONNOR, T. P.; MAGUIRE, A. R.; O'BRIEN, N. M. Fatty acid profile, tocopherol, squalene and phytosterol content of brazil, pecan, pine, pistachio and cashew nuts. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v. 57, n. 3/4, p. 219-228, 2006.

SALAS-SALVADÓ, J.; CASAS-AGUSTENCH, P.; SALAS-HUETOS, A. Cultural and historical aspects of Mediterranean nuts with emphasis on their attributed healthy and nutritional properties. **Nutrition, Metabolism & Cardiovascular Diseases**, v. 21 p. S1–S6, 2011.

SALIBA, E. O. S.; NORBERTO, M.R.; SÉRGIO, A. L. M.; PILÓ-VELOSO, D. Ligninas – métodos de obtenção e caracterização química. **Cienc. Rural** v.31 n.5, p. 917-928, 2001.

SAMPAIO, J. C.; FELFILI, J. M.; PINTO, J. R. R.; FAGG, C. W. Síntese de experiências em recuperação de áreas degradadas com espécies arbóreas nativas do bioma Cerrado. 2008. *In*: FELFILI, J. M.; SAMPAIO, J. C.; CORREIA, C. R. M. A. **Bases para a Recuperação de Áreas Degradadas na Bacia do São Francisco**. Universidade de Brasília.

Centro de Referência em Conservação da Natureza e Recuperação de Áreas Degradadas, Brasília, 216 p., 2008.

SANTOS S. C.; MELLO, J. C. P. TANINOS. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMAN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 6. ed. Editora da UFSC/UFRGS Editora. Florianópolis/ Porto Alegre. 2007.

SANTOS, O. V.; CORRÊA, N. C. F.; CARVALHO, R. N.; COSTA, C. E. F.; FRANÇA, L.F.F.; LANNES, S. C. S. Comparative parameters of the nutritional contribution and functional claims of Brazil nut kernels, oil and defatted cake. **Food Research International**, v. 51, n. 2, p. 841–847, 2013.

SANTOS, P. M.; ALMEIDA, P. D. O.; LIMA, E. S.; MORAES, M. O.; COSTA, P. M.; MEIRA, A. S.; PESSOA, C. Ó.; VALENTE, L. M. M.; VEIGA JUNIOR, V. F. Perfil de flavonoides e avaliação do potencial antioxidante e citotóxico de *Bauhinia purpurea* (*Fabaceae*) da região amazônica. **Química Nova**, v. 37, p. 89-94, 2014.

SATHE, S. K. Solubilization and electrophoretic characterization of cashew nut (*Anacardium occidentale*) proteins. **Food Chemistry**, v. 51, p. 319–324, 1994.

SCHMID, K. M.; PATTERSON, G. W. Effects of cyclopropenoid fatty acids on fungal growth and lipid composition. **Lipids**, v. 23I, p. 248–252, 1988.

SCHMITZER, V.; SLATNAR, A.; VEBERIC, R.; STAMPAR, F.; SOLAR A. Roasting affects phenolic composition and antioxidative activity of hazelnuts (*Corylus avellana* L.) **Journal of Food Science**, v. 76 p. S14–S19, 2011.

SCHULZ, M.; BORGES, G. S. C.; GONZAGA, L. V.; SERAGLIO, S. K. T. S.; OLIVO, I. S.; AZEVEDO, M. S.; NEHRING, P.; GOIS, J. S.; ALMEIDA, T. S.; VITALI, L.; SPUDEIT, D. A.; MICKE, G. A.; BORGES, D. L. G.; FETT, R. Chemical composition, bioactive compounds and antioxidant capacity of juçara fruit (*Euterpe edulis* Martius) during ripening. **Food Research International**, v. 77, p. 125–131, 2015.

SCHULZ, M.; BORGES, G. S. C.; GONZAGA, L. V.; SERAGLIO, S. K. T. S.; OLIVO, I. S.; AZEVEDO, M. S.; NEHRING, P.; GOIS, J. S.; ALMEIDA, T. S.; VITALI, L.; SPUDEIT, D. A.; MICKE, G. A.; BORGES, D. L. G.; FETT, R. Chemical composition, bioactive compounds and antioxidant capacity of juçara fruit (*Euterpe edulis Martius*) during ripening. **Food Research International**, v. 77, p. 125–131, 2015.

SCHWARTZ, H.; OLLILAINEN, V.; PIIRONEN, V.; LAMPI, A. M. Tocopherol, tocotrienol and plant sterol contents of vegetable oils and industrial fats. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 21, p. 152–161, 2008.

SEGURA, N., SILVA R.C., SOARES F.A.S.M., GIOIELLI L.A., JACHMANIÁN I. Valorization of beef tallow by lipase-catalyzed interesterification with high oleic sunflower oil. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 88, p. 1945–1954, 2011.

SHAHIDI, F., JANITHA, P.K., WANASUNDARA, P.D. Phenolic antioxidants. **CRC Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v.32, n.1, p.67-103, 1992.

SHAHIDI, F.; ALASALVAR, C.; LIYANA-PATHIRANA, C. M. Antioxidant phytochemicals in hazelnut kernel (*Corylus avellana* L.) and hazelnut byproducts. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 55, p. 1212–1220, 2007.

SHI, Z.Q.; TANG, J. J.; WU, H.; XIE, C. Y. HE Z. Z. Consumption of nuts and legumes and risk of stroke: A meta-analysis of prospective cohort studies. **Nutrition, Metabolism and Cardiovascular Diseases**, v. 24, ed. 12, p. 1262-1271, 2014.

SILVA, A. G. M. **Caracterização bioquímica de amêndoas cruas e torradas de chichá (*Sterculia striata* A. St. Hill & Naudin)**. (Dissertação de Mestrado). Programa de Pós-graduação em Ciencia e Tecnologia de Alimentos. Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2009.

SILVA, A. G. M.; FERNANDES, K. F. Composição química e antinutrientes presentes nas amêndoas cruas e torradas de chichá (*Sterculia striata* A. St. Hill & Naudin). **Revista de Nutrição**, v. 24, n. 2, p. 305-314, 2011.

SILVA, D. B.; SILVA, J. A.; JUNQUEIRA, N. T. V.; ANDRADE, L. R. M. **Frutas do cerrado**. Brasília: Embrapa Cerrados, 2001. 179p.

SILVA, M. R.; LACERDA, D. B. C. L.; SANTOS, G. G.; MARTINS, D. M. O. Caracterização química de frutos nativos do cerrado. **Ciência Rural**, v. 38, n. 6, p. 1790-1793, 2008.

SILVA, R. **Quantidade de selênio nas castanhas-do-brasil varia de acordo com região**. Embrapa. Brasília 2016. Disponível em: <https://www.embrapa.br/en/busca-de-noticias/-/noticia/11010983/quantidade-de-selenio-nas-castanhas-do-brasil-varia-de-acordo-com-regiao>. Acesso em: 08 abr. 2016.

SINGLETON, V. L.; ROSSI, J. A. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdicphosphotungstic acid reagents. **Am. J. Enol. Vitic.**, v. 16, p. 144-158. 1965.

SINGLETON, V.; ORTHOFER, R.; LAMUELA-RAVENTOS, R. M. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. **Methods Enzymol**, v. 299, p. 152–178, 1999.

SLATNAR, A.; MIKULIC-PETKOVSEK, M.; STAMPAR, F.; VEBERIC, R.; SOLAR, A. Identification and quantification of phenolic compounds in kernels, oil and bagasse pellets of common walnut (*Juglans regia* L.). **Food Research International**, v. 67, p. 255–263, 2015.

SLATNAR, A.; MIKULIC-PETKOVSEK, M.; STAMPAR, F.; VEBERIC, R.; SOLAR, A. eHPLC-MSn identification and quantification of phenolic compounds in hazelnut kernels, oil and bagasse pellets. **Food Research International**, v. 64, p. 783–789, 2014.

SMERIGLIO, A.; MANDALARI, G.; BISIGNANO, C.; FILOCAMO, A.; BARRECA, D.; BELLOCCO, E.; TROMBETTA, D. Polyphenolic content and biological properties of Avola almond (*Prunus dulcis* Mill. D.A. Webb) skin and its industrial byproducts. **Ind Crops Prod**, v. 83, p. 283–293, 2016.

SOARES, S. E. Ácidos fenólicos como antioxidantes. **Revista de Nutrição**, 15:1, p. 71-81, 2002.

SOUSA, A. G. O.; FERNANDES, D. C.; ALVES, A. M.; FREITAS, J. B.; NAVES, M. M. V. Nutritional quality and protein value of exotic almonds and nut from the Brazilian Savanna compared to peanut. **Food Research International**, v. 44, p. 2319–2325, 2011.

SOUZA, M. L.; MENEZES, H. C. Processamentos de amêndoa e torta de castanha-do-brasil e farinha de mandioca: parâmetros de qualidade. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 24, n. 1, p. 120-128, 2004.

STAMPAR, F.; SOLAR, A.; HUDINA, M.; VEBERIC, R.; COLARIC, M. Traditional walnut liqueur-cocktail of phenolics. **Food Chemistry**, v. 95, p. 627-631, 2006.

STEFFEN, L. M.; KROENKE, C. H.; YU, X.; PEREIRA, M. A.; SLATTERY, M. L.; HORN, L. V.; GROSS, M. D.; JACOBS, J. D. R. Associations of plant food, dairy product, and meat intakes with 15-y incidence of elevated blood pressure in young black and white adults: the Coronary Artery Risk Development in Young Adults (CARDIA) Study^{1,2,3}. **The American Journal of Clinical Nutrition**, v. 82, p. 1169–1177, 2005.

STEPHANIE A. SPERA, S. A.; GALFORD, G. L.; COE, M. T.; MACEDO, M. T.; MUSTARD, J. F. Land-use change affects water recycling in Brazil's last agricultural frontier. *Global Change Biology*, v. 22, p. 3405–3413, 2016.

SUNDAR RAOA, K.; JONESA, G. P.; RIVETTB, D. E.; TUCKERA, D. J. Cyclopropene Fatty Acids of Six Seed Oils from Malvaceae. **Journal of the American Oil Chemists Society**, v. 66, p. 360–361, 1989.

TAŞ, N. G.; GÖKMEN, V. Phenolic compounds in natural and roasted nuts and their skins: a brief review. **Current Opinion in Food Science**, v. 14, p.103-109, 2017.

TOMAINO, A.; MARTORANA, M.; ARCORACI, T.; MONTELEONE, D.; GIOVINAZZO, C.; SAIJA, A. Antioxidant activity and phenolic profile of pistachio (*Pistacia vera* L., variety Bronte) seeds and skins. **Biochimie**, v. 92, p. 1115–1122, 2010.

TSAO, R.; YANG, R. Optimization of a new mobile phase to know the complex and real polyphenolic composition: Towards a total phenolic

index using high-performance liquid chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 1018, p. 29–40, 2003.

US FOOD AND DRUG ADMINISTRATION. Qualified health claims: letter of enforcement discretion: nuts and coronary heart disease. **US Food and Drug Administration**, Rockville, p. 1–4, 2003.

VELIOGLU, Y. S.; MAZZA, G.; GAO, L.; OOMAH, E. B. D. Antioxidant Activity and Total Phenolics in Selected Fruits, Vegetables, and Grain Products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 46, n. 10, p. 4113-4117, 1998

VENKATACHALAM, M., SATHE, S, K. Chemical Composition of Selected Edible Nut Seeds. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 4705–4714, 2006.

VILLARREAL-LOZOYA, J. E.; LOMBARDINI, L.; CISNEROS-ZEVALLOS, L. Phytochemical constituents and antioxidant capacity of different pecan [*Carya illinoensis* (Wangenh.) K. Koch] cultivars. **Food Chemistry**, p. 102, v. 1241–1249, 2007.

WANASUNDARA, P.K.P.D. e SHAHIDI, F. Antioxidants: Science, Technology, and Applications. In: SHAHIDI, F. **Bailey's Industrial Oil and Fat Products: Chemistry, Properties and Health Effects**. 6.ed., v.1, EUA, Wiley – interscience, 2005.

WIJERATNE, S. S. K.; AMAROWICZ, R.; SHAHIDI, F. Antioxidant activity of almonds and their by-products in food model systems. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 83, p. 223-230, 2006

WILBORN, C. D.; KERKSICK, C. M.; CAMPBELL, B. I.; TAYLOR, L. W.; MARCELLO, B.; RASMUSSEN, C. J.; GREENWOOD, M. C.; ALMADA, A.; KREIDER, R. B. Effects of zinc magnesium aspartate (ZMA) supplementation on training adaptations and markers of anabolism and catabolism. **Journal of the International Society of Sports Nutrition**, v. 1, n. 2, p. 12-20, 2004.

WWF - World Wide Fund for Nature . **Um futuro para o Cerrado**. Brasil, 2012. Disponível em: <http://www.wwf.org.br/informacoes/?32542/Um-futuro-para-o-Cerrado>. Acesso em: 15 jan. 2017.

WWF - World Wide Fund for Nature. **Cerrado, berço das águas**. Brasil, 2012. Publicado em: http://d3nehc6yl9qzo4.cloudfront.net/downloads/wwf_factsheet_cerrado_pt_web.pdf. Acesso em: 20 jan. 2017.

XU, C.; ZHANG, Y.; WANG, J.; LU, J. Extraction, distribution and characterisation of phenolic compounds and oil in grapeseeds. **Food Chemistry**, v. 122, p. 688–694, 2010.

YANG, J. Brazil nuts and associated health benefits: A review. **LWT - Food Science and Technology**, v. 42, p. 1573–1580, 2009.

YANG, J.; ZHOU, F.; XIONG, L.; MAO, S.; HU, Y.; LU, B. Comparison of phenolic compounds, tocopherols, phytosterols and antioxidant potential in Zhejiang pecan [*Carya cathayensis*] at different stir-frying steps. **LWT—Food Sci Technol**, v. 62, p. 541–548, 2015.

YEBOAH, S. O.; MITEI, Y. C.; NGILA, J. C.; WESSJOHANN, L.; SCHMIDT, J. Compositional and structural studies of the oils from two edible seeds: Tiger nut, *Cyperus esculentum*, and asiato, *Pachira insignis*, from Ghana. **Food Research International**, v. 47, p. 259–266, 2012.

YULIANA, M.; TRAN-THI, N, Y.; JU, Y. Effect of extraction methods on characteristic and composition of Indonesian cashew nut shell liquid. **Industrial Crops and Products**, v. 35, n. 1, p. 230–236, 2012.

ZADERNOWSKI, R.; CZAPLICKI, S.; NACZK, M. Phenolic acid profiles of mangosteen fruits (*Garcinia mangostana*). **Food Chemistry**, v. 112, p. 685–689, 2009.

ZHOU, D.; YU, H.; HE, F. REILLY, K. H.; ZHANG, J.; LI, S.; ZHANG, T.; WANG, B.; DING, Y.; XI, B. Nut consumption in relation to cardiovascular disease risk and type 2 diabetes: a systematic review and meta-analysis of prospective studies. **Am J Clin Nutr**, v. 100 p. 270–277, 2014.

ANEXOS

ANEXO A. Parâmetros do espectrômetro de massas obtidos para os compostos fenólicos testados

	DP	EP	CEP	CE	CXP
Ácido salicílico	-25,00	-2,50	-10,00	-24,00	-2,00
Ácido cinâmico	-25,00	-9,00	-10,00	-16,00	-2,00
Ácido gálico	-25,00	-11,00	-12,00	-20,00	-4,00
Ácido protocatecuico	-26,00	-9,00	-17,32	-17,00	-4,00
Ácido p-cumárico	-21,00	-4,00	-17,69	-13,00	-6,00
Taxifolina	-95,00	-10,50	-16,00	-30,00	-2,00
Rutina	-31,00	-5,00	-34,19	-27,00	-6,00
Quercetina	-80,00	-6,00	-14,00	-32,00	0,00
Resveratrol	-50,00	-8,50	-18,00	-24,00	-4,00
Miricetina	-65,00	-4,50	-18,00	-34,00	-2,00
Aromadendrina	-45,00	-4,00	-16,00	-32,00	-2,00
Hispidulina	-50,00	-7,00	-22,00	-14,00	-4,00
Campferol	-75,00	-4,50	-16,00	-62,00	-2,00
Ácido p-anísico	-25,00	-5,00	-10,00	-18,00	-2,00
Ácido mandélico	-20,00	-7,50	-10,00	-12,00	-2,00
Vanilina	-25,00	-3,00	-14,00	-14,00	-2,00
Ácido 4-hidroximetilbenzoico	-30,00	-6,50	-10,00	-18,00	-2,00
Umbeliferona	-55,00	-4,50	-10,00	-22,00	-4,00
Ácido metoxifenilacético	-10,00	-10,00	-10,00	-6,00	-2,00
Ácido vanílico	-30,00	-7,00	-10,00	-18,00	-2,00
4-metilumbeliferona	-45,00	-10,50	-10,00	-28,00	-2,00
Coniferaldeído	-25,00	-10,00	-12,00	-20,00	-2,00
Ácido cafeico	-30,00	-11,00	-10,00	-22,00	-2,00
Siringaldeído	-25,00	-4,50	-10,00	-20,00	-4,00
Escopoletina	-35,00	-4,00	-12,00	-14,00	-2,00
Ácido ferúlico	-40,00	-7,00	-10,00	-24,00	-2,00
Ácido siríngico	-30,00	-10,50	-12,00	-28,00	-2,00
Sinalpadeído	-30,00	-3,00	-12,00	-22,00	-2,00
Ácido sinápico	-30,00	-12,00	-16,00	-22,00	-0,00
Crisina	-65,00	-10,00	-20,00	-52,00	-2,00
Pinocembrina	-60,00	-12,00	-22,00	-54,00	-2,00
Apigenina	-75,00	-9,00	-14,00	-46,00	-2,00
Galangina	-75,00	-8,50	-16,00	-64,00	-10,00
Naringenina	-60,00	-4,50	-12,00	-28,00	-2,00
Carnosol	-75,00	-5,00	-5,00	-16,00	-4,00
Ácido clorogênico	-25,00	-5,00	-24,00	-28,00	-2,00
Ácido rosmarínico	-50,00	-3,00	-18,00	-28,00	-4,00

	DP	EP	CEP	CE	CXP
Isoquercetina	-245,00	-3,00	-48,00	-44,00	-2,00
Naringina	-250,00	-4,00	-36,00	-52,00	-2,00
Eriodictiol	-75,00	-9,50	-16,00	-36,00	-4,00
Fustina	-45,00	-4,00	-14,00	-38,00	-2,00
Catequina	-55,00	-4,50	-14,00	-34,00	-4,00
Epicatequina	-290,00	-4,00	-16,00	-40,00	-2,00
Ácido elágico	-50,00	-10,50	-16,00	-58,00	0,00
Epigallocatequina galato	-115.0	-11.0	-16.0	-30.0	-14.0
Epigallocatequina	-40.0	-11.0	-38.0	-30.0	-14.0

DP - Potencial de desagregação; EP – Potencial de entrada; CEP – Potencial de entrada da célula de colisão; CE – Energia de colisão; CXP - Potencial de saída da célula de colisão. Fonte: Adptado de Schulz, M et al. (2015).

ANEXO B. Íon precursor, íon quantitativo, limite de detecção (LOD), limite de quantificação (LOQ) e tempo de retenção utilizados para os compostos previamente identificados.

Composto fenólicos	Íon precursor (m/z)	Íon quantitativo (m/z)	LOD (mg.L⁻¹)	LOQ (mg.L⁻¹)	Tempo de retenção (min)
Ácido salicílico	136.90	91.10	0.0052	0.017	10.99
Ácido cinâmico	146.88	102.9	0.067	0.226	11.80
Ácido p-anísico	150.80	105.20	0.0993	0,331	11.34
Vanillina	150.80	132.80	0.014	0.048	10.42
Ácido protocatecuico	153.00	109.00	0.0064	0.021	6.95
Acido metoxifenilacético	164.97	118.60	0.0869	0.290	10.51
Ácido p- coumarico	163.04	119.00	0.0014	0.005	10.46
Ácido vanílico	166.80	148.50	0.011	0.036	9.65
Ácido gálico	168.83	124.10	0.023	0.076	3.98
Ácido ferúlico	192.85	129.70	0.0051	0.017	10.73
Ácido siríngico	196.80	119.60	0.0095	0.032	10.01
Apigenina	268.79	114.80	0.00059	0.002	12.62
Naringenina	270.85	150.20	0.00089	0.003	12.37
Aromadendrin	286.80	123.90	0.002	0.007	11.29
Umbelliferona	160.80	129.5	0,0013	0.005	10.78
Catequina	288.85	120.30	0.0086	0.029	8.82
Ácido elágico	300.81	142.50	0.013	0.044	11.71
Quercitina	301.00	149.30	0.0065	0.022	10.84
Taxifolin	302.80	120.70	0.0057	0.019	10.70
Ácido rosmarínico	358.99	159.80	0.00028	0.001	10.83
Carnosol	329.00	284.00	0.0008	0.003	14.32

ANEXO C. Coeficiente de determinação (R^2), limite de detecção (LOD) e limite de quantificação (LOQ) para os minerais testados na análise da chichá..

Elemento	R^2	LOD ($\mu\text{g g}^{-1}$)	(LOQ $\mu\text{g g}^{-1}$)
Pb	0,9999	0,01	0,01
Ca	0,9994	2,46	7,38
Zn	0,9999	0,01	0,04
Mg	0,9999	0,01	0,04
Na	0,9999	0,06	0,17
Cu	0,9998	0,01	0,03
Mn	0,9999	1,32	3,98
Se	0,9999	0,03	0,10
Cd	0,9999	0,01	0,01
Cr	1,0	0,01	0,04
Ni	0,9999	0,02	0,05
Al	0,9999	0,10	0,30
Mo	0,9999	0,01	0,01
Sn	0,9999	0,71	2,13