

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
FACULDADE DE FARMÁCIA

SARAH MORAIS SENNA PRATES

**CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA, ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E AVALIAÇÃO
DA BIOACESSIBILIDADE DE COMPONENTES BIOATIVOS DE *Sterculia striata*
A.St.-Hil. & Naudin (chichá) EM COMPARAÇÃO COM *Arachis hypogaea* L.
(amendoim)**

Belo Horizonte

2018

SARAH MORAIS SENNA PRATES

**CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA, ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E AVALIAÇÃO
DA BIOACESSIBILIDADE DE COMPONENTES BIOATIVOS DE *Sterculia striata*
A.St.-Hil. & Naudin (chichá) EM COMPARAÇÃO COM A *Arachis hypogaea* L.
(amendoim)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência de Alimentos da Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial à obtenção do grau de Mestre em Ciência de Alimentos.

Orientadora: Maria das Graças Lins Brandão
Coorientadora: Renata Adriana Labanca

Belo Horizonte
2018

P912c Prates, Sarah Morais Senna.
Caracterização química, atividade antioxidante e avaliação da bioacessibilidade de componentes bioativos de *Sterculia striata* A.St.-Hil. & Naudin (chichá) em comparação com a *Arachis hypogaea* L. (amendoim) / Sarah Morais Senna Prates. – 2018.

101 f. : il.

Orientadora: Maria das Graças Lins Brandão.

Coorientadora: Renata Adriana Labanca.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Faculdade de Farmácia, Programa de Pós-Graduação em Ciência de Alimentos.

1. Amendoim – Teses. 2. Antioxidantes – Teses. 3. *Sterculia striata*. 4. Chichá. 5. Bioacessibilidade. I. Brandão, Maria das Graças Lins. II. Labanca, Renata Adriana. III. Universidade Federal de Minas Gerais. Faculdade de Farmácia. IV. Título.

CDD: 633.368

AGRADECIMENTOS

À minha orientadora, Maria das Graças Lins Brandão e minha co-orientadora, Renata Adriana Labanca, pelos conhecimentos compartilhados e por todo o suporte na concretização deste trabalho.

Aos colegas de laboratório, que sem eles a pesquisa teria sido mais difícil, Elaine, Sofia, Jean, Ramon, as recém chegadas Pâmella e Jordany e a todos cujos nomes não foram citados, mas que, sem dúvida, contribuíram bastante para que esse trabalho fosse realizado.

Ao professor Ernane Martins, à pesquisadora Francine Fonseca e todo o pessoal do laboratório de Plantas Medicinais e Aromáticas do Instituto de Ciências Agrárias da UFMG, pelas análises realizadas e pelo acolhimento durante a minha estadia.

À pesquisadora Vanny Ferraz e à estagiária Rafaelle Martins pelas análises realizadas no Departamento de Química da UFMG.

À FAPEMIG e à CAPES, pelo apoio financeiro fornecido para a elaboração e concretização deste trabalho.

Ao Museu de História Natural e Jardim Botânico da UFMG, em especial ao CEPLAMT, por ter sido também meu local de trabalho durante o mestrado.

Aos meus pais, Toé e Jaque, que sem eles, sem dúvida, muito do que tenho e sou hoje não seria possível. Grata por todo o amor, esforços na minha criação e educação, pelos exemplos de pessoas que são e pela imensa amizade.

Ao meu marido, Rodrigo, pelo companheirismo, amor e paciência durante toda essa jornada.

Aos meus irmãos, Pedro e Simão, grata pela amizade e por serem peças importantíssimas na pessoa que sou.

Aos funcionários do CEPLAMT, Devenil e Vanessa e da Faculdade de Farmácia, Batista e Arlene, que além de serem peças importantíssimas para que nosso trabalho aconteça, também se tornaram pessoas queridas.

O meu MUITO OBRIGADA a todos!!!

RESUMO

O Brasil é um dos países mais megadiversos do mundo e abriga cerca de 20% de toda a diversidade biológica do planeta. O Cerrado representa o segundo maior bioma do território brasileiro, com uma área de aproximadamente 2 milhões de km². Apesar de apresentar grande diversidade biológica e altos níveis de endemismo, o cerrado vem sofrendo críticos riscos de degradação. A perspectiva negativa sobre a conservação de espécies nativas do Brasil revela a necessidade da recuperação de informações sobre os usos dessas plantas. Neste contexto, para este estudo, foi selecionada a *Sterculia striata* A.St.-Hil. & Naudin, espécie nativa do cerrado conhecida como chichá e amendoim de macaco. O objetivo principal foi avaliar o potencial bioativo das amêndoas da *S. striata*, visando seu aproveitamento como alimento funcional. Os objetivos específicos foram traçar os perfis fitoquímico e de ácidos graxos, quantificar os compostos fenólicos, avaliar a capacidade antioxidante e determinar a bioacessibilidade de componentes bioativos do chichá. Os resultados obtidos foram comparados com a *Arachis hypogaea* (amendoim). As análises foram realizadas com amostras *in natura* e torradas, de ambas as plantas. O perfil de flavonoides e ácidos fenólicos foi determinado por CLAE/DAD. Já o de ácidos graxos dos óleos foi caracterizado por CG/FID. O teor total de compostos fenólicos foi quantificado por espectrofotometria, pelo método Folin-Ciocalteu, e a atividade antioxidante foi avaliada pelos métodos ABTS, DPPH e FRAP. Após o ensaio da digestão *in vitro*, foram avaliadas as alterações no perfil de flavonoides e ácidos fenólicos, além da bioacessibilidade de polifenóis totais e dos lipídios. Por CLAE, foi identificada a presença de rutina em *S. striata* e *A. hypogaea*, além de ácidos fenólicos e flavonoides. Na caracterização por CG, ambos os óleos apresentaram predominância de MUFAs, com maior proporção de ácido oléico. As amêndoas da *S. striata* apresentaram atividade antioxidante inferior ao amendoim, o que pode ser atribuído a menor concentração de polifenóis, observada nos ensaios. Após a digestão *in vitro*, o perfil de ácidos fenólicos e flavonoides foi alterado. Na *S. striata* a digestão degradou alguns compostos, mas outras substâncias ficaram mais evidentes. Já na *A. hypogaea* a digestão degradou, mas também formou novos compostos. Após a digestão *in vitro*, a concentração de rutina aumentou em todas as amostras, exceto na *A. hypogaea* torrada. Nesta amostra, a rutina foi transformada em quercetina. A bioacessibilidade dos compostos fenólicos aumentou, após a digestão, em todas as amostras *in natura*. A bioacessibilidade lipídica foi menor na *S. striata* em comparação com a *A. hypogaea*. Já as amostras torradas, apresentaram percentuais de lipídios bioacessíveis mais elevados do que as amostras *in natura*. Estes resultados sinalizam que a amêndoa da *S. striata* pode ser considerada um alimento com potencial funcional. Mais estudos devem ser realizados para se confirmar isto.

Palavras-chave: *Sterculia striata*; Chichá; *Arachis hypogaea*; Perfil fitoquímico; Atividade antioxidante; Bioacessibilidade.

ABSTRACT

Brazil is one of the most megadiverse countries in the world and is home to about 20% of all the world's biological diversity. Cerrado represents the second largest biome in the Brazilian territory, with an area of approximately 2 million km². Despite presenting great biological diversity and high levels of endemism, cerrado is suffering a critical risks of degradation. The negative perspective on preserving Brazilian native species highlights the need to recover information about the use of these plants. In this context, the *Sterculia striata* A. St.-Hil. & Naudin, native species of the cerrado known as chichá and amendoim de macaco, has been selected for this study. The main goal was to value the bioactive potential of the *S. striata* almonds, aiming its exploitation as a functional food. The specific objectives were to trace the phytochemical and fatty acid profiles, to quantify the phenolic compounds, to evaluate the antioxidant capacity and to determine the bioaccessibility of bioactive components of the chichá. The results were compared with those obtained for *Arachis hypogaea* (peanut). The analyzes were performed with fresh and toasted samples, of both plants. The profiles of flavonoids and phenolic acids were determined by CLAE/DAD. The total of phenolic compounds was qualified by spectrophotometry by the Folin-Ciocalteu method, and the antioxidant activity was evaluated by ABTS, DPPH and FRAP methods. After the *in vitro* digestion test, the changes in the flavonoid and phenolic acid profile were evaluated, as well as the bioaccessibility of total polyphenols and lipids. CLAE identified the presence of rutin in *S. striata* and *A. hypogaea*, and phenolic acids a other flavonoids as well. In the characterization by GC, both oils presented predominance of MUFAs, with higher contribution of oleic acid. The almonds of *S. striata* presented lower antioxidant activity than the peanuts and it may be a consequence of lower concentration of polyphenols, observed in the trials. After *in vitro* digestion, the profile of phenolic acids and flavonoids was altered. In *S. striata* digestion degraded some compounds, but other substances became more evident. Already in *A. hypogaea* digestion degraded, but also formed new compounds. After *in vitro* digestion, the concentration of rutin was increased in all samples, except for *A. hypogaea* roasted. In this sample, the rutin was transformed into quercetin. The bioaccessibility of the phenolic compounds increased, after the digestion, in all *in natura* samples. The lipid bioaccessibility was lower in *S. striata* then in *A. hypogaea*. The toasted samples had higher percentages of bioaccessible lipids than the samples *in natura*. These results indicate that *S. striata* almond can be considered a food with functional potential. Further studies should be done for this to be confirmed.

Keywords: *Sterculia striata*; Chichá; *A. hypogaea*; Phytochemical profile; Antioxidant activity; Bioaccessibility.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Estrutura geral de ácidos hidroxicinâmicos, ácidos hidroxibenzóicos e flavonoides.....	15
Figura 2 - Fontes e respostas celulares a espécies reativas de oxigênio (EROs).....	22
Figura 3 – Definição de biodisponibilidade, bioacessibilidade e bioatividade.....	23
Figura 4 – Árvore e fruto da <i>S. striata</i>	26
Figura 5 – Semente da <i>S. striata</i>	27
Figura 6 - Obtenção dos extratos para as análises por espectrofotometria.....	39
Figura 7 - Etapas da digestão <i>in vitro</i>	48
Figura 8 – Cromatograma, espectros no UV, T _R e estrutura química dos padrões de flavonoides e ácidos fenólicos.....	51
Figura 9A – Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHNat.....	52
Figura 9B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHNat.....	52
Figura 10A - Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHTor.....	53
Figura 10B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHTor.....	53
Figura 11A - Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMNat.....	54
Figura 11B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMNat.....	54
Figura 12A - Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMTor.....	55
Figura 12B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMTor.....	55
Figura 13 – Perfil dos ésteres metílicos dos ácidos graxos presentes no óleo das amostras da <i>S. striata</i> e da <i>A. hypogaea</i>	59
Figura 14 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de CHNat.....	68

Figura 15 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHNat pós-digestão.....	68
Figura 16 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de CHTor.....	70
Figura 17 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHTor pós-digestão.....	70
Figura 18 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de AMNat.....	72
Figura 19 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMNat pós-digestão.....	72
Figura 20 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de AMTor.....	73
Figura 21 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMTor pós-digestão.....	73
Figura 22 – Comparação entre o teor de polifenóis totais pré e pós-digestão <i>in vitro</i>	76

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Classificação dos compostos fenólicos de acordo com o esqueleto básico.....	14
Tabela 2 – Composição média de ácidos graxos em nozes (g/100g).....	20
Tabela 3 – Composição nutricional de amêndoas de <i>S. striata in natura</i> por diferentes estudos.....	28
Tabela 4 – Comparação da composição nutricional da <i>A. hypogaea</i> e da <i>S. striata</i>	31
Tabela 5 – Concentração de eletrólitos nos fluidos salivar simulado (FSS), fluido gástrico simulado (FGS) e fluido intestinal simulado (FIS).....	46
Tabela 6 – Preparação das enzimas utilizadas na digestão.....	47
Tabela 7 – Concentração de rutina nas amostras de <i>S. striata</i> e <i>A. hypogaea</i>	57
Tabela 8 – Teor total de lipídios (%).....	57
Tabela 9 – Composição de ácidos graxos na <i>S. striata</i> e na <i>A. hypogaea in natura</i> e torrados (g/100g).....	60
Tabela 10 – Teor de compostos fenólicos totais por espectrofotometria.....	63
Tabela 11 – Atividade antioxidante <i>in vitro</i> de <i>S. striata</i> e <i>A. hypogaea</i>	65
Tabela 12 – Concentração de rutina/quercetina nas amostras de <i>S. striata</i> e <i>A. hypogaea</i> pré e pós-digestão.....	74
Tabela 13 – Teor de compostos fenólicos totais na <i>S. striata</i> e <i>A. hypogaea</i> pré e pós-digestão.....	75
Tabela 14 – Teor total e bioacessibilidade de lipídeos da <i>S. striata</i> e da <i>A. hypogaea</i>	78

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

- ABTS - radical *2,2'-azinobis(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico)*
- AMNat - Amendoim *in natura*
- AMTor - Amendoim torrado
- ANOVA - análise de variância
- CHNat - Chichá *in natura*
- CHTor – Chichá torrado
- CLAE/DAD - Cromatografia Líquida de Alta Eficiência com Detector de Arranjo de Diodos
- DATAPLAMT - Banco de Dados e Amostras de Plantas Aromáticas, Medicinais e Tóxicas
- DPPH - radical *(2,2-difenil-1-picril-hidrazil)*
- ERNs - espécies reativas de nitrogênio
- EROs - Espécies reativas de oxigênio (EROs)
- FDA - *Food and Drug Administration* (Administração de Alimentos e Medicamentos)
- FGS - fluido gástrico simulado
- FIS - fluido intestinal simulado
- FRAP - *Ferric Reducing Antioxidant Power* (Poder antioxidante de redução férrica)
- CG/FID - *Gas Chromatography with Flame Ionization Detector* (Cromatografia Gasosa com Detector por Ionização de Chama)
- FSS - fluido salivar simulado
- HDL - *High Density Lipoproteins* (lipoproteínas de alta densidade)
- IFIC - *International Food Information Council* (Conselho Internacional de Informação Alimentar)
- LDL - *low density lipoprotein* (lipoproteínas de baixa densidade)
- MUFAs - *Monounsaturated Fatty Acids* (ácidos graxos monoinsaturados)
- OMS – Organização Mundial da Saúde
- PUFAs - *Polyunsaturated Fatty Acids* (ácidos graxos poliinsaturados)
- PVDF - *Polyvinylidene fluoride* (Fluoreto de polivinilideno)
- SFAs - *Saturated Fatty Acids* (ácidos graxos saturados)
- TACO - Tabela Brasileira de Composição de Alimentos
- TGI – Trato gastrointestinal
- TPTZ - reagente 2,4,6-tri(2-piridil)-1,3,5-triazina
- T_R – Tempo de retenção

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	14
2.1 Compostos fenólicos	14
2.2 Ácidos graxos	16
2.3 Estresse oxidativo e substâncias antioxidantes.....	21
2.4 Digestão <i>in vitro</i>	22
2.5 <i>Sterculia striata</i> A.St.-Hil. & Naudin (Chichá).....	24
2.5.1 Estudos sobre a composição química da <i>S. striata</i>	27
2.6 <i>Arachis hypogaea</i> L. (amendoim).....	30
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	33
3.1 Materiais.....	33
3.1.1 Equipamentos.....	33
3.1.2 Reagentes e Solventes	33
3.1.3 Padrões Analíticos.....	35
3.1.4 Outros materiais	35
3.2 Métodos	35
3.2.1 Obtenção do material botânico	35
3.2.2 Preparação das amostras.....	36
3.2.2.1 <i>Secagem e acondicionamento</i>	36
3.2.2.2 <i>Torrefação e moagem</i>	36
3.2.3 Determinação do perfil de ácidos fenólicos e flavonoides por CLAE/DAD	37
3.2.4 Quantificação do teor total de óleo e determinação do perfil de ácidos graxos por CG/FID.....	38
3.2.5 Quantificação de compostos fenólicos totais por espectrofotometria.....	39
3.2.6 Determinação da atividade antioxidante	40

3.2.6.1 Determinação da atividade antioxidante pelo método ABTS.....	40
3.2.6.2 Determinação da atividade antioxidante pelo método DPPH	42
3.2.6.3 Determinação da atividade antioxidante pelo método FRAP	43
3.2.7 Digestão <i>in vitro</i>	45
3.2.8 Análise Estatística.....	49
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	50
4.1 Perfil de ácidos fenólicos e flavonoides por CLAE/DAD	50
4.1.1 <i>S. striata</i>	50
4.1.2 <i>A. hypogaea</i>	54
4.2 Quantificação do teor total de óleo e determinação do perfil de ácidos graxos por CG/FID	57
4.3 Quantificação de compostos fenólicos totais por espectrofotometria.....	62
4.4 Determinação da atividade antioxidante <i>in vitro</i>	64
4.5 Digestão <i>in vitro</i>	67
4.5.1 Determinação do perfil de ácidos fenólicos e flavonoides por CLAE/DAD	67
4.5.1.1 <i>S. striata</i>	67
4.5.1.2 <i>A. hypogaea</i>	70
4.5.2 Bioacessibilidade de compostos fenólicos totais	75
4.5.3 Bioacessibilidade de lipídeos.....	78
5 CONCLUSÃO.....	80
REFERÊNCIAS	81
APÊNDICE A.....	98

1 INTRODUÇÃO

Compostos bioativos são definidos como componentes não nutritivos presentes nos alimentos e podem exercer efeito benéfico quando ingerido. A maioria desses compostos bioativos ocorrem em alimentos de origem vegetal e são oriundos do metabolismo secundário das plantas (PLUMB et al., 2017).

Nos últimos anos, houve um crescente interesse nos efeitos dos compostos bioativos no organismo, principalmente, na sua influência na saúde e no bem-estar. Estudos observacionais e clínicos sugerem que a presença destes compostos em alimentos de origem vegetal possa explicar os potenciais benefícios à saúde associados ao aumento do consumo de frutas e vegetais (GRY et al., 2007). Estudos sugerem, por exemplo, que existe uma correlação entre dietas ricas em flavonoides e um risco reduzido no desenvolvimento de doenças crônicas, como doenças cardiovasculares (HOOPER et al., 2012; KAY et al., 2012; LAI et al., 2015), diabetes tipo 2 (WEDICK et al., 2012; ZAMORA-ROS et al., 2013) e alguns tipos de câncer (ROSSI et al., 2010a; 2010b). Neste contexto, é atribuído a alguns alimentos, o termo de alimentos funcionais. De acordo com o International Food Information Council (IFIC), são considerados funcionais os alimentos ou componentes dietéticos que podem proporcionar um benefício para a saúde, além da nutrição básica (WILDMAN, 2001).

O Brasil é um dos 17 países que compartilham quase 70% das espécies de plantas e animais catalogados do mundo (PYLRO et al., 2014). Estima-se que o Brasil abrigue cerca de 20% de toda a diversidade biológica mundial, com mais de 45 mil espécies de plantas diferentes (OLIVEIRA et al., 2012; PYLRO et al., 2014; MÜGGE et al., 2016). Esta biodiversidade está frequentemente relacionada com a grande variabilidade climática e a geomorfologia características do país (PYLRO et al., 2014).

A Mata Atlântica e o Cerrado são considerados *hotspots* de biodiversidade pois apresentam grande diversidade biológica e altos níveis de endemismo. Por outro lado, a vegetação nativa sofre críticos riscos de degradação. Os demais biomas brasileiros (Caatinga, Pantanal, Pampas e Amazônia) são igualmente relevantes em termos de biodiversidade (MÜGGE et al., 2016). A região do Cerrado representa o segundo maior bioma do território brasileiro, com uma área de aproximadamente 2 milhões de km², representando aproximadamente 22% da superfície terrestre do Brasil (SZABÓ et al., 2007; SOUZA et al., 2016). Segundo Szabó et al. (2007), o bioma Cerrado é mais ameaçado do que a floresta amazônica.

A acelerada destruição dos ecossistemas nativos brasileiros contribui também para uma perda gradual de conhecimento sobre as plantas nativas. A perspectiva negativa sobre a conservação de espécies nativas do Brasil destaca a necessidade da recuperação de informações sobre os usos das espécies de plantas nativas e a promoção de estudos sobre sua ecologia e conservação (BRANDÃO et al., 2010).

Neste contexto, nosso grupo de estudo dedica-se à pesquisa de informações tradicionais, através do regaste de dados históricos e científicos, com o propósito de preservação, promoção e valorização dessas espécies. Ênfase é dada àquelas espécies registradas por naturalistas europeus que percorreram o Brasil durante o século XIX.

A contribuição desses naturalistas para o conhecimento da flora brasileira é imensurável: centenas de novas plantas foram descobertas e diversos novos gêneros foram descritos com base no material que colecionaram (BRANDÃO et al., 2008). O botânico francês Auguste de Saint-Hilaire foi um dos mais importantes naturalistas que registraram o uso das plantas brasileiras, entre elas a *Sterculia striata* (BRANDÃO et al., 2012). Esta espécie foi selecionada para este estudo por ter suas amêndoas comestíveis. O objetivo principal foi avaliar o potencial bioativo das amêndoas da *S. striata* visando seu aproveitamento como alimento funcional. Os objetivos específicos foram:

- Traçar o perfil fitoquímico dos extratos da *S. striata* e da *A. hypogaea*;
- Traçar o perfil de ácidos graxos da *S. striata* e da *A. hypogaea*;
- Quantificar os compostos fenólicos totais na *S. striata* e na *A. hypogaea*;
- Avaliar a capacidade antioxidante dos extratos por ABTS, DPPH e FRAP da *S. striata* e da *A. hypogaea*;
- Determinar o perfil de fenólicos após a digestão e a bioacessibilidade dos compostos fenólicos e dos lipídios na *S. striata* e na *A. hypogaea*;
- Comparar os resultados do chichá (*S. striata*) com os do amendoim (*A. hypogaea* L.).

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Compostos fenólicos

Os compostos fenólicos compreendem um importante e diversificado grupo de substâncias pertencentes ao metabolismo secundário dos vegetais (HAMINIUK et al., 2012). Estas substâncias são sintetizadas durante o desenvolvimento das plantas, em situações de estresse, como mudanças de temperatura e níveis de luz, proteção contra predadores e exposição à radiação UV (HAMINIUK et al., 2012; GUTIÉRREZ-GRIJALVA et al., 2017).

Estruturalmente, os compostos fenólicos possuem pelo menos um anel aromático com um ou mais grupos hidroxila substituindo os hidrogênios aromáticos, podendo ser classificados como fenóis simples ou polifenóis com base no número de unidades de fenol na molécula (Tabela 1) (KHODDAMI et al., 2013).

Tabela 1 – Classificação dos compostos fenólicos de acordo com o esqueleto básico

Esqueleto básico	Classe de compostos fenólicos
C6	Fenóis simples, benzoquinonas
C6-C1	Ácidos fenólicos
C6-C2	Acetofenonas e ácidos fenilacéticos
C6-C3	Fenilpropanóides: ácidos cinâmicos e compostos análogos, fenilropenos, cumarinas, isocumarinas e cromonas
C6-C4	Naftoquinonas
C6-C1-C6	Xantonas
C6-C2-C6	Estilbenos, antraquinonas
C6-C3-C6	Flavonoides e isoflavonoides
(C6-C3) ₂	Lignanias
(C6-C3-C6) ₂	Diflavonoides
(C6) _n	Melaninas vegetais
(C6-C3) _n	Ligninas
(C6-C1) _n	Taninos hidrosolúveis
(C6-C3-C6) _n	Taninos condensados

Fonte: SIMÕES et al., 2001.

Diferentes tipos de compostos fenólicos estão presentes nos alimentos. As flavanonas, por exemplo, são os principais polifenóis encontrados nas frutas cítricas, as isoflavonas são abundantes na soja, enquanto a quercetina é encontrada de forma ampla em frutas, vegetais, cereais, leguminosas e no vinho (VELDERRAIN-RODRÍGUEZ et al., 2014).

Devido à grande quantidade de substâncias englobadas no grupo dos polifenóis e sua diversidade estrutural, estes compostos são considerados multifuncionais (ANGELO & JORGE, 2007). Neste grupo, os flavonoides e os ácidos fenólicos destacam-se devido à sua ampla ocorrência nos alimentos vegetais (HAMINIUK et al., 2012).

Os flavonoides representam cerca de dois terços dos fenóis da dieta e são responsáveis pela coloração das plantas (HAMINIUK et al., 2012). Eles são sintetizados a partir de fenilalanina e são compostos por quinze átomos de carbono dispostos em três anéis (C6-C3-C6), que são designados como A, B e C (Figura 1). A família dos flavonoides inclui as flavonas, flavonóis, isoflavonóis, antocianinas, antocianidinas, proantocianidinas e catequinas (YAO et al., 2004; KHODDAMI et al., 2013; GUTIÉRREZ-GRIJALVA et al., 2017).

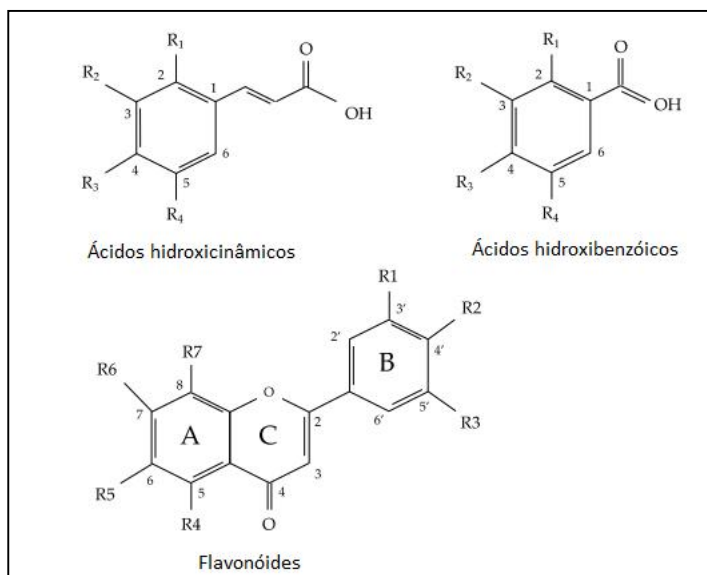


Figura 1 - Estrutura geral de ácidos hidroxicinâmicos, ácidos hidroxibenzóicos e flavonoides.
Fonte: GUTIÉRREZ-GRIJALVA et al., 2017.

Os ácidos fenólicos representam quase o terço restante dos polifenóis alimentares (HAMINIUK et al., 2012). Eles são divididos em dois subgrupos: os derivados do ácido benzóico e os derivados do ácido cinâmico, que se diferenciam pelo número e localização dos grupos hidroxilas no anel aromático (KHODDAMI et al., 2013). Os ácidos hidroxibenzoicos possuem esqueleto C6-C1 (Figura 1), ocorrem principalmente como ésteres, e as substâncias mais comuns desta categoria são os ácidos gálico, vanílico, elágico e siringídico. Já os hidroxicinâmicos, apresentam um esqueleto C6-C3 (Figura 1) e os ácidos ferúlico, p-cumárico e cafeico são alguns exemplos desta classe (HAMINIUK et al., 2012).

Nos últimos anos, os compostos fenólicos ganharam destaque considerável devido aos seus efeitos benéficos para a saúde humana, especialmente sua elevada capacidade antioxidante (HAMINIUK et al., 2012; VELDERRAIN-RODRÍGUEZ et al., 2014; GUTIÉRREZ-GRIJALVA et al., 2016). O consumo de compostos fenólicos por meio da dieta tem sido associado a um risco reduzido de diversas doenças crônicas não transmissíveis, como as doenças cardiovasculares, neurodegenerativas como o Alzheimer, certos tipos de câncer, diabetes tipo 2 e osteoporose. Estes benefícios são atribuídos às funções antioxidante, anti-inflamatórias, antimicrobianas e antiproliferativas destes compostos (VELDERRAIN-RODRÍGUEZ et al., 2014; GUTIÉRREZ-GRIJALVA et al., 2016).

2.2 Ácidos graxos

O termo gordura refere-se à classe de nutrientes denominada lipídeos, que inclui os triglicerídeos (gorduras e óleos), fosfolipídeos e esteróis (WHITNEY & ROLFES, 2008). Estas substâncias são importante fonte de energia e de ácidos graxos essenciais e auxiliam na absorção de componentes dietéticos, como as vitaminas lipossolúveis. As gorduras também contribuem para as características sensoriais nos alimentos, conferindo sabor, textura e aroma (ARANCETA & PÉREZ-RODRIGO, 2012).

Os triglicerídeos correspondem a 95% dos lipídeos encontrados nos alimentos e são compostos por uma molécula de glicerol e três ácidos graxos. Os ácidos graxos raramente estão presentes em sua forma livre nos alimentos, sendo, frequentemente, encontrados incorporados aos triglicerídeos (WHITNEY & ROLFES, 2008).

Quimicamente, os ácidos graxos são compostos por cadeias de carbono com comprimento variável, sendo classificados em ácidos graxos de cadeia curta (menos de 6 carbonos), média (6 a 10 carbonos) ou longa (12 a 24 carbonos) (WHITNEY & ROLFES, 2008).

O grau de insaturação dos ácidos graxos relaciona-se com a quantidade de hidrogênio em suas estruturas. Os ácidos graxos saturados (SFAs - *Saturated Fatty Acids*) possuem o número máximo de hidrogênio e apenas ligações simples entre seus átomos de carbono. Os ácidos graxos monoinsaturados (MUFAs - *Monounsaturated Fatty Acids*) apresentam uma ligação dupla entre carbonos, enquanto os ácidos graxos poliinsaturados (PUFAs - *Polyunsaturated Fatty Acids*) apresentam quatro ou mais (WHITNEY & ROLFES, 2008).

O elevado consumo de gordura, especialmente aquela composta por SFAs tem sido associado ao aumento dos níveis de LDL colesterol no sangue, intensificando o risco de aterosclerose e doenças cardiovasculares (KULLER, 1997). Além das doenças cardiovasculares, os SFAs têm sido associados à incidência de outras principais doenças crônicas, incluindo diabetes tipo 2, hipertensão, esclerose múltipla, doenças respiratórias e diversos tipos de câncer, como o de cólon, mama, próstata e ovário (KULLER, 1997; JAKOBSEN et al., 2009; SIRI-TARINO et al., 2010; CHOWDHUR et al., 2014; LI et al., 2015).

No caso de doença coronariana, a redução da ingestão de gordura tem sido o foco principal das recomendações dietéticas. No entanto, estudos têm indicado que os tipos de gordura ingerida têm um papel mais importante na determinação do risco da doença coronariana do que a quantidade total de gordura na dieta (HU et al., 2001). Resultados de estudos epidemiológicos e ensaios clínicos controlados recomendam a substituição das gorduras saturadas pelas insaturadas e a redução no consumo de gorduras trans. Esses fornecem evidências de que uma ingestão crescente de ácidos graxos ômega-3 obtidos de peixes e de certos vegetais reduz, substancialmente, o risco de mortalidade cardiovascular (HU et al., 2001; WANG et al., 2016).

Os principais representantes dos MUFAs são os da família ômega-9, sendo o ácido oléico (C18:1 *n*-9) o de maior ocorrência nos alimentos (~90% de todos os ácidos graxos monoinsaturados), seguido pelo ácido palmitoléico (C16:1 *n*-7) e ácido vacênico (C18:1 *n*-7) (SCHWINGSHACKL & HOFFMANN, 2012). Os óleos alimentares ricos em MUFAs mais frequentemente consumidos são o azeite de oliva e o óleo de canola, mas também podem ser encontrados facilmente em outros alimentos como as oleaginosas (nozes, amêndoas, castanhas e amendoim) e em frutas como abacate e açaí (SOARES & ITO, 2000; SCHWINGSHACKL & HOFFMANN, 2012).

Dentre os PUFAs, os ácidos graxos linoléico (C18:2 *n*-6) e alfa-linolênico (C18:3 *n*-3) destacam-se por serem essenciais aos animais, uma vez que não podem ser sintetizados pelo corpo e precisam ser ofertados pela dieta. Ambos são ácidos graxos de cadeia longa e vitais para o funcionamento normal do organismo (PATTERSON et al., 2012; LORENTE-CEBRIÁN et al., 2013).

Os PUFAs de cadeia longa são incorporados nos fosfolipídeos das membranas celulares e servem como precursores da síntese de eicosanóides, que possuem importantes funções biológicas na homeostase, com um papel especial na inflamação. Em geral, os eicosanóides derivados de PUFAs *n*-6 têm ação pró-inflamatória enquanto que os eicosanóides derivados de PUFAs *n*-3 têm ação menos pró-inflamatória (PATTERSON et al., 2012; LORENTE-CEBRIÁN et al., 2013).

O equilíbrio de PUFAs ω 6/ ω 3 é um determinante importante na manutenção da homeostase, desenvolvimento normal e saúde mental ao longo do ciclo de vida (SIMOPOULOS, 2008). A Organização Mundial da Saúde (OMS) preconiza uma proporção de ω 6/ ω 3 de 5:1 – 10:1 (FAO/WHO, 1994). Uma proporção desbalanceada na dieta, em favor dos PUFAs ω 6, (15:1 a 17:1) que é encontrada no padrão dietético ocidental é altamente pró-trombótica e pró-inflamatória e contribui para a prevalência de aterosclerose, obesidade e diabetes (GRIFFIN et al., 2006; SIMOPOULOS, 2008; 2016).

O principal representante dos PUFAs ω 6 é o ácido linoléico (LA C18:2 ω 6), abundante no padrão dietético ocidental e precursor do ácido araquidônico (AA C20:4 ω 6). Já na família dos PUFAs ω 3, o principal representante é o ácido graxo (AG) alfa-linolênico (ALA C18:3 ω 3), que pode ser encontrado em óleos vegetais e é precursor de outros PUFAs de cadeia longa como o ácido eicosapentaenóico (EPA C20:5 ω 3) e o ácido docosahexaenóico (DHA C22:6 ω 3) (LORENTE-CEBRIÁN et al., 2013).

O grupo das nozes, popularmente conhecido como grupo das oleaginosas, é botanicamente definido como frutos secos que contém apenas uma semente, raramente duas (ROSA et al., 2017). Estão incluídos neste grupo, a amêndoa (*Prunus dulcis* (Mill.) D.A.Webb.), pecã (*Carya illinoensis* (Wangenh.) K.Koch), castanha-do-Brasil (*Bertholletia excelsa* Bonpl.), castanha-de-cajú (*Anacardium occidentale* L.), macadâmia (*Macadamia integrifolia* Maiden & Betche), pistache (*Pistacia vera* L.) e avelã (*Corylus avellana* L.) (ROSA et al., 2017). Popularmente, outros alimentos são incluídos no grupo das nozes por apresentarem características semelhantes, apesar de serem botanicamente diferentes (BLOMHOFF et al.,

2006). Este é o caso das sementes comestíveis, como o amendoim e o baru, ambas leguminosas (ROSA et al., 2017).

Os alimentos pertencentes ao grupo das nozes, sejam nozes verdadeiras ou sementes comestíveis, contêm elevados teores de lipídeos (cerca de 40% a 60%) (ROSA et al., 2017). Apesar disto, a composição de ácidos graxos destes alimentos é considerada benéfica à saúde, uma vez que apresentam baixo conteúdo de ácidos graxos saturados (4-16%) e maioria de MUFAs e PUFAs (ROS & MATAIX, 2006; ROS, 2010; NISHI et al., 2014). Na tabela 2 estão descritas as composições de ácidos graxos de algumas nozes.

O consumo frequente de nozes tem sido relacionado a uma série de efeitos benéficos, como redução do risco de doença coronariana, incluindo a morte cardíaca súbita, redução nos níveis de glicose de jejum e glicose pós-prandial, melhora da resistência insulínica e de vários marcadores inflamatórios (JENKINS et al., 2002; 2008; RAJARAM et al., 2010; ROS, 2010; WIEN et al., 2010; LI et al., 2011; TAN & MATTES, 2013; NISHI et al., 2014; BERRYMAN et al., 2015).

Devido a este perfil de ácidos graxos e aos benefícios associados, órgãos nacionais e internacionais têm estabelecido recomendações e diretrizes dietéticas específicas para o consumo destes alimentos. A Food and Drug Administration (FDA) emitiu, em 2003 um pedido qualificado de saúde com tópicos para atenuação dos riscos da doença cardiovascular e dentre estes tópicos, um orienta a respeito do consumo diário de nozes (FOOD AND DRUG ADMINISTRATION, 2003). Da mesma forma, o Guia Alimentar para a População Brasileira (BRASIL, 2014) orienta o consumo de castanhas, nozes, amêndoas e amendoins para uma alimentação saudável e para a prevenção de doenças.

Tabela 2 – Composição média de ácidos graxos em nozes (g/100g)

Nozes	Gordura total	SFA	MUFA	PUFA	18:2 n-6	18:3 n-3
<i>Arachis hypogaea</i> L. (Amendoim)	49.2	6.8	24.4	15.6	15.6	0.00
<i>Prunus dulcis</i> (Mill.) D.A.Webb. (Amêndoa)	50.6	3.9	32.2	12.2	12.2	0.00
<i>Bertholletia excelsa</i> Bonpl. (Castanha do Brasil)	66.4	15.1	24.5	20.6	20.5	0.05
<i>Anacardium occidentale</i> L. (Castanha de caju)	46.4	9.2	27.3	7.8	7.7	0.15
<i>Corylus avellana</i> L. (Avelã)	60.8	4.5	45.7	7.9	7.8	0.09
<i>Macadamia integrifolia</i> Maiden & Betche (Macadâmia)	75.8	12.1	58.9	1.5	1.3	0.21
<i>Carya illinoensis</i> (Wangenh.) K.Koch (Pecã)	72.0	6.2	40.8	21.6	20.6	1.00
<i>Araucaria angustifolia</i> (Bertol.) Kuntze (Pinhão)	68.4	4.9	18.8	34.1	33.2	0.16
<i>Pistacia vera</i> L. (Pistache)	44.4	5.4	23.3	13.5	13.2	0.25
<i>Juglans regia</i> L. (Noz)	65.2	6.1	8.9	47.2	38.1	9.08

Fonte: ROS & MATAIX, 2006.

2.3 Estresse oxidativo e substâncias antioxidantes

Espécies reativas de oxigênio (EROs) e espécies reativas de nitrogênio (ERNs), denominadas radicais livres, são produtos do metabolismo celular normal e são formados tanto de forma endógena quanto exógena (VALKO et al., 2004). Endogeneamente, estes radicais são gerados pelo metabolismo intracelular das mitocôndrias e peroxissomas e, por uma variedade de sistemas enzimáticos citossólicos. De forma exógena, estas espécies reativas são geradas por fatores como o tabagismo, exposição a poluição e radiação, atividade física excessiva, dieta e terapias medicamentosas (FINKEL & HOLBROOK, 2000; DOMAZETOVIC et al., 2017; PELUSO et al., 2017).

EROs e ERNs desempenham papéis duplos, podendo atuar nos sistemas vivos de forma benéfica ou prejudicial, conforme as quantidades em que são produzidos (VALKO et al., 2004). Em baixas e moderadas concentrações, os radicais livres desempenham efeitos benéficos atuando, por exemplo, na defesa contra agentes infecciosos e na função de vários sistemas de sinalização celular. Porém, quando produzidos em excesso, estes radicais causam danos biológicos potenciais, danificando estruturas lipídicas, proteínas e o DNA (VALKO et al., 2004).

Estresse oxidativo é a condição em que há um excesso na produção de radicais livres, decorrente do desequilíbrio entre a formação destas substâncias e de antioxidantes (PELUSO et al., 2017). Esta condição está relacionada à patogênese de doenças não transmissíveis como as doenças cardiovasculares, síndrome metabólica, inflamação, osteoporose, aterosclerose, distúrbios neurodegenerativos e câncer (FINKEL & HOLBROOK, 2000; SHAHIDI & AMBIGAIPALAN, 2015; BONECHI et al., 2017; DOMAZETOVIC et al., 2017).

Assim como os radicais livres, a quantidade de substâncias antioxidantes também é influenciada por mecanismos endógenos e exógenos. No organismo humano, enzimas como a superóxido dismutase, glutathione peroxidase e catalase atuam como defesas antioxidantes, removendo o excesso de radicais livres nas células (FINKEL & HOLBROOK, 2000; DOMAZETOVIC et al., 2017). De forma exógena, antioxidantes naturais como os compostos fenólicos, carotenóides, vitaminas A, E e C, além de minerais como selênio, podem ser obtidos através da dieta, reduzindo os níveis de radicais livres (AMAROWICZ et al., 2004; BJØRKLUND & CHIRUMBOLO, 2017).

A produção de EROs e seus efeitos no organismo estão representados na figura 2.

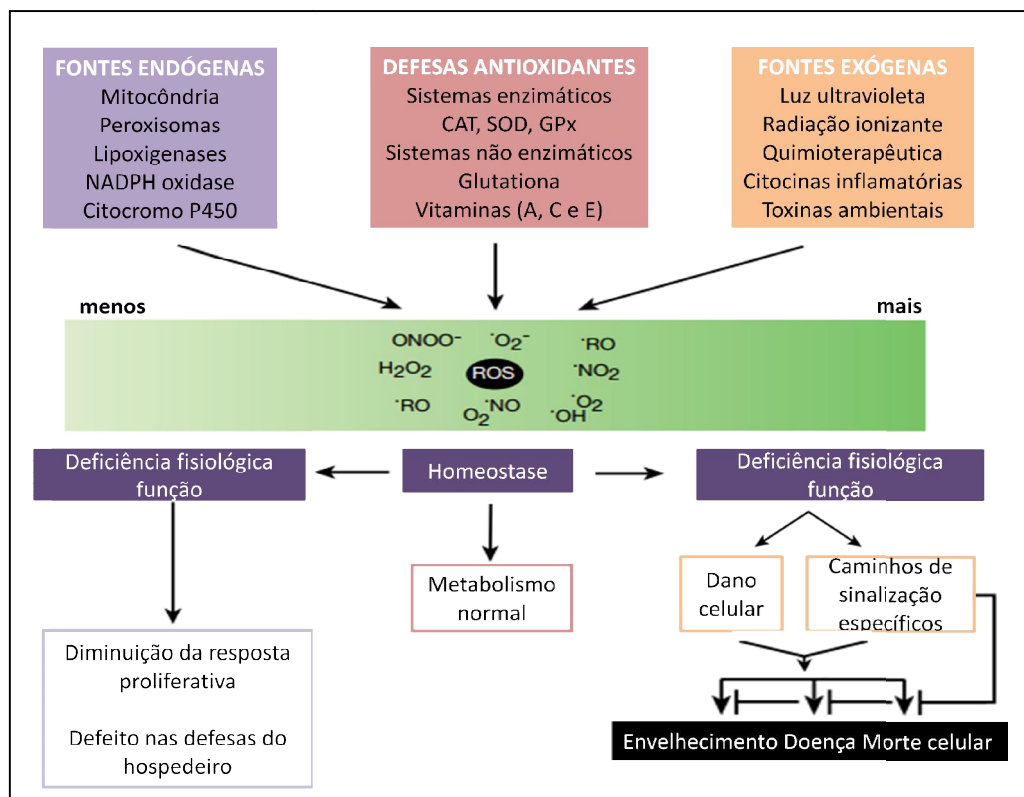


Figura 2 - Fontes e respostas celulares a espécies reativas de oxigênio (EROs).
 Fonte: FINKEL & HOLBROOK, 2000.

Sendo assim, a dieta possui papel importante na prevenção e melhoria do estresse oxidativo e, conseqüentemente, de diversas doenças não transmissíveis. Uma alimentação rica e variada em frutas e vegetais fornece antioxidantes naturais como os compostos fenólicos, que são os principais responsáveis por estes benefícios.

2.4 Digestão *in vitro*

O crescente interesse pelos alimentos funcionais e os efeitos benéficos associados ao seu consumo tem estimulado o aumento de pesquisas sobre seu potencial bioativo (HELAL & TAGLIAZUCCHI, 2018; HIDALGO et al., 2018). Nessas pesquisas são realizadas análises quantitativas e das atividades biológicas dos compostos bioativos, mas a maioria não considera as alterações físico-químicas que ocorrem durante o processo de digestão pelo organismo (CELEP et al., 2017). Fatores como as características estruturais dos fitoquímicos,

ação mecânica, pH e atividade enzimática influenciam diretamente a biodisponibilidade destes compostos e, conseqüentemente, sua atividade biológica e benefícios potenciais à saúde (CELEP et al., 2017).

A biodisponibilidade é extremamente importante para avaliar reivindicações de funcionalidade de alimentos. Para um alimento ser considerado funcional, deve-se garantir que o nutriente, ou componente responsável pelo benefício atribuído esteja disponível para ação no organismo (FERNÁNDEZ-GARCÍA et al., 2009).

O conceito de disponibilidade abrange os termos bioacessibilidade e bioatividade, porém, frequentemente, estes termos são utilizados de forma distinta para expressar funções semelhantes (GALANAKIS, 2016). A definição destes termos e os mecanismos físico-químicos relacionados à cada um estão detalhados na figura 3.

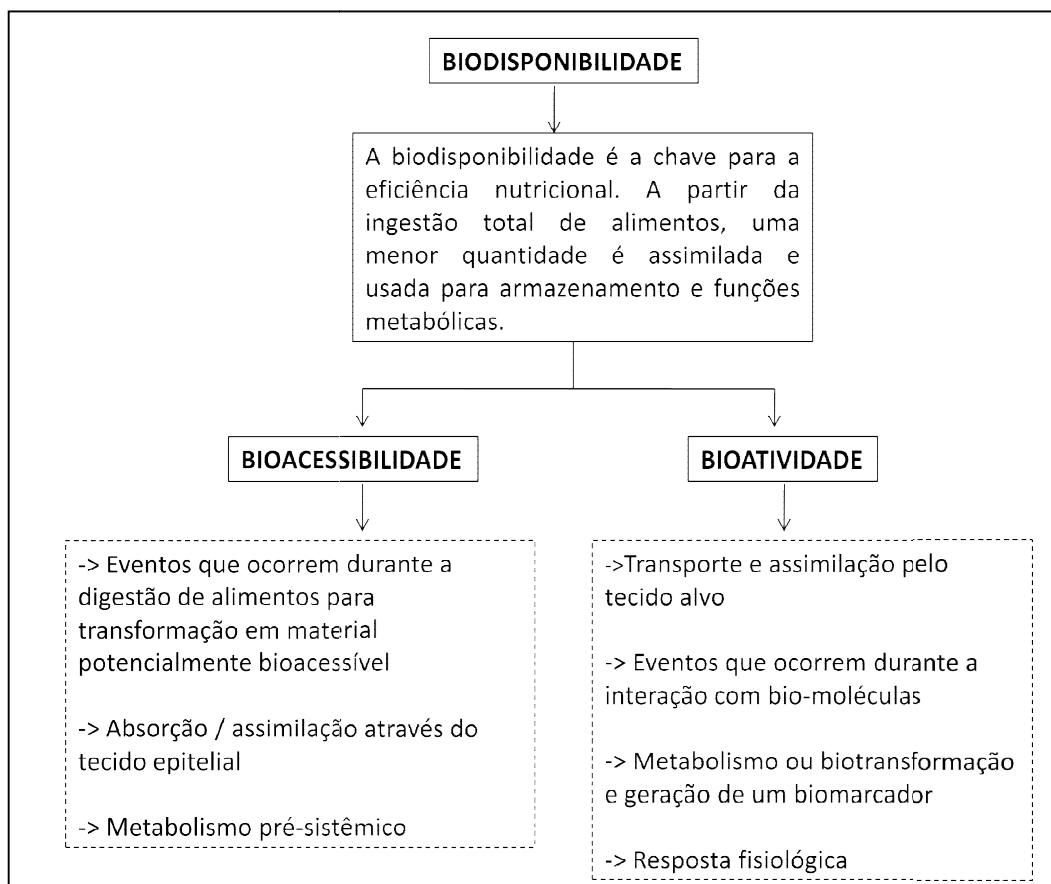


Figura 3 – Definição de biodisponibilidade, bioacessibilidade e bioatividade.

Fonte: FERNÁNDEZ-GARCÍA et al., 2009.

A biodisponibilidade engloba digestão gastrointestinal, absorção, metabolismo e distribuição nos tecidos. A bioatividade é definida como a proporção de nutrientes e componentes bioativos, que são efetivamente utilizados pelo organismo (FERNÁNDEZ-GARCÍA et al., 2009; GALANAKIS, 2016).

Para se tornarem biodisponíveis, os compostos bioativos devem ser liberados da matriz alimentar no trato gastrointestinal (TGI). A bioacessibilidade avalia possíveis alterações nos compostos durante as etapas da digestão, e é definida como a quantidade de um composto que é liberado da sua matriz, tornando-se disponível para a absorção (GALANAKIS, 2016). A bioatividade é o efeito específico gerado por uma substância e inclui, por exemplo, a absorção nos tecidos e a consequente resposta fisiológica, como a atividade antioxidante, anti-inflamatória e antitumoral (GALANAKIS, 2016).

A bioacessibilidade de nutrientes e compostos bioativos é avaliada por uma série de metodologias analíticas *in vivo* e *in vitro* (FERNÁNDEZ-GARCÍA et al., 2009). Os métodos *in vivo* são considerados melhores, no entanto, os processos *in vitro* apresentam as vantagens de serem menos dispendiosos, mais rápidos e não dependerem de questões éticas (MINEKUS et al., 2014). Além disso, resultados de estudos com metodologias de digestão *in vitro* estão bem correlacionados com os resultados encontrados por estudos clínicos e que utilizaram metodologias *in vivo* (CELEP et al., 2017).

Uma forma de avaliar a biodisponibilidade de substâncias é por meio de processos de digestão *in vitro*. Estes processos simulam as condições fisiológicas e a sequência de eventos que ocorrem durante a digestão no trato gastrointestinal humano, por meio de enzimas digestivas e controle de pH, tempo de digestão, concentração de sais, dentre outros fatores (FERNÁNDEZ-GARCÍA et al., 2009; MINEKUS et al., 2014). Normalmente, estes processos abordam as fases oral, gástrica e do intestino delgado e, ocasionalmente, a fermentação no intestino grosso (MINEKUS et al., 2014).

2.5 *Sterculia striata* A.St.-Hil. & Naudin (Chichá)

O nome chichá, também grafado xixá, é comum as espécies *Sterculia striata* A.St.-Hil. & Naudin, *Sterculia apetala* (Jacq.) H.Karst., *Sterculia chicha* A.St.-Hil. e *Sterculia foetida* L. (CORRÊA, 1984). Estas espécies são também conhecidas por vários outros nomes populares como amendoim-da-mata, arachachá, castanha-de-macaco, castanheiro-do-mato, chichá-do-

cerrado, chichá-do-norte, mendubi-guaçu, pau-rei, pé-de-anta, sapucaia e amedoim-de-macaco (ALMEIDA et al., 1998; LORENZI, 2008; BRASIL, 2015).

Relato do naturalista Saint-Hilaire, em 1824, descreve as formas de utilização desta planta:

Os habitantes da região onde cresce o Chichá comem as sementes que têm um sabor agradável. Constitui ainda um desses inúmeros vegetais que, sem cultura, fornecem aos brasileiros do interior frutos comestíveis, e é muito provável que, com alguns cuidados, esses frutos tornar-se-ão ainda melhores. Não podemos, pois, impedir-nos de aconselhar aos habitantes do litoral que introduzam em suas casas o Chichá; ele ornamentará seus jardins pela sua beleza e seus frutos aumentarão seus prazeres (SAINT-HILAIRE, 2014, p. 229).

Espécies de chichá pertencem à família Malvaceae, a mesma que abriga o cacau (*Theobroma cacao* L.) e o cupuaçu (*Theobroma grandiflorum* (Willd. Ex Spreng.) K.Schum.). A *S. striata* é endêmica do Brasil e está distribuída em todas as regiões brasileiras, com exceção da região sul. Ela possui como domínios fitogeográficos, a Amazônia, Caatinga, Cerrado e Mata Atlântica (ESTEVEZ, 2015).

A árvore da *S. striata* proporciona ótima sombra e é ideal para a plantação em parques, jardins residenciais, ruas largas e para o paisagismo em geral. Seu crescimento é rápido, ótima para plantios mistos destinados à preservação permanente (ALMEIDA et al., 1998; LORENZI, 2008; BRASIL, 2015). A madeira é moderadamente pesada, pouco resistente e de baixa durabilidade, sendo indicada para obras internas, carpintaria, confecção de caixas, palitos de fósforo, lápis e brinquedos (LORENZI, 2008). É considerada também, uma das árvores mais importantes para o fabrico de papel (ALMEIDA et al., 1998).

Segundo Lorenzi (2008), a *S. striata* possui as seguintes características morfológicas: altura de 8-14 metros, com tronco de 40-50 cm de diâmetro, revestido por casca pardacenta e rugosa. Suas flores são vermelhas, dispostas em panículas apicais e subapicais e o fruto consiste em uma cápsula lenhosa, deiscente, grande e de cor vermelha, que ao se abrir expõe suas sementes negras fixas à placentação também vermelha. A floração ocorre de dezembro a abril, podendo se estender até agosto e a frutificação ocorre de junho a setembro (ALMEIDA et al., 1998; LORENZI, 2008). A figura 4 ilustra a árvore da *S. striata* florida (a), frutificada (b) e o fruto do chichá (c).



Figura 4 – Árvore e fruto da *S. striata*: a) árvore florida; b) árvore frutificada; c) fruto.
Fonte: Autora.

As sementes da *S. striata* são ricas em óleo e são consumidas pelo homem e por várias espécies da fauna, especialmente os roedores (HOEHNE, 1939; ALMEIDA et al., 1998). Estas sementes são ovóides, com cerca de 2 cm de comprimento e apresentam duas cascas e uma amêndoa, internamente (Figura 5). A casca mais externa é fina, de cor negra e facilmente destacável. A segunda casca tem cor cinza/amarronzada e sua remoção é mais trabalhosa. A amêndoa é consumida pelo homem em sua forma crua, cozida ou torrada, sendo esta última a forma mais apreciada (SILVA & FERNANDES, 2011; BRASIL, 2015).



Figura 5 – Semente da *S. striata*: a) íntegra; b) casca mais externa; c) casca intermediária; d) amêndoa.

Fonte: Autora.

2.5.1 Estudos sobre a composição química da *S. striata*

Alguns estudos já foram realizados com a amêndoa da *S. striata*. Resultados sobre a composição centesimal, características físico-químicas do óleo, perfil de aminoácidos e a presença de fatores antinutricionais podem ser encontrados na literatura (OLIVEIRA et al., 2000; AUED-PIMENTEL et al., 2004; DINIZ et al., 2008; SILVA et al., 2008; SILVA, 2009; SILVA & FERNANDES, 2011). Na tabela 3 está descrita a composição nutricional das amêndoas da *S. striata*, segundo diferentes autores.

Tabela 3 – Composição nutricional de amêndoas de *S. striata in natura* por diferentes estudos

Nutrientes	Oliveira et al., 2000	Carvalho et al., 2008	Diniz et al., 2008	Silva et al., 2008	Silva, 2009	Silva & Fernandes, 2011	Rocha et al., 2013
Energia (Kcal)	-	-	-	421,0	388,5	437,6	472,1
Umidade (%)	11,4	6,6	11,0	6,9	6,9	6,0	8,4
Proteína (g)	22,5	17,4	17,9	19,5	16,9	20,7	13,8
Lipídeos (g)	28,6	27,7	25,8	21,1	25,7	25,1	23,7
Carboidrato (g)	45,8	45,1	41,7	38,1	22,3	44,3	50,9
Fibra alimentar (g)	Nq	Nq	Nq	10,2	Nq	12,3	Nq
Cinzas (g)	3,0	3,2	3,4	3,8	3,4	3,6	3,1
Cálcio (mg)	Nq	Nq	Nq	116,7	Nq	Nq	Nq
Zinco (mg)	Nq	Nq	Nq	2,3	3,07	Nq	Nq
Ferro (mg)	Nq	Nq	Nq	8,4	Nq	Nq	Nq
Fósforo (mg)	Nq	Nq	Nq	Nq	1096,0	Nq	Nq
Cobre (mg)	Nq	Nq	Nq	Nq	3,40	Nq	Nq
Manganês (mg)	Nq	Nq	Nq	Nq	3,00	Nq	Nq
Local de coleta	CE	PI	PI	GO	PI	PI	PI

Nq = não quantificado.

Os resultados dos estudos apresentados na tabela mostram que as amêndoas da *S. striata* são boas fontes de energia, proteína, carboidratos e lipídeos. O teor de proteína nas amêndoas da *S. striata* é também maior que o teor de proteína presente na castanha do Brasil, *Bertholletia excelsa* (14,5g/100g) e na noz, *Juglans regia* (14,0g/100g) (TACO, 2011). Fibras, ferro, fósforo e cobre são também encontrados em maiores quantidade nas amêndoas da *S. striata* quando comparadas à *A. hypogaea*, à castanha do Brasil e à noz. O cálcio, da mesma forma, está presente em uma quantidade mais elevada na *S. striata*, do que na *A. hypogaea* e na noz, *Juglans regia* (TACO, 2011).

Silva et al. (2008) realizaram a caracterização química de 11 diferentes frutos nativos do cerrado, dentre eles a *S. striata*. Sua amêndoa apresentou o maior teor de proteínas, lipídeos, carboidratos e dos minerais zinco e ferro, dentre todas as amostras. O teor de fibra e de cálcio nas amêndoas da *S. striata* foi inferior apenas aos teores obtidos para a macaúba.

Alguns autores avaliaram a presença de antinutrientes como, taninos, inibidor de tripsina, inibidor de amilase, lectina e fitatos nas amêndoas da *S. striata*. Apenas os fitatos foram

detectados, e o processo de torrefação foi capaz de reduzir o conteúdo à metade (OLIVEIRA et al., 2000; SILVA & FERNANDES, 2011).

O controle da atividade das enzimas polifenoloxidase e peroxidase é de grande importância na tecnologia de alimentos. Estas enzimas ocasionam a oxidação de compostos fenólicos, sendo responsáveis pelo escurecimento de frutas e vegetais e seus produtos processados (DAIUTO & VIEITES, 2008). Silva & Fernandes (2011) avaliaram a presença de ambas as enzimas nas amêndoas da *S. striata* e nenhuma das duas foi detectada. Este resultado indica que, provavelmente, as amêndoas não apresentarão alterações relacionadas ao escurecimento enzimático durante sua manipulação.

Com relação ao perfil de aminoácidos, Silva (2009) encontrou em amêndoas da *S. striata* aminoácidos essenciais, em quantidades superiores aos recomendados em situações de crescimento como a gestação, lactação e a infância. Estes aminoácidos foram valina, isoleucina, lisina e fenilalanina/tirosina. Como aminoácidos limitantes foram encontrados os seguintes resultados: histidina, em primeiro lugar, seguida da metionina/cisteína, leucina e treonina. Oliveira et al. (2000) encontraram a histidina como aminoácido limitante para os grupos de crianças de 2 a 5 e 10 a 12 anos e fenilalanina/tirosina, limitante apenas para o primeiro grupo. Estes resultados são esperados considerando que as proteínas vegetais apresentam limitações na composição de aminoácidos essenciais.

O óleo obtido das amêndoas da *S. striata* apresenta predominância de ácidos graxos monoinsaturados, principalmente o ácido oléico. Além disto, o óleo do chichá é fonte dos ácidos graxos essenciais linoléico e linolênico (SILVA & FERNANDES, 2011). Os MUFAs são capazes de aumentar o colesterol HDL, que auxilia na redução de triglicerídeos no sangue, contribuindo, conseqüentemente, para a prevenção de doenças cardiovasculares (LUNN & THEOBALD, 2006; SCHWINGSHACKL & HOFFMANN, 2014). Chaves et al. (2004), avaliando o óleo obtido das amêndoas de *S. striata* encontraram índices de refração, saponificação e de iodo próximos à faixa do azeite de oliva, e índice de acidez dentro dos limites para os óleos brutos.

Alguns estudos detectaram a presença de ácidos graxos ciclopropenóides, como os ácidos malvático e estercúlico no óleo da *S. striata*. Aos ácidos graxos ciclopropenóides são atribuídos efeitos benéficos como redução da massa corporal, melhoria da tolerância à glicose e da inflamação hepática, e redução nos níveis séricos de adiponectina, triglicerídeos e na pressão arterial. Alguns estudos também descrevem toxicidade em animais, como hipercolesterolemia em hamsters, danos ao fígado e efeitos cancerígenos em ratos

(HERRERA-MEZA et al., 2017). Segundo Silva (2009), os efeitos destes ácidos graxos são dependentes da dose ingerida e da estrutura química, como por exemplo se estão na forma livre ou na forma de éster. Por outro lado, Aued-Pimentel et al. (2004) relatam que os ácidos graxos ciclopropenóides são compostos lábeis e, portanto, são destruídos pelo aquecimento e em meios ácidos. Desse modo, eles são eliminados durante o processo de refino e, provavelmente, durante o processo de torrefação (AUED-PIMENTEL et al., 2004; DINIZ et al., 2008).

Apesar de contar com os vários estudos descritos, nenhum estudo descreve a composição em substâncias fenólicas nas amêndoas da *S. striata*. Neste estudo, o perfil das substâncias fenólicas presentes na *S. striata* foi determinado por métodos cromatográficos. Além disso, foi determinado o perfil de ácidos graxos de seu óleo e avaliada a bioacessibilidade dos lipídios e dos fenólicos totais.

2.6 *Arachis hypogaea* L. (amendoim)

A *A. hypogaea*, de nome popular amendoim, é uma planta nativa do Brasil e de outros países da América do Sul, e pertence à família Fabaceae. Esta espécie está presente em todos os domínios fitogeográficos brasileiros (VALLS, 2015). China, Índia e Estados Unidos (EUA) são responsáveis por 2/3 da produção mundial de *A. hypogaea*, e em 2012, o comércio de *A. hypogaea* pelos EUA atingiu o valor de 2,3 bilhões de dólares (YUANYUAN et al., 2014).

Além de proteínas, gorduras e fibras que são os principais componentes dos amendoins, estes apresentam inúmeros outros compostos benéficos à saúde, sendo considerado, por alguns autores, um alimento funcional (ARYA et al., 2016).

A tabela 4 apresenta a composição nutricional do amendoim e sua comparação com a composição do chichá.

Tabela 4 – Comparação da composição nutricional da *A. hypogaea* e da *S. striata*

Componente	<i>A. hypogaea</i>	<i>S. striata</i>
Umidade (%)	6,4	6,9
Energia (Kcal)	544,0	421,0
Proteína (g)	27,2	19,5
Lipídeos (g)	43,9	21,1
Carboidrato (g)	20,3	38,1
Fibra (g)	8,0	10,2
Cinzas (g)	2,2	3,8
Magnésio (mg)	171,0	-
Manganês (mg)	1,96	3,0
Fósforo (mg)	407,0	1096,0
Ferro (mg)	2,5	8,4
Potássio (mg)	580,0	-
Cobre (mg)	0,78	3,4
Zinco (mg)	3,2	2,3
Tiamina (mg)	0,1	-
Riboflavina (mg)	0,1	-
Piridoxina (mg)	0,8	-
Niacina(mg)	10,2	-

Fonte: SILVA et al., 2008; SILVA, 2009; TACO, 2011.

Entre as substâncias importantes, que fazem com que o amendoim seja considerado um alimento funcional está o resveratrol (3,5,4'-trihidroxiestilbeno) (ARYA et al., 2016). Ele pertence a uma classe de compostos polifenólicos chamados estilbenos. Dentre os benefícios do resveratrol pode-se citar atividade protetora contra o câncer (GAGLIANO et al., 2010), doença cardíaca (JUAN et al., 2002), Alzheimer (CHEN, 2005), e em situações de inflamação crônica, como a obesidade (KANG et al., 2010). O resveratrol também melhora o fluxo sanguíneo no cérebro, reduzindo o risco de acidente vascular cerebral (NABAVI et al., 2014).

Outra substância importante é a arginina, aminoácido semi-essencial, importante para o funcionamento do fígado, pele, articulações e músculos. Apesar do corpo humano produzir este aminoácido, sua suplementação é indicada em situações específicas como o tratamento de feridas. Estudos recentes se concentraram no potencial da arginina no tratamento de AIDS, câncer e outras doenças associadas a um sistema imunológico deprimido (ARYA et al., 2016).

Por ser precursora do óxido nítrico, a arginina mantém as artérias relaxadas, melhorando o fluxo sanguíneo (MONCADA & HIGGS, 1993).

Os fitoesteróis são compostos de comum ocorrência nas plantas e também estão presentes na *A. hypogaea*. Devido a sua semelhança estrutural com o colesterol, os fitoesteróis competem com o colesterol pela absorção no sistema digestivo, melhorando os perfis de lipídeos séricos e reduzindo o risco de doenças cardiovasculares (LOPES et al., 2011; ARYA et al., 2016). Evidências científicas mostram que os fitoesteróis também diminuem a inflamação e reduzem o crescimento de alguns tipos de câncer, como o de pulmão, estômago, ovário, próstata, cólon e mama (WOYENGO et al., 2009).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Materiais

3.1.1 Equipamentos

- Agitador orbital (Kasvi, K40-3020)
- Balança analítica (Shimadzu, AUX220)
- Banho maria (Fanem, modelo 100)
- Bomba de vácuo (Heidolph)
- Centrífuga (Fanem, 204 – NR)
- Centrífuga (Excelsa, II 206BL)
- Cromatógrafo a gás CG/FID (Agilent, HP7820A)
- Cromatógrafo líquido CLAE/DAD (Shimadzu, Proeminence)
- Espectrofotômetro (Micronal, AJX 1900)
- Estufa (Nova Ética, 403/3 N)
- Estufa para secagem de plantas (SOC. FABBE LTDA)
- Forno elétrico (Marca Philips Walita - Modelo Microchef luxo)
- Forno microondas doméstico (Panasonic, NN-ST254W)
- Mini centrífuga (Centrilab, cod 8011154V)
- Rotavapor (Heidolph)
- Vórtex (Phoenix, AP)

3.1.2 Reagentes e Solventes

- ABTS (Sigma-Aldrich, SLBP8174V)
- Acetato de etila P.A. ACS (Synth, A1010)

- Acetona P.A. ACS (Synth, A1017.01.BJ)
- Acetonitrila (Tedia, AS1122-001)
- Ácido clorídrico (Synth, A1028.01.BJ)
- Ácido fórmico P.A. 85% (CAS 64-18-6)
- Álcool etílico absoluto (Tedia, ER0515-001)
- Álcool metílico P.A. – ACS (Vetec, cod 102)
- α -amilase (Sigma-Aldrich, SLBM2655V)
- Bicarbonato de amônio P.A. (Synth, B10009.01.AG)
- Bicarbonato de sódio (Merck, 6329)
- Bile (Sigma-Aldrich, SLBQ0559V)
- Cloreto de cálcio dihidratado 98-99% (Inlab, lote 842925)
- Cloreto férrico (Merck, No. CAS: 10025-77-1)
- Cloreto de magnésio P.A. ACS (Êxodo Científica, cod CM09332RA)
- Cloreto de potássio P.A. (Alphatec, lote 21052)
- Cloreto de sódio P.A. - ACS (Alphatec, lote 20862)
- DPPH (Sigma-Aldrich, STBG8547)
- Folin-Ciocalteu (Sigma-Aldrich, S00427)
- Fosfato de potássio Monobásico P.A. (Vetec, cod 225)
- Hexano (Sigma-Aldrich, MKBQ2287V)
- Hidróxido de potássio P.A. (Reagem, 10108)
- Pancreatina (MP, LOT NO. Q5508)
- Pepsina (Dinâmica, lote 84592)
- Persulfato de Potássio (Vetec, cod 313)
- Sulfato ferroso (Química Moderna, 03621)
- TPTZ (Sigma-Aldrich, BCBR8510V)
- Trolox (Sigma-Aldrich, BCBF4547V)

3.1.3 Padrões Analíticos

- Ácido cafeico (Sigma-Aldrich, SLBB5479V)
- Ácido gálico (Sigma-Aldrich, 021M0035V)
- Ácido gálico (Neon Comercial LTDA, lote 7638)
- Ácidos graxos metilados (Supelco37 Fame mix, cat no 47885-U)
- Catequina (Sigma-Aldrich, BCBP5476V)
- Epicatequina (Sigma-Aldrich, BCBH5714V)
- Quercetina (Sigma-Aldrich, SLBD8415V)
- Rutina (Sigma-Aldrich, BCBH63231)

3.1.4 Outros materiais

- Coluna SUPELCOWAX-10 (15m x 0,2mm x 0,2 μ m)
- Coluna VP-ODS (250mm x 4,6mm; 5 μ m)
- Micropipeta volume variável 100-1000 μ l (Peguepet)
- Micropipeta volume variável 20-200 μ l (High Tech Lab)
- Pipeta automática 1000-10000 μ l (Transferpette)

3.2 Métodos

3.2.1 Obtenção do material botânico

Amostras da *S. striata* foram coletadas em Januária (MG), em setembro de 2016. A identificação taxonômica foi confirmada pela botânica Dra. Juliana de Paula-Souza da Universidade Federal de São João Del Rei, Campus Sete Lagoas.

Frutos da *A. hypogaea* foram adquiridos no mercado popular de Januária, no mês de abril de 2017.

Amostras testemunha foram armazenadas no Banco de Dados e Amostras de Plantas Aromáticas, Medicinais e Tóxicas (DATAPLAMT), do Museu de História Natural e Jardim Botânico da Universidade Federal de Minas Gerais (MHNJB – UFMG).

3.2.2 Preparação das amostras

As análises foram realizadas com amostras *in natura* e torradas de cada planta, as quais foram nomeadas da seguinte forma: Chichá *in natura* (CHNat); Chichá torrado (CHTor); Amendoim *in natura* (AMNat) e Amendoim torrado (AMTor).

3.2.2.1 Secagem e acondicionamento

As sementes frescas da *S. striata* foram secadas em estufa a 35 °C, durante quatro dias. Este procedimento foi realizado somente para a *S. striata*, considerando que a *A. hypogaea* já foi adquirida seca.

Após a secagem, as sementes da *S. striata* foram armazenadas em frascos de vidro, em local seco, arejado, à temperatura de aproximadamente 16 °C. A *A. hypogaea* foi armazenada nas mesmas condições.

3.2.2.2 Torrefação e moagem

A torrefação das amostras foi realizada de acordo com a metodologia descrita por Craft et al. (2010), com modificações. Foi utilizada a mesma temperatura, porém o tempo foi alterado para que se atingissem as características sensoriais adequadas ao consumo.

Primeiramente, as sementes da *S. striata* foram descascadas para obtenção das amêndoas. As amêndoas de chichá e os amendoins (com pele) foram assados em forno elétrico, a $190 \pm 2,0$ °C, durante 8 minutos. A moagem foi realizada em almofariz.

3.2.3 Determinação do perfil de ácidos fenólicos e flavonoides por CLAE/DAD

Os extratos utilizados para a determinação do perfil de ácidos fenólicos e flavonoides foram obtidos da seguinte maneira: as amostras trituradas de *S. striata* e *A. hypogaea* foram primeiramente extraídas com hexano, para remoção das substâncias lipofílicas. O solvente foi mantido em contato com as amostras durante 60 minutos com agitação frequente e, após este tempo, foi recolhido. Este procedimento foi realizado três vezes. Após este processo, os líquidos provenientes das extrações foram descartados. Posteriormente, as amostras foram extraídas com acetato de etila, nas mesmas condições. Os líquidos provenientes das extrações foram secados em temperatura ambiente até obtenção dos extratos secos.

Os perfis cromatográficos foram obtidos no Laboratório de Plantas Medicinais e Aromáticas do Instituto de Ciências Agrárias da UFMG. Foi usado um Cromatográfico Líquido de Alta Eficiência, com Detector de Arranjo de Diodos, marca Shimadzu, modelo Proeminence.

As condições de análise seguiram a metodologia descrita por Oliveira et al. (2018), com modificações. Foi utilizada Coluna VP-ODS (250mm x 4,6mm; 5 μ m), com temperatura do forno à 30 °C.

Foram preparadas duas fases móveis, denominadas fase A: solução aquosa de ácido fórmico 0,3% (v/v) e fase B: solução acetonitrila:água:ácido fórmico a 1:1:0,3% (v/v). Todas as amostras analisadas foram previamente solubilizadas em metanol e filtradas através de um filtro de seringa de fluoreto de polivinilideno (PVDF), de 0,45 μ m. O volume injetado foi de 10 μ L.

O gradiente utilizado nas análises foi o seguinte: concentração de 2% da fase B de 0 a 5 min; concentração da fase B de 2% em 5 min a 10% em 15 min; concentração da fase B de 10% em 15 min a 80% em 75 min; concentração da fase B de 80% em 75 min a 2% em 85 min; eluição isocrática de 2% da fase B de 85 a 90 min.

A identificação dos picos foi feita por comparação dos tempos de retenção (T_R) e os espectros no ultravioleta apresentados pelos padrões de referência, analisados anteriormente.

3.2.4 Quantificação do teor total de óleo e determinação do perfil de ácidos graxos por CG/FID

Os extratos utilizados para a quantificação do teor total de óleo e determinação do perfil de ácidos graxos, foram obtidos através da percolação a frio, de acordo com metodologia descrita por Mollica et al. (2013). As amostras moídas foram percoladas em funil de separação, até exaustão, com hexano, para extração de componentes de baixa polaridade, como óleos e gorduras, óleos essenciais e triterpenos. Após este processo, os líquidos foram concentrados à vácuo a 45 °C, até obtenção de um óleo. A quantificação do teor total foi determinada por pesagem.

Os perfis cromatográficos foram obtidos no Laboratório de Cromatografia no Departamento de Química da UFMG, em um Cromatógrafo a Gás equipado com detector por ionização de chamas. Foi utilizado o programa de aquisição de dados EZChrom Elite Compact. Utilizou-se uma coluna SUPELCOWAX-10 (15m x 0,2mm x 0,2µm) com gradiente de temperatura: 100 °C, 0min, 10 °C/min até 240 °C; injetor (split de 1/20) a 240 °C e detector a 250 °C. Hidrogênio foi utilizado como gás de arraste (4.0 ml/min) e o volume de injeção foi de 1 µL. A identificação dos picos foi feita por comparação com padrões de ácidos graxos metilados Supelco37 Fame mix.

Os extratos foram submetidos à hidrólise e metilação de óleos da seguinte forma: dissolveu-se, em tubo criogênico de 2 mL, aproximadamente 10 mg da amostra de óleo em 100 µL de uma solução de etanol (95%) / hidróxido de potássio 1 mol/L (5%). Após agitação em vórtex por 10 segundos, o óleo foi hidrolisado em um forno de microondas doméstico, à potência 60% (420W), durante 6 minutos. Após resfriamento, adicionou-se 400 µL de ácido clorídrico a 20%, uma ponta de espátula de NaCl (~20mg) e 600 µL de acetato de etila. Após agitação em vórtex por 10 segundos, e repouso por 5 minutos, uma alíquota de 300 µL da camada orgânica foi retirada, colocada em tubos de microcentrifuga e seco por evaporação, obtendo-se assim os ácidos graxos livres. Posteriormente, os ácidos graxos livres foram metilados com 100 µL de BF₃ / metanol (14%) por aquecimento, durante 10 minutos, em banho de água a 60 °C. Os ácidos graxos metilados foram extraídos com 500 µL de hexano e analisados por Cromatografia Gasosa.

3.2.5 Quantificação de compostos fenólicos totais por espectrofotometria

As amostras foram extraídas conforme metodologia descrita por Rufino et al. (2006). Amostras das plantas moídas (CHNat, CHTor, AMNat e AMTor) foram pesadas separadamente e transferidas para tubos falcons de 15 mL. Adicionou-se metanol 50% em água. Os tubos foram homogeneizados e deixados em repouso por 60 minutos, à temperatura ambiente. Após este tempo, os tubos foram centrifugados por 15 minutos, e os sobrenadantes foram transferidos para balões volumétricos de 5 mL.

Aos resíduos resultantes da centrifugação adicionou-se acetona 70% em água. Os tubos foram novamente homogeneizados e mantidos em repouso por mais 60 minutos, à temperatura ambiente. Ao final deste tempo, os tubos foram centrifugados novamente durante 15 minutos. Os sobrenadantes foram recolhidos e transferidos para seus respectivos balões volumétricos, e o volume foi completado com água destilada.

A figura 6 representa o esquema utilizado para a extração.

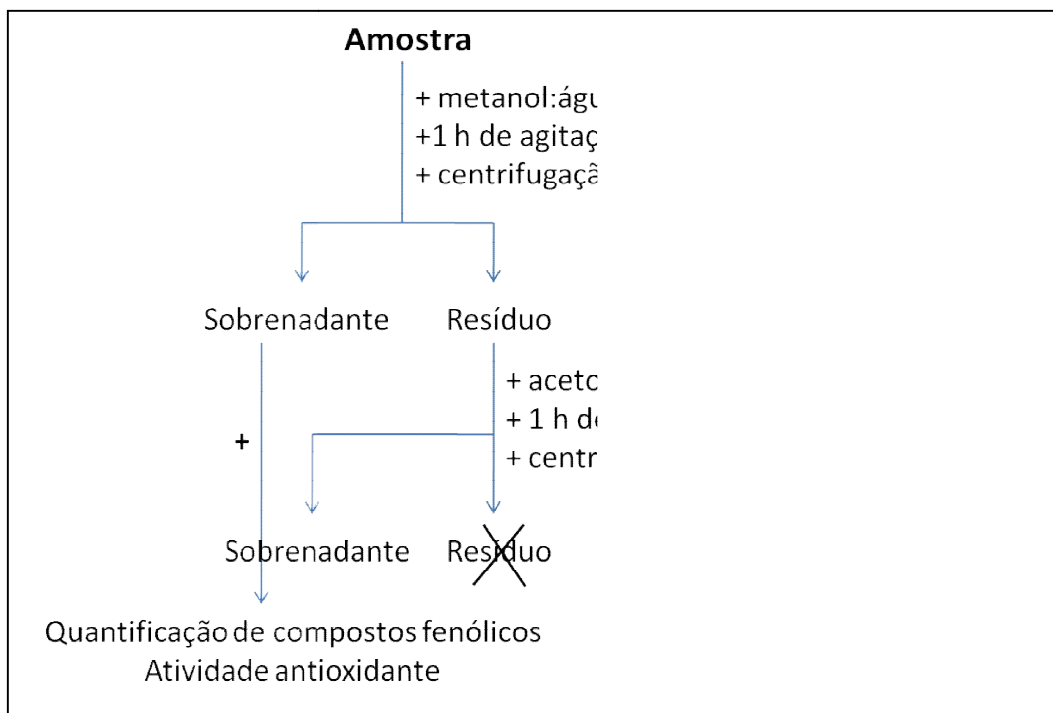


Figura 6 - Obtenção dos extratos para as análises por espectrofotometria.

O conteúdo total de polifenóis foi determinado utilizando o ensaio Folin-Ciocalteu, conforme a metodologia proposta por Singleton et al. (1999). Tal método fundamenta-se na redução do ácido fosfomolibdico-fosfotúngstico pelas hidroxilas fenólicas, produzindo um complexo de coloração azul, que é medido pela absorção a 760 nm. O carbonato de sódio é adicionado à solução para mantê-la alcalina, favorecendo a formação de fenolato. O teor de polifenóis totais foi determinado utilizando três concentrações diferentes de extrato, sendo os testes realizados em triplicata. As concentrações foram determinadas considerando a faixa de absorbância obtida para o padrão de ácido gálico, de modo que, os valores de absorbância encontrados para as três diluições ficassem dentro desta faixa.

3.2.6 Determinação da atividade antioxidante

Os extratos usados para a determinação das atividades antioxidantes foram preparados conforme detalhado no item 3.2.5.

3.2.6.1 Determinação da atividade antioxidante pelo método ABTS

A capacidade antioxidante pelo método ABTS foi determinada conforme metodologia descrita por Rufino et al. (2007a). Primeiramente, o radical ABTS foi preparado a partir da reação da solução estoque de ABTS com a solução de persulfato de potássio. A mistura foi mantida no escuro, à temperatura ambiente, por 16 horas. Após este tempo, 1 mL desta mistura foi diluída em álcool etílico até atingir uma absorbância de $0,70 \pm 0,05$ nm a 734 nm.

Para a determinação da curva padrão, foram preparadas cinco soluções diferentes do padrão trolox (100 μ M, 500 μ M, 1.000 μ M, 1.500 μ M e 2.000 μ M). Em seguida, transferiu-se uma alíquota de 30 μ L de cada solução de trolox para tubos falcons, misturou com 3,0 mL da solução do radical ABTS e homogeneizou em agitador tipo vórtex. A leitura das absorbâncias foi realizada a 734 nm após 6 minutos, e álcool etílico foi utilizado como branco. Para calcular a equação da reta referente à curva de trolox, as concentrações foram plotadas no eixo X e as respectivas absorbâncias no eixo Y. A partir da equação da reta, calculou-se a absorbância referente a 1.000 μ M de trolox, pela equação 1:

$$y = - ax = b \quad (\text{Equação 1})$$

Onde:

x = 1.000 μM do trolox

y = absorvância correspondente a 1.000 μM de trolox

Conforme mencionado no item 3.2.5, foram preparadas três diluições diferentes de extratos, e as leituras foram realizadas em triplicada. Em ambiente escuro foi transferido uma alíquota de 30 μL de cada diluição do extrato para tubos falcons com 3,0 mL do radical ABTS e homogeneizado em agitador tipo vórtex. Do mesmo modo, as leituras foram realizadas a 734 nm após 6 minutos da mistura, utilizando o álcool etílico como branco.

A partir das absorvâncias obtidas das diferentes diluições dos extratos, a absorvância foi plotada no eixo Y e a diluição (mg/L) no eixo X e determinada a equação da reta. Para calcular a atividade antioxidante, substituiu-se na equação da reta a absorvância equivalente a 1.000 μM do padrão trolox (equação 1) pelo y. O valor obtido para o termo x correspondeu à diluição da amostra (mg/L) equivalente a 1.000 μM de trolox, que foi calculado pela equação 2:

$$y = - ax + b \quad (\text{Equação 2})$$

Onde:

y = absorvância correspondente a 1.000 μM de trolox (equação 1)

x = diluição da amostra (mg/L) equivalente a 1.000 μM de trolox

Este resultado foi então dividido por 1.000 para encontrar o valor em g. O resultado final foi encontrado pela divisão de 1.000 (μM) pelo valor de X(g) e multiplicado por 1(g) e expresso em μM trolox/g de amostra (porção comestível), conforme a equação 3:

$$Z = \frac{X(g) - x / 1.000}{1.000 / x(g).1} \quad (\text{Equação 3})$$

3.2.6.2 Determinação da atividade antioxidante pelo método DPPH

A capacidade antioxidante pelo método DPPH foi determinada conforme metodologia descrita por Rufino et al. (2007b). A partir dos extratos obtidos de *S. striata* e *A. hypogaea*, *in natura* e torrados, foram preparadas três diluições diferentes em triplicada. Em ambiente escuro foi transferida uma alíquota de 0,1 mL de cada diluição dos extratos para tubos falcons com 3,9 mL do radical DPPH e homogeneizados em agitador tipo vórtex. Foi utilizado solução controle de álcool metílico, acetona e água, preparada nas mesmas condições dos extratos.

A calibração do espectrofotômetro foi realizada utilizando álcool metílico como branco. As leituras foram realizadas na absorvância de 515 nm e monitoradas a cada minuto, observando sua redução até a estabilização.

Para a obtenção da curva de calibração, foram preparadas seis soluções de DPPH de concentrações diferentes (10 μM , 20 μM , 30 μM , 40 μM , 50 μM e 60 μM) e suas leituras foram realizadas nas mesmas condições das amostras. No eixo X foram plotadas as concentrações de DPPH e no eixo Y as respectivas absorvâncias.

Após a leitura da solução controle, substituiu-se na equação 4, o valor correspondente a metade da absorvância inicial do controle pelo y da equação para encontrar o consumo em μM de DPPH, da seguinte forma:

$$y = ax - b \quad (\text{Equação 4})$$

Onde:

y = absorvância inicial do controle / 2

x = resultado em μM de DPPH

Em seguida, para converter para g DPPH, utilizou-se o cálculo abaixo:

$$\text{g DPPH} = (\mu\text{M DPPH} / 1.000.000) * 394,3 \text{ (peso molecular do DPPH)} \quad (\text{Equação 5})$$

A partir das absorvâncias obtidas das três diferentes diluições dos extratos, construiu-se uma curva de calibração. Para a determinação da equação da reta, foram plotados os valores de absorvância no eixo Y e a diluição (mg/L) no eixo X. Para o cálculo da atividade antioxidante, substituiu-se a absorvância equivalente a 50% da concentração do DPPH pelo y da equação da reta e foi encontrado o resultado que corresponde à amostra necessária para reduzir em 50% a concentração inicial do radical DPPH, conforme mostrado abaixo, na equação 6:

$$y = - ax + b \quad (\text{Equação 6})$$

Onde:

y = absorvância inicial do controle / 2

x = EC₅₀ (mg/L)

O resultado (mg/L) encontrado na equação 6 foi dividido por 1.000 para ter o valor em grama e, em seguida, foi dividido pelo valor encontrado em g DPPH (equação 4) para obter o resultado final (equação 7) que é expresso em g de amostra (porção comestível)/g de DPPH, da seguinte forma:

$$\text{g fruta / g DPPH} = (\text{EC}_{50} \text{ (mg/L)} / 1.000 \cdot 1) / \text{g DPPH} \quad (\text{Equação 7})$$

3.2.6.3 Determinação da atividade antioxidante pelo método FRAP

A capacidade antioxidante pelo método FRAP foi determinada conforme metodologia descrita por Rufino et al. (2006). O reagente FRAP foi obtido a partir da combinação de tampão acetato 0,3 M, solução de TPTZ 10 mM e de uma solução aquosa de cloreto férrico 20 mM.

Foi construída uma curva padrão de sulfato ferroso a partir de soluções nas concentrações de 500 µM, 1.000 µM, 1.500 µM, 2.000 µM. Em ambiente escuro transferiu-se um alíquota de

90 μL de cada solução de sulfato ferroso para tubos falcons, aos quais foram acrescentados 270 μL de água destilada e 2,7 mL do reagente FRAP. Os tubos foram homogeneizados em agitador tipo vórtex e mantidos em banho de água a 37 °C, durante 30 minutos. Após este tempo, as leituras das absorvâncias foram realizadas a 595 nm e o reagente FRAP foi utilizado como branco.

Para o cálculo da equação da reta do padrão sulfato ferroso as concentrações (mM) foram plotadas no eixo X, e as respectivas absorvâncias no eixo Y. A partir desta equação, calculou-se a absorvância referente a 1000 mM de sulfato ferroso, de acordo com a equação 8:

$$y = ax + b \quad (\text{Equação 8})$$

Onde:

x = 1.000 μM de sulfato ferroso

y = absorvância correspondente a 1.000 μM de sulfato ferroso

A partir dos extratos das plantas, foram preparadas três diluições diferentes e as leituras foram realizadas em triplicata. Em ambiente escuro foi transferida uma alíquota de 90 μL de cada diluição dos extratos para tubos falcons, aos quais se acrescentou 270 μL de água destilada e 2,7 mL do reagente FRAP. Os tubos foram homogeneizados em agitador tipo vórtex e mantidos em banho de água a 37 °C por 30 minutos. Após este tempo, foram realizadas as leituras das absorvâncias a 595 nm, utilizando o reagente FRAP como branco. Para a determinação da equação da reta, as absorvâncias obtidas das diferentes diluições dos extratos foram plotadas no eixo Y e as diluições (mg/L) no eixo X.

Para calcular a atividade antioxidante, substituiu-se na equação da reta das amostras, a absorvância equivalente a 1.000 μM do padrão sulfato ferroso (equação 8). O valor obtido para o termo x correspondeu à diluição da amostra (mg/L) equivalente a 1.000 μM de sulfato ferroso, conforme mostrado na equação 9:

$$Y = ax + b \quad (\text{Equação 9})$$

Onde:

Y = absorvância correspondente a 1.000 μM de sulfato ferroso

X = diluição da amostra (mg/L) equivalente a 1.000 μM de sulfato ferroso

O resultado encontrado na equação 9 foi então dividido por 1.000 para ter o valor em grama. O resultado final (equação 10) foi encontrado pela divisão de 1.000 (μM) pelo valor de X(g) e multiplicado por 1(g) e é expresso em μM sulfato ferroso/g de amostra (porção comestível), conforme a equação 10:

$$x(g) = x / 1.000$$

$$z = 1.000 / x(g).1 \quad (\text{Equação 10})$$

3.2.7 Digestão *in vitro*

A metodologia utilizada foi baseada no protocolo desenvolvido por Minekus et al. (2014). Este método simula a digestão, imitando as condições fisiológicas *in vivo* e inclui as fases oral, gástrica e do intestino delgado.

Primeiramente, foram preparados os fluidos da digestão simulada, específicos a cada etapa do processo, denominados fluido salivar simulado (FSS), fluido gástrico simulado (FGS) e fluido intestinal simulado (FIS). Estes fluidos são constituídos por concentrações recomendadas de eletrólitos, baseadas em dados humanos. As composições dos três fluidos estão apresentadas na tabela 5.

Tabela 5 – Concentração de eletrólitos nos fluidos salivar simulado (FSS), fluido gástrico simulado (FGS) e fluido intestinal simulado (FIS)

Constituintes	FSS	FGS	FIS
KCl (g)	0,563	0,257	0,253
KH ₂ PO ₄ (g)	0,252	0,061	0,054
NaHCO ₃ (g)	0,571	1,050	3,570
NaCl (g)	-	1,380	1,123
MgCl ₂ (H ₂ O) ₆ (g)	0,015	0,010	0,033
NH ₄ HCO ₃ (g)	0,009	0,037	-
CaCl ₂ (H ₂ O) ₂ (g)	0,110	0,011	0,044
Para ajuste de pH			
NaOH 1M	q.s.p.*	q.s.p.*	q.s.p.*
HCl 1 M	q.s.p.*	q.s.p.*	q.s.p.*
Volume final (mL)	500	500	500
pH	6,5 ± 0,1	3,0 ± 0,1	7,0 ± 0,1

*q.s.p.

Fonte: MINEKUS et al., 2014.

Cada constituinte foi pesado separadamente, diluído em água, e vertidos em balão volumétrico de 500 mL. O volume foi completado com água destilada e o pH de cada solução foi ajustado com soluções de NaOH 1 M e HCl 1 M, até o valor descrito na tabela 5.

As amostras de CHNat, CHTor, AMNat e AMTor foram trituradas e tamisadas (25 mesh) para homogeneização das partículas. Inicialmente, foram realizados testes para verificar a proporção de mistura de amostra com o FSS. Esta proporção deve ser definida para obtenção de uma textura pastosa, semelhante à obtida durante a mastigação (MINEKUS et al., 2014). Chegou-se nos valores de 11g de amostra para 4 mL de FSS. A pasta obtida desta mistura foi então dividida em 3 tubos falcons de 50 mL (aproximadamente 5g em cada) para realização do ensaio de digestão.

Cada fase da digestão é caracterizada pela presença de enzimas específicas: α -amilase na fase oral, pepsina na fase gástrica e bile e pancreatina na fase intestinal. As enzimas foram preparadas previamente, diluindo-as nas soluções específicas a cada etapa do processo, conforme demonstrado na tabela 6. A quantidade de cada enzima foi definida para se atingir a concentração final determinada (MINEKUS et al., 2014). Depois de diluídas, procedeu-se da seguinte forma para cada enzima: (i) a α -amilase foi colocada na estufa até sua utilização; (ii)

a pepsina foi mantida em gelo; (iii) a bile foi agitada em vórtex durante 10 minutos e (iv) a pancreatina foi centrifugada por 20 minutos, sendo o sobrenadante recolhido.

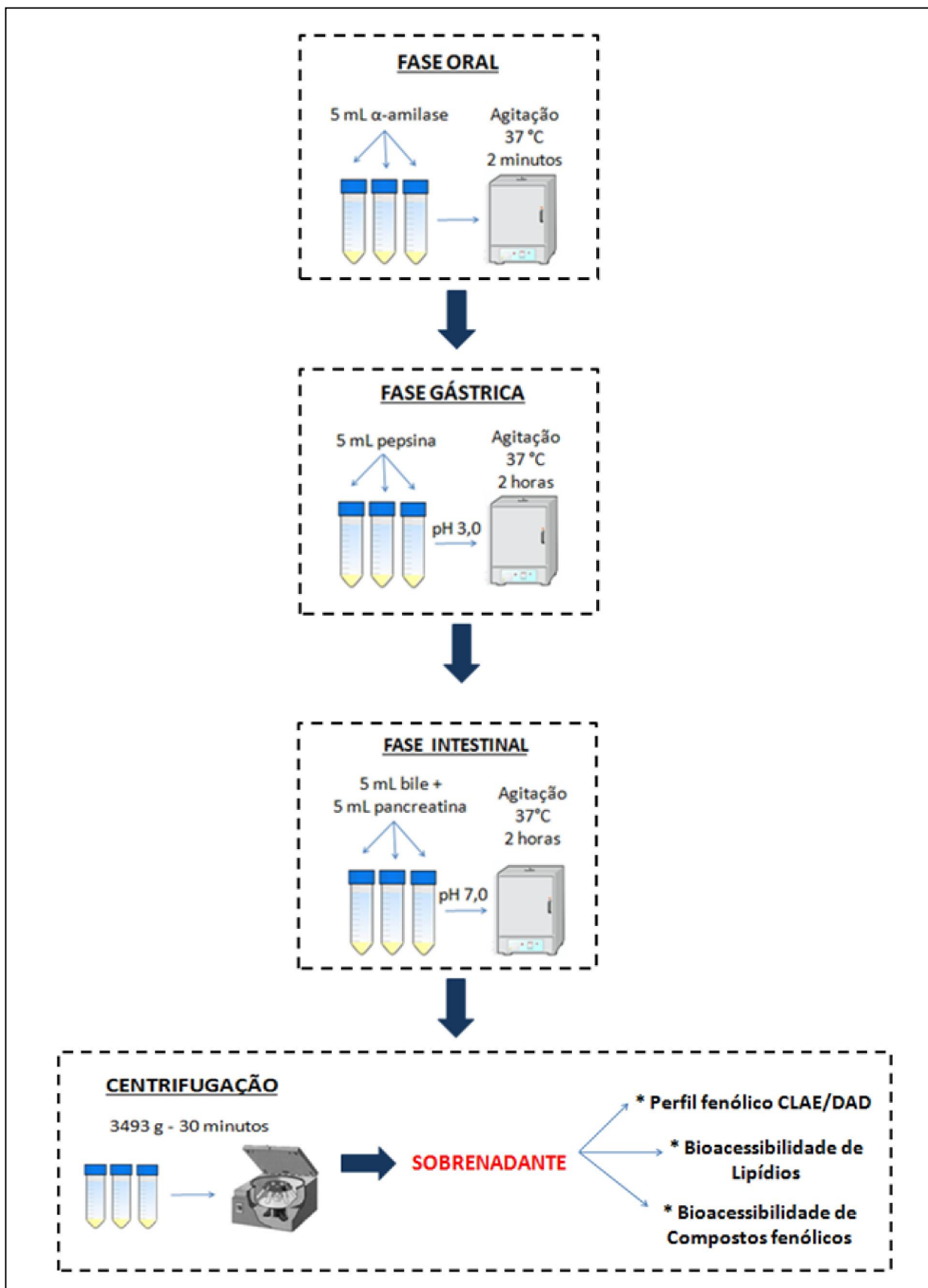
Tabela 6 – Preparação das enzimas utilizadas na digestão

Enzimas	Quantidade (g)	Fluido / volume (mL)	Concentração final
α -amilase	0,43	50 mL FSS	75 U/mL
Pepsina	0,38	50 mL FGS	2000 U/mL
Bile	1,61	50 mL FIS	100 U/mL
Pancreatina	6,25	55 mL FIS	10 mmol/mL

Para simular a fase oral, foram adicionados 5 mL da solução de α -amilase a cada tubo contendo as amostras de *S. striata* e *A. hypogaea*. Os tubos foram então incubados em estufa a $37 \pm 1,0$ °C, durante dois minutos, sob agitação. Após os dois minutos, iniciou-se a fase gástrica com a adição de 5 mL da solução de pepsina. O pH das amostras foi ajustado para $3,0 \pm 0,1$. As amostras foram então incubadas por 2 horas, também a $37 \pm 1,0$ °C, sob agitação. Após uma hora de incubação, o pH foi novamente ajustado. Finalizada a fase gástrica, iniciou-se a fase intestinal com a adição de 5 mL de bile, seguida da adição de 5 mL de pancreatina. O pH das amostras foi ajustado para $7,0 \pm 0,1$. As amostras foram então incubadas a 37 °C $\pm 0,1$, por 2 horas, sob agitação.

Após a digestão, os tubos foram centrifugados durante 30 minutos, e os sobrenadantes foram recolhidos para as análises. Para as análises por CLAE e para a quantificação dos lipídios bioacessíveis, os sobrenadantes recolhidos da digestão foram extraídos conforme a metodologia descrita no item 3.2.3. Os extratos hexânicos foram utilizados para a quantificação dos lípidos, e os extratos em acetato de etila para a determinação do perfil fenólico.

Em um primeiro experimento, a bioacessibilidade de lipídios foi determinada por meio de pesagem, comparando com o teor total de óleo, determinado anteriormente. Os perfis de fenólicos foram determinados por CLAE/DAD. Em um segundo experimento, foi feita a quantificação dos compostos fenólicos totais, pelo método Folin-Ciocalteu, diretamente com os sobrenadantes. A figura 7 ilustra cada fase da digestão *in vitro*.

Figura 7 - Etapas da digestão *in vitro*.

3.2.8 Análise Estatística

Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) “one way” e submetidos ao Teste de Tukey para comparações de médias. O nível de significância adotado foi de $p \leq 0,05$. Para a realização de todas as análises, foi utilizado o software Paleontological statistics (PAST), versão 2.17c (HAMMER et al., 2001).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Perfil de ácidos fenólicos e flavonoides por CLAE/DAD

A CLAE foi utilizada com a finalidade de detectar a presença de ácidos fenólicos e flavonoides, em comparação com padrões de referência. A figura 8 apresenta os cromatogramas e os respectivos espectros no UV dos padrões utilizados. O ácido gálico, que é um ácido fenólico, apresentou o menor T_R . Os flavonoides e os ácidos fenólicos apresentam espectros no UV com características diferentes, o que permite sua diferenciação.

4.1.1 *S. striata*

Nas figuras 9A e 9B estão apresentados, respectivamente, o cromatograma e os espectros no UV dos picos majoritários do CHNat.

A figura mostra a presença de vários picos nos T_R 7,84 a T_R 21,47 minutos. Os espectros no UV dos compostos detectados nos T_R 7,84 e T_R 8,77 min apresentaram características de ácidos orgânicos. Foi possível identificar a presença de rutina no T_R 17,85 (pico 1). Pode-se sugerir, ainda, a presença do ácido gálico nos T_R 10,66 ou T_R 10,93 min, além da catequina no T_R 15,89 min. Os compostos detectados nos T_R 18,30, T_R 18,70, T_R 19,01 e T_R 21,47 min não foram identificados.

As figuras 10A e 10B ilustram, respectivamente, o cromatograma e os espectros no UV dos picos majoritários do CHTor.

Foi possível observar nesta amostra que a torrefação causou intensas alterações no perfil cromatográfico, promovendo a degradação de várias substâncias detectadas na amostra *in natura*. A rutina também foi identificada, no T_R 17,78 min (pico 1). Os compostos detectados nos T_R 18,23 e T_R 19,04 min não foram identificados.

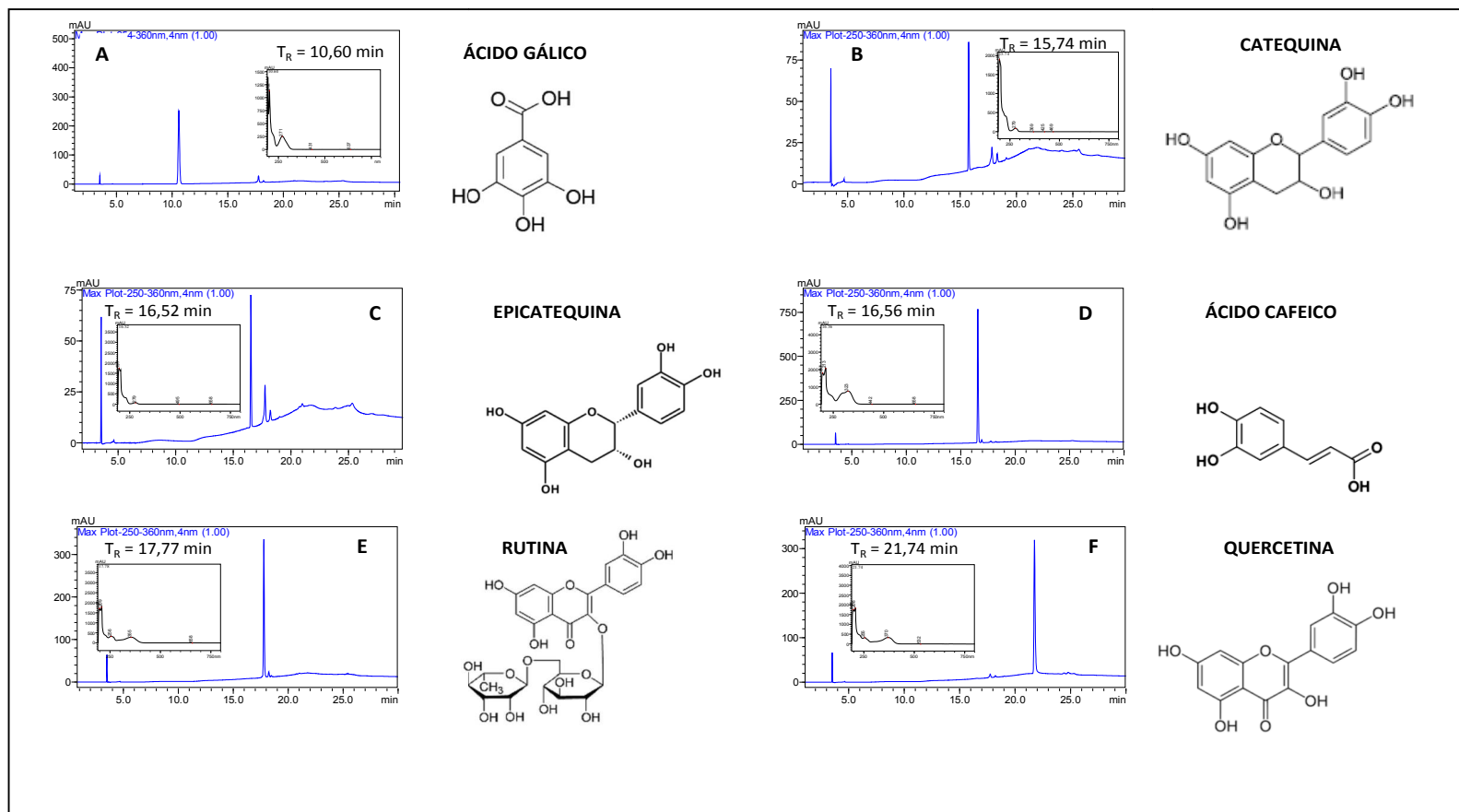


Figura 8 – Cromatograma, espectros no UV, T_R e estrutura química dos padrões de flavonoides e ácidos fenólicos: A) Ácido gálico; B) Catequina; C) Epicatequina; D) Ácido cafeico; E) Rutina; F) Quercetina.

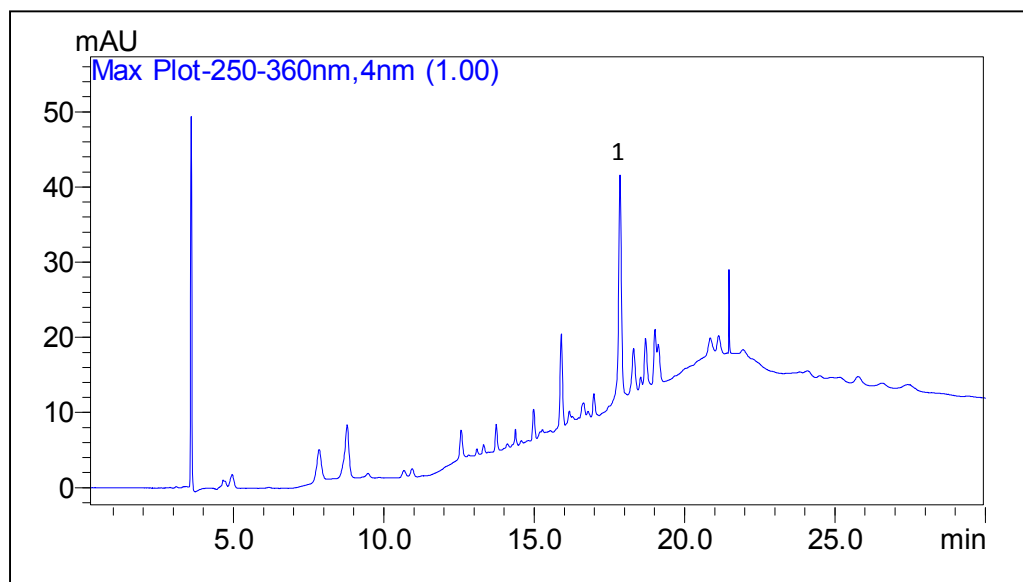


Figura 9A – Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHNat. (1) $T_R = 17,85$ min, rutina.

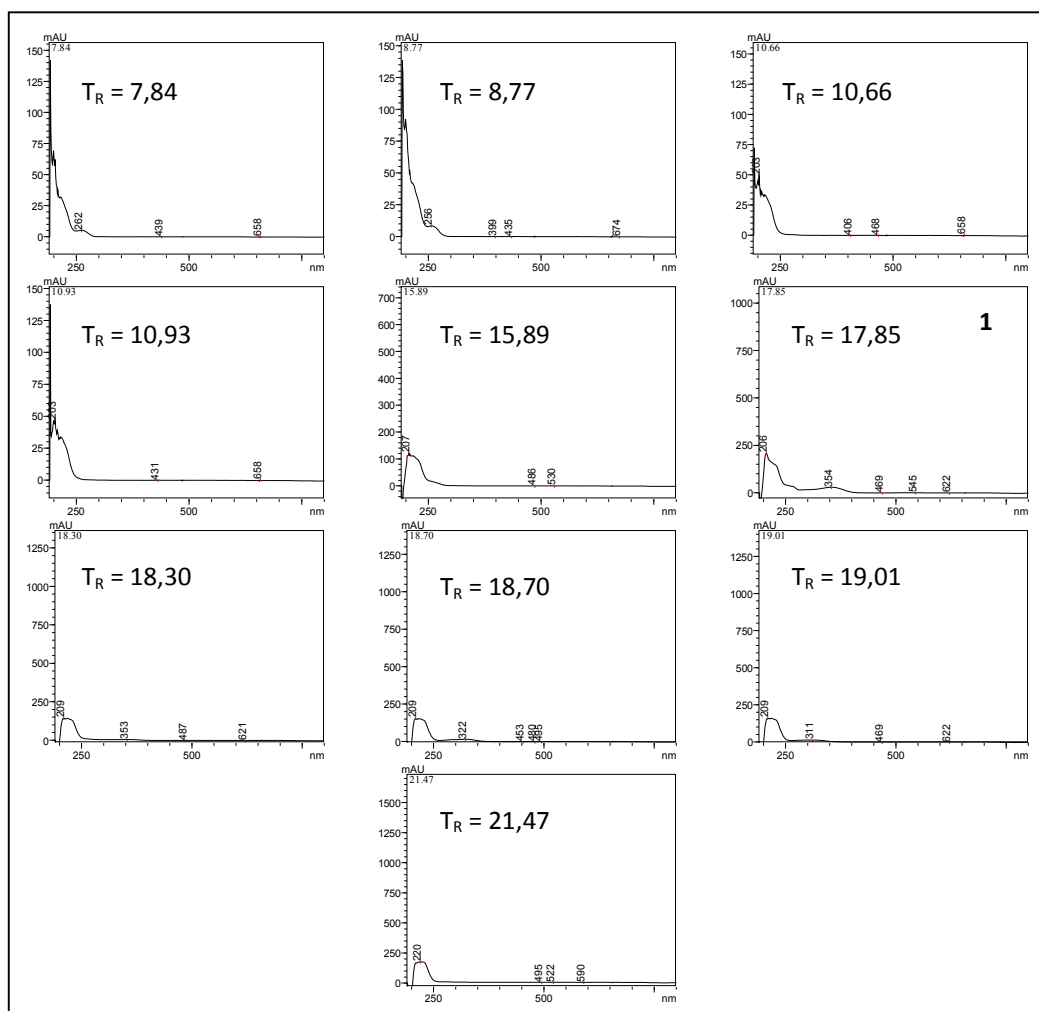


Figura 9B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHNat.

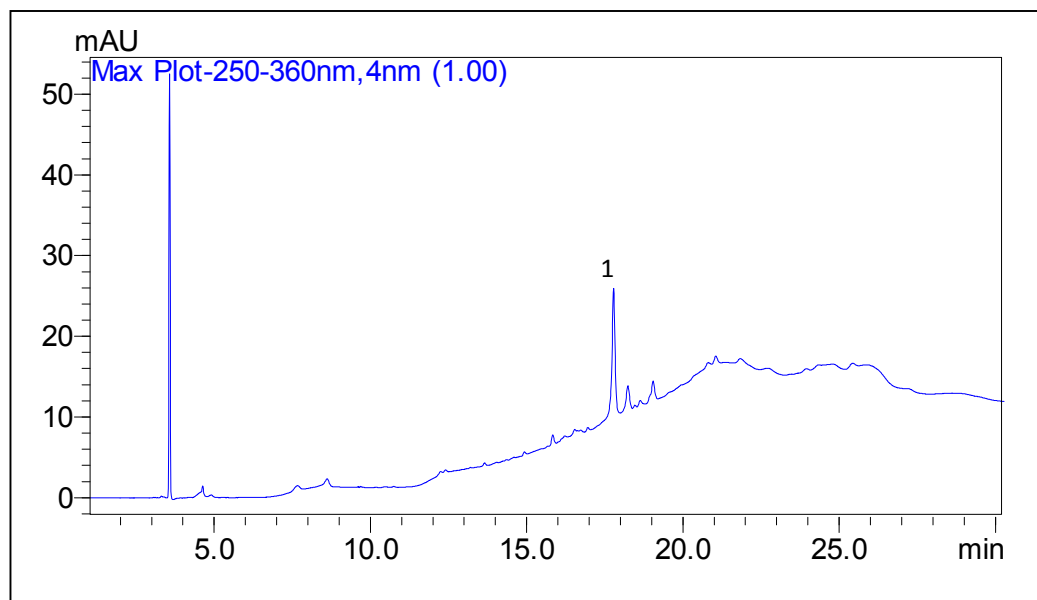


Figura 10A - Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHTor. (1) $T_R = 17,78$ min, rotina.

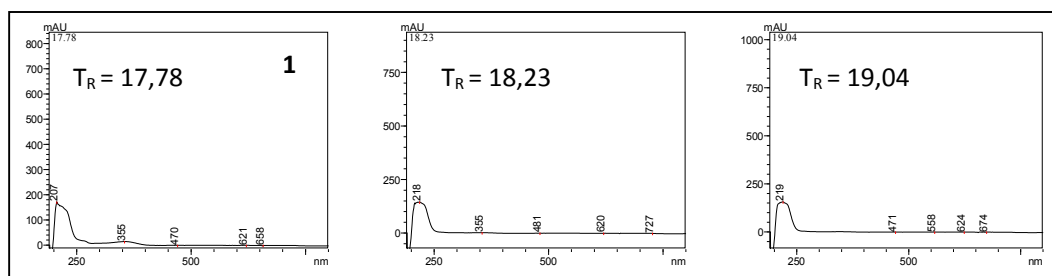


Figura 10B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHTor.

4.1.2 *A. hypogaea*

Nas figuras 11A e 11B estão apresentados, respectivamente, o cromatograma e os espectros no UV dos picos majoritários do AMNat. Já as figuras 12A e 12B ilustram, respectivamente, o cromatograma e os espectros no UV dos picos majoritários do AMTor.

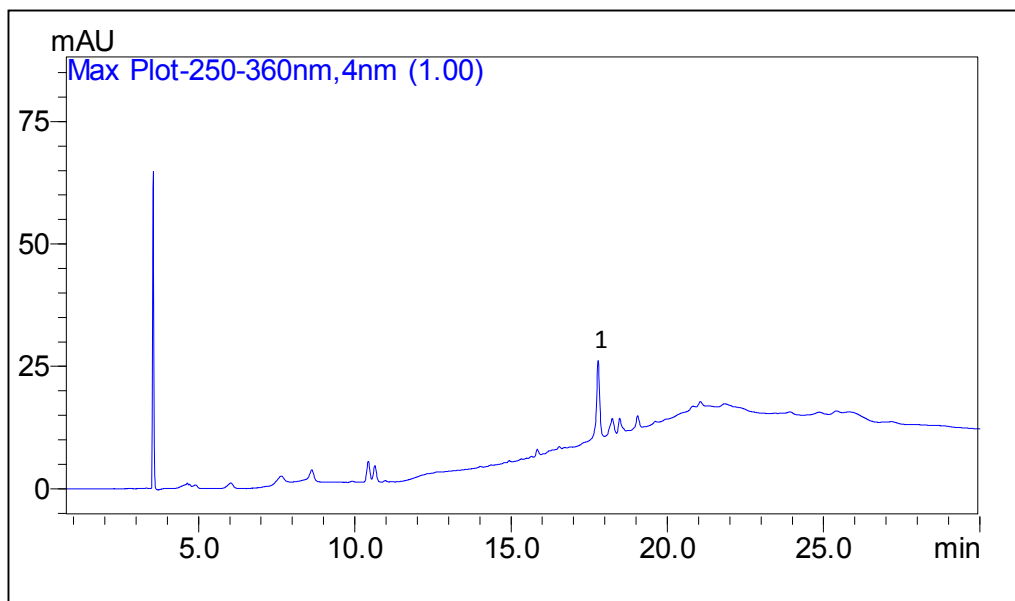


Figura 11A - Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMNat. (1) $T_R = 17,78$ min, rutina.

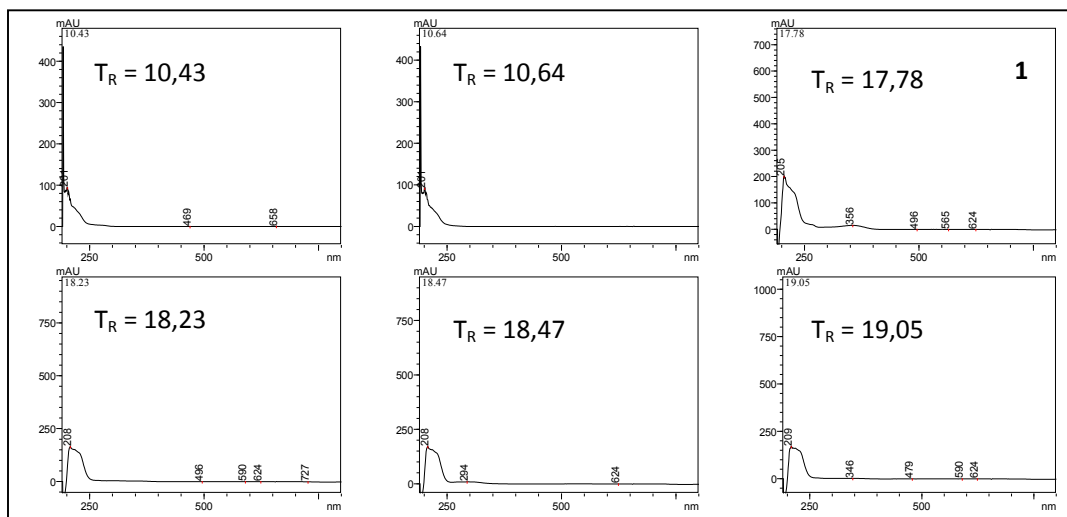


Figura 11B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMNat.

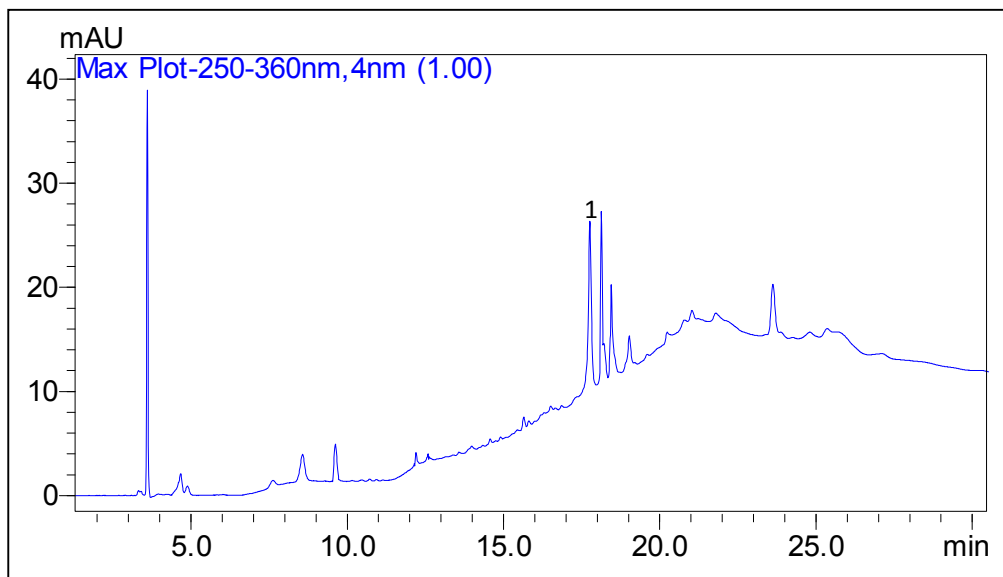


Figura 12A - Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMTor. (1) $T_R = 17,76$ min, rotina.

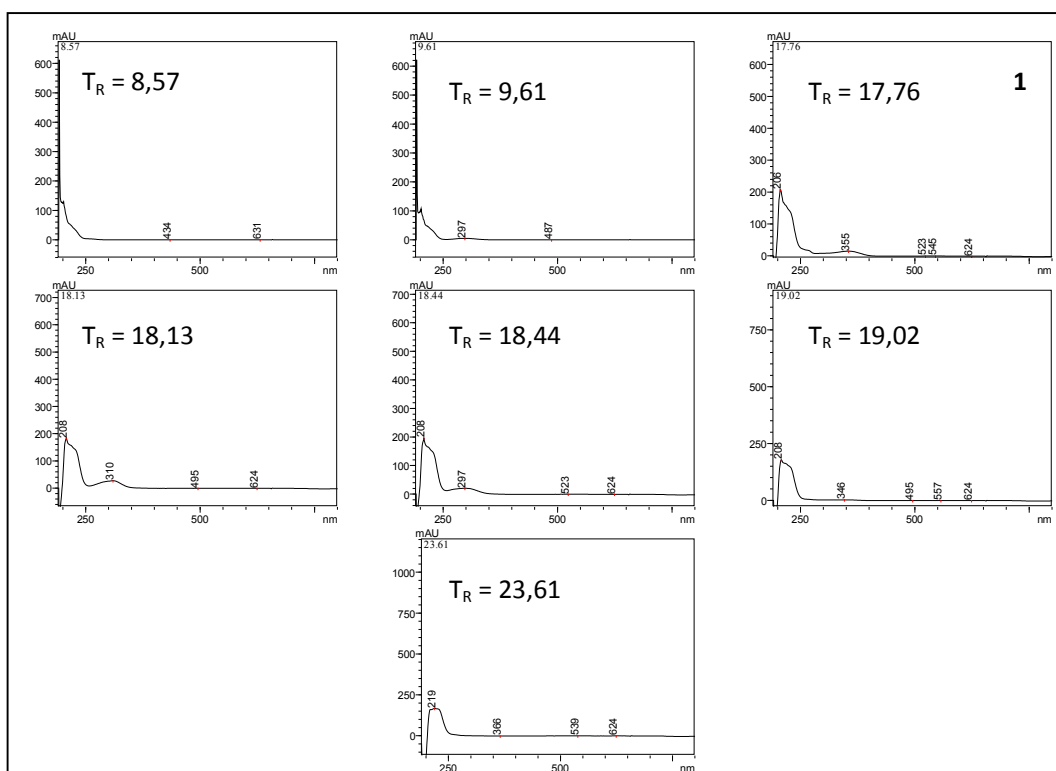


Figura 12B - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMTor.

No AMNat, foi também possível a identificação de rutina, T_R 17,78 min (pico 1). Pode-se sugerir a presença de ácido gálico nos T_R 10,43 ou T_R 10,64 min pela similaridade com o T_R do padrão de referência. Os compostos detectados nos T_R 18,23, T_R 18,47 e T_R 19,05 min não foram identificados.

No AMTor a presença de rutina também foi identificada, no T_R 17,76 (pico 1). Os compostos detectados nos T_R 8,57 e T_R 9,61 min apresentaram espectro no UV característico de ácidos orgânicos, enquanto aqueles detectados nos T_R 18,13 e T_R 18,44 min apresentaram características de flavonoides. Os compostos de T_R 19,02 e T_R 23,61 min não foram identificados.

Ao contrário do observado para a *S. striata*, a torrefação da *A. hypogaea* promoveu um aumento no número de picos e intensidade de sinal dos que foram observados anteriormente. É relatado que o processo de torrefação é capaz de alterar os constituintes em nozes comestíveis (CHANDRASEKARA & SHAHIDI, 2011). Durante este processo, podem ocorrer alterações químicas, levando a degradação de alguns constituintes pelo próprio calor e formação de novos compostos através da reação de Maillard (WIN et al., 2011; ALI et al., 2016).

Em todas as amostras, *in natura* e torradas, foi identificada a presença de rutina, que pode ser considerada um marcador. A rutina é um dos flavonoides mais abundantes na natureza e está entre os antioxidantes naturais mais eficazes (RODRIGUES et al., 2013; YURINA & ELISEEVA, 2013; HOSSEINZADEH & NASSIRI-ASL, 2014). Ela possui ação antioxidante, anti-inflamatória, antiviral e anticancerígena (RODRIGUES et al., 2013). Alguns estudos já demonstraram os efeitos benéficos da rutina no tratamento de várias doenças, incluindo hepatotoxicidade, doenças gastrointestinais e diabetes (HOSSEINZADEH & NASSIRI-ASL, 2014). Estudos animais sugerem a rutina como um fármaco eficiente no tratamento da isquemia encefálica (RODRIGUES et al., 2013) e da doença inflamatória intestinal (MASCARAQUE et al., 2014).

A tabela 7 contém as concentrações de rutina nos extratos de todas as amostras.

Tabela 7 – Concentração de rutina nas amostras de *S. striata* e *A. hypogaea*.

Amostras	Concentração (mg/100mg)
CHNat	0,016
CHTor	0,022
AMNat	0,015
AMTor	0,022

Concentração expressa em mg/100mg de extrato seco.

Maiores concentrações foram observadas nos extratos das amostras torradas de ambas as plantas. Dessa forma, a torrefação da *S. striata* e da *A. hypogaea* pode trazer benefícios. Os amendoins são, geralmente, torrados antes do consumo e da adição em preparações (ALI et al., 2016), uma vez que a reação de Maillard, que ocorre durante a torrefação, contribui para o desenvolvimento de cor, sabor e crocância na *A. hypogaea* (MALEKI et al., 2000). Conforme já mencionado e observado em nosso estudo, as amêndoas torradas da *S. striata* também são mais saborosas.

Apesar de não ter sido encontrado na literatura estudos sobre o perfil fenólico da *S. striata*, vários autores já relataram a presença de polifenóis na semente de *A. hypogaea* e em seus produtos (YU et al., 2005; LOPES et al., 2011; WIN et al., 2011; CHUKWUMAH et al., 2012; MA et al., 2014; OLDONI et al., 2016; DE CAMARGO et al., 2017).

4.2 Quantificação do teor total de lipídios e determinação do perfil de ácidos graxos por CG/FID

A tabela 8 apresenta o teor total de lipídios obtido para as duas plantas.

Tabela 8 – Teor total de lipídios (%)

Amostras	Matéria úmida	Matéria seca
CHNat	20,3	21,2
CHTor	24,8	25,0
AMNat	39,4	41,2
AMTor	43,5	43,7

A tabela 8 mostra que o maior teor de lipídios foi encontrado no AMTor, seguido da mesma planta *in natura*. O teor de lipídio obtido nas amostras *in natura* e torrada de *S. striata* foi próximo à metade do teor obtido para as respectivas amostras de *A. hypogaea*.

O maior teor de lipídio observado nas amostras torradas, quando comparadas às amostras *in natura*, é esperado, uma vez que a torrefação reduz o teor total de água nas amostras e, conseqüentemente há uma elevação dos materiais lipofílicos por matéria seca. O total de lipídio nas amêndoas da *S. striata* já foi avaliado, anteriormente, por diferentes autores (tabela 3, página 28). Silva et al. (2008) encontraram em amêndoas de *S. striata in natura* percentual de lipídios de 21,1%, valor próximo ao encontrado no nosso estudo. Para as amêndoas torradas, Silva & Fernandes (2011) descrevem um percentual de lipídios de 26%.

Para a *A. hypogaea*, a literatura cita uma grande variação no teor total de lipídios. Arya et al. (2016) e Chukwumah et al. (2007) encontraram nas sementes torradas 49% e 46% de lipídios, respectivamente. Maguire et al. (2004), analisando a semente de *A. hypogaea in natura* encontraram percentual de 38%, valor próximo ao encontrado em nosso estudo. Sabe-se que fatores como localização, variedade da planta e nível de maturação na colheita influenciam o a composição centesimal dos alimentos e seu valor nutricional (BORGUINI & TORRES, 2006).

Os perfis de ácidos graxos das amêndoas de *S. striata* e da *A. hypogaea* foram determinados a partir de seus óleos. A figura 13 descreve o perfil dos ésteres metílicos dos ácidos graxos das amostras CHNat, CHTor, AMNat e AMTor, obtidos por cromatografia gasosa.

Os cromatogramas mostram um perfil de ácidos graxos semelhante entre as amostras da *S. striata* e da *A. hypogaea*. Diferente do que foi observado nas análises por CLAE/DAD, a torrefação promoveu poucas alterações no perfil de ácidos graxos de ambas as plantas. Este resultado é positivo, considerando que as amostras torradas de *A. hypogaea* e *S. striata* são mais apreciadas pelo seu sabor.

A tabela 9 descreve a composição de ácidos graxos nas amostras CHNat, CHTor, AMNat e AMTor.

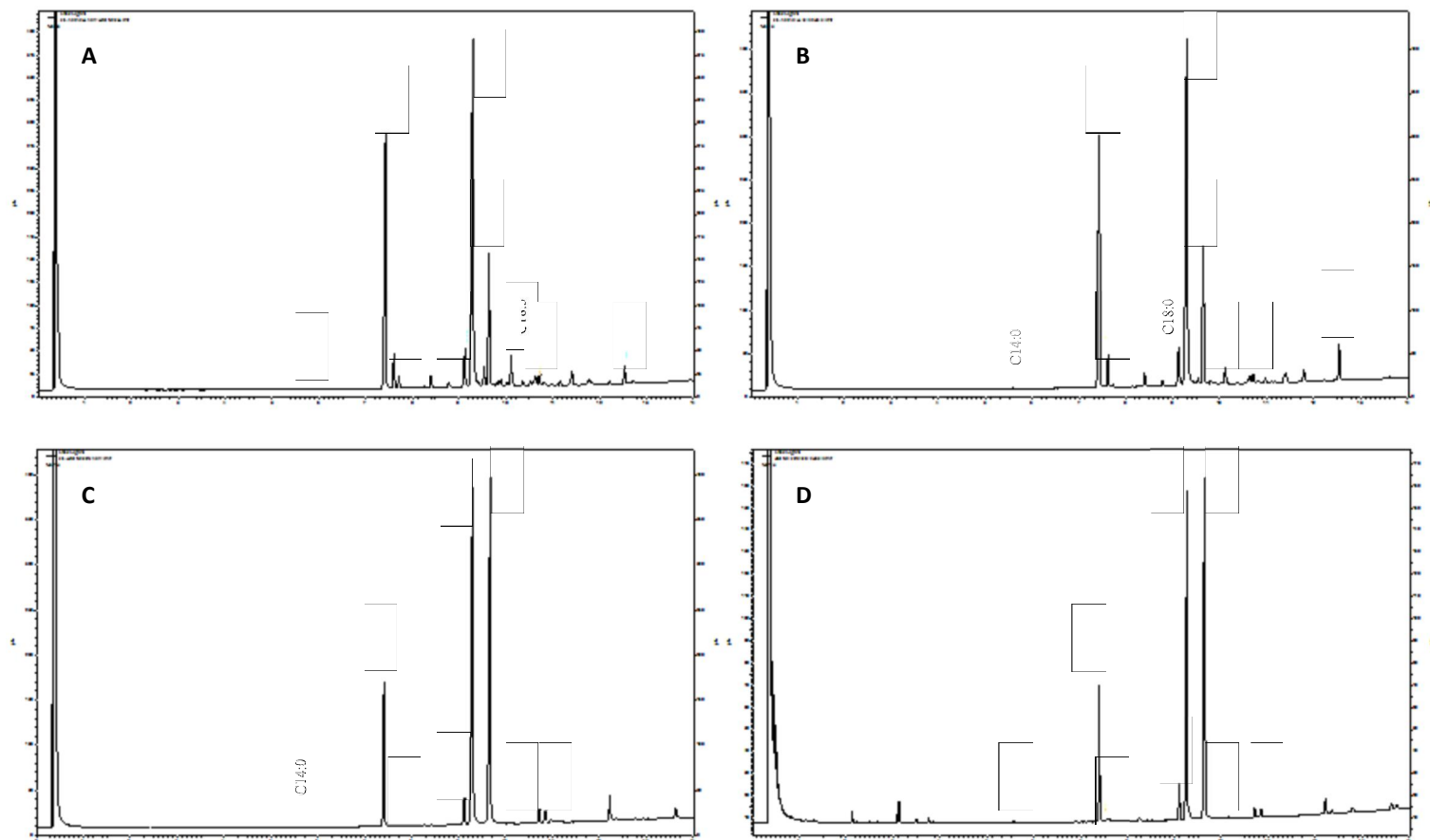


Figura 13 – Perfil dos ésteres metílicos dos ácidos graxos presentes no óleo das amostras da *S. striata* e da *A. hypogaea*: A) CHNat; B) CHTor; C) AMNat; D) AMTor.

Tabela 9 – Composição de ácidos graxos na *S. striata* e na *A. hypogaea in natura* e torrados (g/100g)

Ácido graxo	T _R (min)	CHNat		CHTor		AMNat		AMTor	
		MU	MS	MU	MS	MU	MS	MU	MS
Saturados		6,0	6,3	7,7	7,8	6,5	6,8	8,0	8,0
C14:0 Mirístico	5.563	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,1
C16:0 Palmítico	7.413	4,6	4,8	5,8	5,9	4,8	5,0	5,2	5,2
C18:0 Esteárico	9.118	0,9	0,9	1,0	1,0	1,2	1,3	1,6	1,6
C20:0 Araquídico	10.807	0,1	0,1	0,2	0,2	0,5	0,5	0,4	0,4
C22:0 Behênico	12.528	0,3	0,3	0,7	0,7	0,5	0,5	0,0	0,0
Monoinsaturados		8,9	9,3	10,8	10,9	16,1	16,8	15,0	15,1
C16:1 Palmitoléico	7.595	0,5	0,5	0,6	0,6	0,0	0,0	0,3	0,3
C18:1 Oléico	9.296	8,4	8,8	10,2	10,3	16,0	16,7	14,7	14,8
Poliinsaturados		3,4	3,5	3,5	3,5	14,6	15,3	14,8	14,9
C18:2 Linoléico	9.640	2,7	2,8	2,8	2,8	14,5	15,2	14,7	14,8
C18:3 Linolênico	10.113	0,7	0,7	0,7	0,7	0,1	0,1	0,1	0,1
Outros		2,0	2,1	2,6	2,6	2,1	2,2	2,4	2,4
Relação insaturada/saturada		2,0	2,0	1,8	1,8	4,7	4,7	4,0	4,0
Relação ω6/ω3		4:1	4:1	4:1	4:1	122:1	122:1	186:1	186:1
Relação Oléico/Linoléico		3:1	3:1	3:1	3:1	1:1	1:1	1:1	1:1

MU = matéria úmida

MS = matéria seca

É possível observar na tabela a *S. striata* apresentou menor teor de SFAs, MUFAs e PUFAs do que a *A. hypogaea*. Ambas as plantas apresentaram predominância de ácidos graxos insaturados em relação aos saturados. A proporção de gorduras insaturadas/saturadas foi menor na *S. striata* (2,0 no CHNat; 1,8 no CHTor), do que na *A. hypogaea* (4,7 no AMNat; 4,0 no AMTor). Diniz et al. (2008) descrevem uma razão de gorduras insaturadas/saturadas de 1,5 no óleo obtido de amêndoas de *S. striata in natura*. Maguire et al. (2004) e Dubois et al. (2007) encontraram no óleo de *A. hypogaea in natura* razões de 5,4 e 4,3, respectivamente. Todos esses resultados estão de acordo com os valores encontrados no nosso estudo. Os diferentes tipos de gorduras dietéticas têm associações distintas com a mortalidade e a saúde. As recomendações dietéticas, principalmente aquelas relacionadas à promoção da saúde cardiovascular, incentivam a substituição das gorduras saturadas e trans pelas gorduras insaturadas. (CHOWDHURY et al., 2014; WANG et al., 2016).

O teor de *n*-3 foi maior na *S. striata* do que na *A. hypogaea*, 0,7g/100g e 0,1g/100g, respectivamente. A ingestão de ácidos graxos ômega-3 tem sido recomendada para a prevenção de doenças cardiovasculares, devido aos seus efeitos cardioprotetores (ENDO & ARITA, 2016; SIMOPOULOS, 2016). Estudos clínicos demonstraram que a ingestão de ômega-3 melhora o prognóstico de pacientes com insuficiência cardíaca (ENDO & ARITA, 2016) e são eficazes no tratamento de hipertrigliceridemia (NESTEL et al., 2015). Além disso, os ácidos graxos ômega-3 possuem efeitos promissores na prevenção e no controle da obesidade (SIMOPOULOS, 2016).

A proporção de *n*-6/*n*-3 foi menor na *S. striata* (4:1) do que na *A. hypogaea*, AMNat (122:1) e AMTor (186:1). Aued-Pimentel et al. (2004) e Chaves et al. (2004) encontraram na *S. striata in natura* proporções de 38:1 e 40:1, respectivamente. Já Diniz et al. (2008) descrevem uma proporção de 12:1, valor mais próximo ao encontrado em nosso estudo. Para a *A. hypogaea*, Dubois et al. (2007) e Maguire et al. (2004) descrevem proporção de *n*-6/*n*-3 de 76:1, enquanto Özcan & Seven (2003) descrevem proporção de 117 a 125:1. Para ambas as plantas, foi possível observar uma grande variação entre os resultados descritos nos estudos. Isto pode ser uma consequência dos fatores que influenciam a composição nutricional dos alimentos, conforme já discutido (BORGUINI & TORRES, 2006).

Proporções mais baixas de *n*-6/*n*-3 são mais desejáveis na redução do risco de muitas doenças crônicas, uma vez que eicosanóides derivados de PUFAs ômega-6 são mediadores mais potentes de trombose e inflamação do que eicosanóides derivados de PUFAs ômega-3 (SIMOPOULOS, 2016). Estudos indicam que a proporção ideal pode variar conforme a

doença em consideração. Por exemplo, uma proporção de 4:1 foi associada a redução de 70% de mortes ocasionadas por doença cardiovascular e a proporção de 2 a 3:1 reduziu a inflamação em pacientes com artrite reumatóide (SIMOPOULOS, 2008). Os óleos de linhaça e de chia, por exemplo, que são reconhecidos pelo seu elevado teor de ômega-3, apresentam proporção de $n-6/n-3$ de 0,3 (DUBOIS et al., 2007).

A proporção de ácido oléico para ácido linoléico tem sido usada como uma forma de prever a vida útil e medir a estabilidade dos óleos. Razões mais elevadas sugerem uma melhor estabilidade e uma vida útil mais longa (ANDERSEN et al., 1998; HASHIM et al., 1993; O'KEEFE et al., 1993). Para o óleo da *S. striata* e da *A. hypogaea*, esta proporção foi de 3:1 e 1:1, respectivamente, atribuindo ao óleo da *S. striata* melhor estabilidade e maior vida de prateleira. Resultados semelhantes foram encontrados na literatura ao analisar o óleo obtido das amêndoas da *S. striata in natura* (AUED-PIMENTEL et al., 2004; CHAVES et al., 2004; DINIZ et al., 2008). Para a *A. hypogaea*, foram encontradas proporções que variaram de 1:1 a 3:1 (ANDERSEN et al., 1998; HASHIM et al., 1993; ÖZCAN & SEVEN, 2003).

A pequena alteração causada pela torrefação contribui para o consumo destes alimentos em sua forma torrada, que é mais apreciada. Apesar da *S. striata* ter apresentado menor proporção de gorduras insaturadas/saturadas do que a *A. hypogaea*, seu teor de ômega-3 e a proporção de $n-6/n-3$ foi melhor. Apesar dos PUFAs $n-6$ e $n-3$ serem ácidos graxos essenciais, as dietas ocidentais contêm níveis excessivos $n-6$ e níveis muito baixos de PUFAs $n-3$ (SIMOPOULOS, 2016). A ingestão de chichá poderia contribuir para o alcance das necessidades de ômega-3, que são de 1,1g e 1,6g para mulheres e homens adultos, respectivamente (INSTITUTE OF MEDICINE OF THE NATIONAL ACADEMIES, 2002). Mais estudos devem ser realizados com o óleo da *S. striata* para avaliar os efeitos de seu consumo, como seu impacto nutricional e seus efeitos na composição lipídica plasmática.

4.3 Quantificação de compostos fenólicos totais por espectrofotometria

A tabela 10 apresenta os teores dos compostos fenólicos totais encontrados nos extratos acetônico alcoólico de *S. striata* e *A. hypogaea*. A tabela mostra que a proporção de fenólicos totais na *A. hypogaea* é dez vezes maior que na *S. striata*.

Tabela 10 – Teor de compostos fenólicos totais por espectrofotometria

Amostras	Fenólicos totais (mg GAE/100g)	
	MU	MS
CHNat	40,75 ± 1,3 ^c	42,6 ± 1,3 ^c
CHTor	58,79 ± 2,9 ^c	59,4 ± 2,9 ^c
AMNat	467,57 ± 14,0 ^a	489,6 ± 14,7 ^a
AMTor	536,55 ± 10,1 ^b	539,0 ± 10,2 ^b

MU = matéria úmida.

MS = matéria seca.

Valores médios ± desvio padrão (n=3).

Letras iguais não diferem significativamente pelo teste t (P ≤0,05).

Tanto nas amêndoas da *S. striata*, quanto na *A. hypogaea*, as amostras torradas apresentaram maior teor de fenólicos totais do que as amostras *in natura*. Na *S. striata*, esta diferença não foi significativa, mas para a *A. hypogaea* este aumento foi estatisticamente relevante. Vários estudos realizados com a *A. hypogaea* e sua pele, em separado, relatam o aumento dos compostos fenólicos durante o processo de torrefação (HWANG et al., 2001; YU et al., 2005; CHUKWUMAH et al., 2007; CRAFT et al., 2010; ALI et al., 2016; ARYA et al., 2016). Ali et al. (2016) e Craft et al. (2010), por sua vez, observaram que não somente o processo de torrefação influencia no aumento dos fenólicos, mas também o tempo e o tipo de processamento.

Rocha et al. (2013) encontraram em amêndoas *in natura* de *S. striata*, teor de fenólicos totais de 85,37 mg GAE/100g. Já Silva & Fernandes (2011) encontraram valores de 107,70 mg GAE/100g nas amêndoas *in natura* e 108,94 mg GAE/100g nas amêndoas torradas, e as amostras não diferiram entre si. Ambos os resultados foram superiores ao encontrado em nosso estudo. Esta diferença pode ser justificada pela distinção nas metodologias de extração e quantificação dos compostos. Rocha et al. (2013), por exemplo, utilizaram o reagente Folin-Denis e quantificaram os compostos no extrato etanólico. Já Silva & Fernandes (2011), apesar de utilizarem o reagente Folin-Ciocalteu, se basearam numa metodologia distinta, na qual a leitura das absorbâncias das amostras foi realizada num comprimento de onda diferente do que foi utilizado em nosso estudo. Além disto, o teor de compostos fenólicos nos alimentos pode variar conforme a região de coleta, nível de maturação do fruto, composição do solo e

condições de transporte e armazenamento (HAMINIUK et al., 2012; GUTIÉRREZ-GRIJALVA et al., 2016).

Kornsteiner et al., (2006) e Wu et al (2004) encontraram na *A.hypogaea in natura* teores de fenólicos totais próximos aos encontrados neste estudo, 420 e 396 mg GAE/100g, respectivamente. Já Ali et al. (2016) e Craft et al. (2010) também avaliaram amostras *in natura* e torradas de *A. hypogaea* e, semelhante ao observado em nosso estudo, as amostras diferiram entre si, sendo a amostra torrada de maior teor de fenólicos totais.

As nozes e oleaginosas são reconhecidamente fontes importantes de compostos fenólicos. Várias classes de polifenóis são encontradas na *A. hypogaea*, como, os ácidos fenólicos, estilbenos, flavonoides e proantocianidinas. A maior concentração destes compostos está presente na pele do amendoim, que muitas vezes é descartada como subproduto (LOPES et al., 2011; DE CAMARGO et al., 2014; 2017; ROCCHETTI et al., 2018). A elevada diferença observada em nosso estudo entre o conteúdo de fenólicos totais da *S. striata* e da *A. hypogaea*, pode ser justificada pela alta concentração destes compostos na pele do amendoim, a qual não foi descartada para a realização das análises. Duncan et al. (2006) chamam atenção para os níveis de ácido p-cumárico na pele da *A. hypogaea*, que permitem o aumento do conteúdo antioxidante global em até 22%. Schmitzer et al. (2011) também relataram uma alta quantidade de compostos fenólicos na pele externa de avelãs e observaram uma considerável redução após a remoção desta pele.

Apesar da diferença observada entre a *S. striata* e a *A. hypogaea*, o efeito da torrefação foi similar para as duas plantas, ocasionando o aumento no teor de fenólicos totais. Os resultados mostram, mais uma vez, que a torrefação pode ser benéfica para a *S. striata*.

4.4 Determinação da atividade antioxidante *in vitro*

A tabela 11 descreve os resultados obtidos para a atividade antioxidante *in vitro* dos extratos acetônico alcoólico de *S. striata* e *A. hypogaea*.

Tabela 11 – Atividade antioxidante *in vitro* de *S. striata* e *A. hypogaea*.

Amostras	ABTS		DPPH		FRAP	
	(µM de Trolox/g)		EC ₅₀ (g de amostra/g de DPPH)		(µM de Sulfato ferroso/g)	
	MU	MS	MU	MS	MU	MS
CHNat	33,07 ± 2,4 ^a	34,59 ± 2,5 ^a	2667,83 ± 29,4 ^a	2790,62 ± 30,8 ^d	36,45 ± 1,3 ^a	38,13 ± 1,4 ^a
CHTor	31,07 ± 12,1 ^a	31,37 ± 12,2 ^a	2302,29 ± 24,7 ^b	2324,84 ± 25,3 ^b	53,07 ± 2,7 ^a	53,59 ± 1,9 ^a
AMNat	126,87 ± 1,0 ^b	132,85 ± 1,1 ^b	355,32 ± 18,8 ^c	372,06 ± 19,7 ^c	256,83 ± 12,5 ^b	268,93 ± 13,1 ^b
AMTor	130,49 ± 10,1 ^b	131,10 ± 10,4 ^b	318,92 ± 8,3 ^c	320,43 ± 8,4 ^c	290,14 ± 5,4 ^c	291,51 ± 5,4 ^c

MU = matéria úmida.

MS = matéria seca.

Valores médios ± desvio padrão (n=3).

Letras iguais não diferem significativamente pelo teste t (P ≤ 0,05).

EC₅₀ = quantidade de amostra necessária para reduzir em 50% a concentração inicial do radical DPPH.

A tabela mostra que as amostras CHNat e CHTor apresentaram, estatisticamente, menor atividade antioxidante do que AMNat e AMTor. Este resultado foi observado nos três testes realizados e pode ser justificado pelo maior teor de polifenóis verificado na *A. hypogaea*.

As amostras torradas de ambas as plantas apresentaram atividade antioxidante maior do que as amostras *in natura*, exceto para a *S. striata* no teste ABTS. Apesar deste aumento, a diferença foi estatística apenas no teste DPPH para a *S. striata* e no teste FRAP a *A. hypogaea*. O aumento na capacidade antioxidante após a torrefação pode ser atribuído à formação de novos produtos com potencial antioxidante, através da reação de Maillard (WIN et al., 2011; DE CAMARGO et al., 2014; ALI et al., 2016).

Rocha et al. (2013) avaliaram a atividade antioxidante das amêndoas *in natura* de *S. striata* pelo método DPPH e encontraram 4973,47 (EC₅₀) para o extrato etanólico e 1956,79 (EC₅₀) para o extrato aquoso. A atividade antioxidante encontrada para a *S. striata* pelo DPPH no nosso estudo foi superior ao valor obtido por Rocha et al. (2013) para o extrato etanólico, mas inferior ao valor obtido para o extrato aquoso. Esta diferença pode ser justificada pela distinção nas metodologias de extração, e limita a comparação dos resultados. As variações na preparação das amostras afetam de forma significativa os resultados de capacidade antioxidante e devem ser consideradas (RUFINO et al., 2010).

Arcan & Yemenicioğlu (2009) avaliaram a atividade antioxidante de diferentes tipos de nozes pelo teste ABTS e encontraram valores próximos aos encontrados para a *S. striata* e para a *A. hypogaea* no nosso estudo. A capacidade antioxidante de CHNat (33,0 µM de Trolox/g) e de CHTor (31,0 µM de Trolox/g) se aproximou dos resultados obtidos para a avelã, *Corylus avellana* (30,6 µM de Trolox/g) e pistache, *Pistacia vera* (47,3 µM de Trolox/g), enquanto o valor obtido para AMNat (126,8 µM de Trolox/g) se aproximou da atividade antioxidante de nozes frescas, *Juglans regia* (110,7 µM de Trolox/g).

A comparação de resultados de atividade antioxidante de diferentes estudos é muitas vezes limitada, uma vez que a capacidade antioxidante pode ser expressa por meio de diversos parâmetros. Além disto, a combinação de pelo menos dois métodos *in vitro* é recomendada para o fornecimento de uma informação mais confiável da capacidade antioxidante total de um alimento (RUFINO et al., 2010). Em nosso estudo, a comparação entre os resultados obtidos para a *S. striata* e para a *A. hypogaea* é possível e fornece uma informação confiável, uma vez que foram realizados nas mesmas condições, e por meio de três testes. Semelhante ao observado na quantificação dos fenólicos totais, o efeito da torrefação na atividade antioxidante da *S. striata* e da *A. hypogaea* também foi similar, aumentando suas capacidades.

Mais uma vez, os resultados apontam para um efeito benéfico da torrefação e mostram uma similaridade no comportamento de ambas as plantas.

4.5 Digestão *in vitro*

4.5.1 Determinação do perfil de ácidos fenólicos e flavonoides por CLAE/DAD

Os perfis cromatográficos das amostras de *S. striata* e *A. hypogaea*, pré e pós-digestão, foram comparados para avaliar as alterações ocasionadas pela digestão *in vitro*.

4.5.1.1 S. striata

A figura 14 ilustra a comparação dos perfis cromatográficos das amostras pré e pós-digestão do CHNat. A figura 15 apresenta os espectros no UV dos picos majoritários do CHNat pós-digestão.

É possível observar que o perfil químico do CHNat foi alterado após a digestão *in vitro*. Alguns compostos foram degradados, mas outras substâncias ficaram mais evidentes após a digestão. A diferença mais importante foi no pico no $T_{R4,93}$ min, que aumentou cerca de 800 vezes em proporção, e apresentou característica de ácido fenólico. A rutina foi identificada nas amostras pré e pós-digestão, nos $T_{R17,85}$ e $T_{R17,81}$ min, respectivamente. Pela comparação da área dos picos relativos à rutina, pode-se supor que houve uma maior concentração (178%) na amostra digerida. Semelhante à amostra pré-digestão, na pós-digestão foram detectadas três substâncias nos $T_{R18,25}$, $T_{R18,68}$, $T_{R19,07}$ min. Estas substâncias não foram identificadas, mas seus espectros no UV sugerem se tratar de flavonoides.

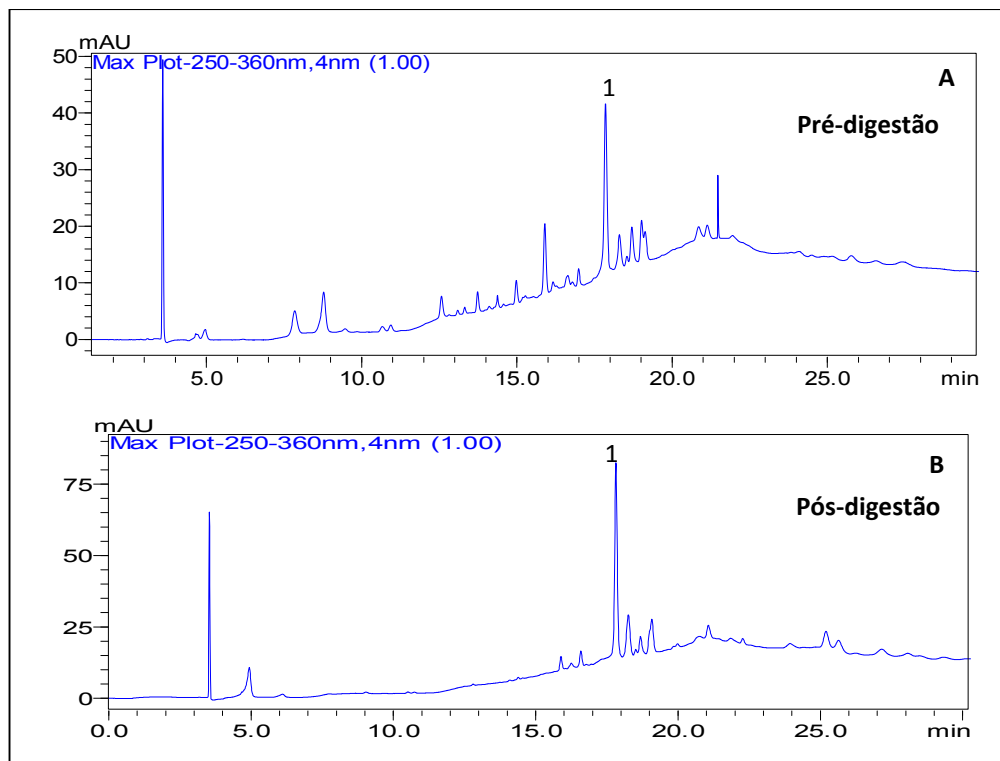


Figura 14 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de CHNat: (A) pré-digestão; (B) pós-digestão. (1A) T_R 17,85 min, rutina; (1B) T_R 17,81 min, rutina.

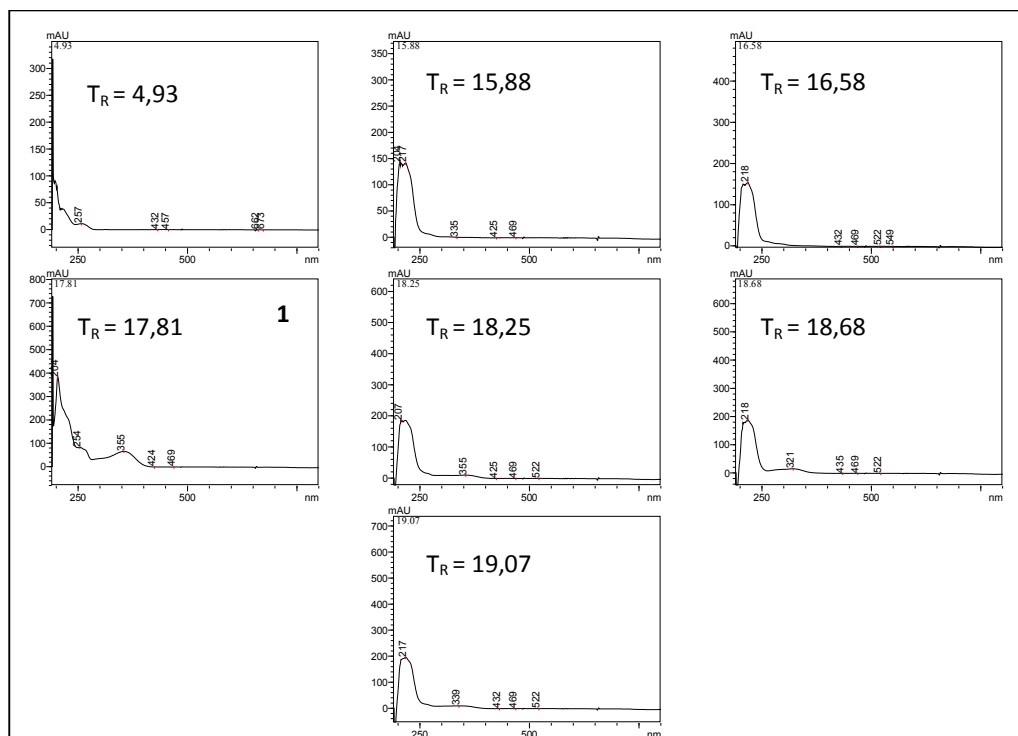


Figura 15 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHNat pós-digestão.

]A figura 16 ilustra a comparação dos perfis cromatográficos das amostras pré e pós-digestão do CHTor. Na figura 17 estão apresentados os espectros no UV dos picos majoritários do CHTor pós-digestão.

Para o CHTor, a digestão também alterou o perfil químico da amostra, mas esta alteração foi menor que a observada para o CHNat. Alguns compostos ficaram mais evidentes, como os compostos detectados nos $T_{R4,87}$, $T_{R15,81}$ e $T_{R25,03}$ min. Os dois primeiros apresentaram espectros no UV característicos de ácido orgânico e flavonoide, respectivamente, e, o terceiro não foi identificado. Com relação à rutina, esta também foi identificada na pré e pós-digestão. A área relativa aos respectivos picos sugere um aumento (5%) de concentração após o ensaio de digestão. Como observado na amostra pré-digestão, três substâncias foram detectadas na amostra digerida, nos $T_{R18,25}$, $T_{R18,63}$ e $T_{R18,94}$ min, mas não foram identificadas.

Todas as substâncias detectadas pós-digestão são substâncias bioacessíveis. Na *S. striata*, observou-se após a digestão *in vitro*, a presença de compostos antioxidantes, como flavonoides e ácidos fenólicos. Alguns destes compostos, por exemplo, rutina, aumentaram em proporção. Estes resultados indicam que a amêndoa da *S. striata* é um bom alimento, por ser fonte de componentes antioxidantes. Além disso, o perfil de ácidos graxos de seu óleo mostrou-se benéfico pela predominância de ácidos graxos insaturados. A torrefação ocasionou pouca alteração no perfil de ácidos graxos da *S. striata* e aumentou seu teor de fenólicos totais e sua atividade antioxidante. Estes resultados são positivos, uma vez que estimulam o consumo da amêndoa em sua forma torrada, que é considerada mais saborosa.

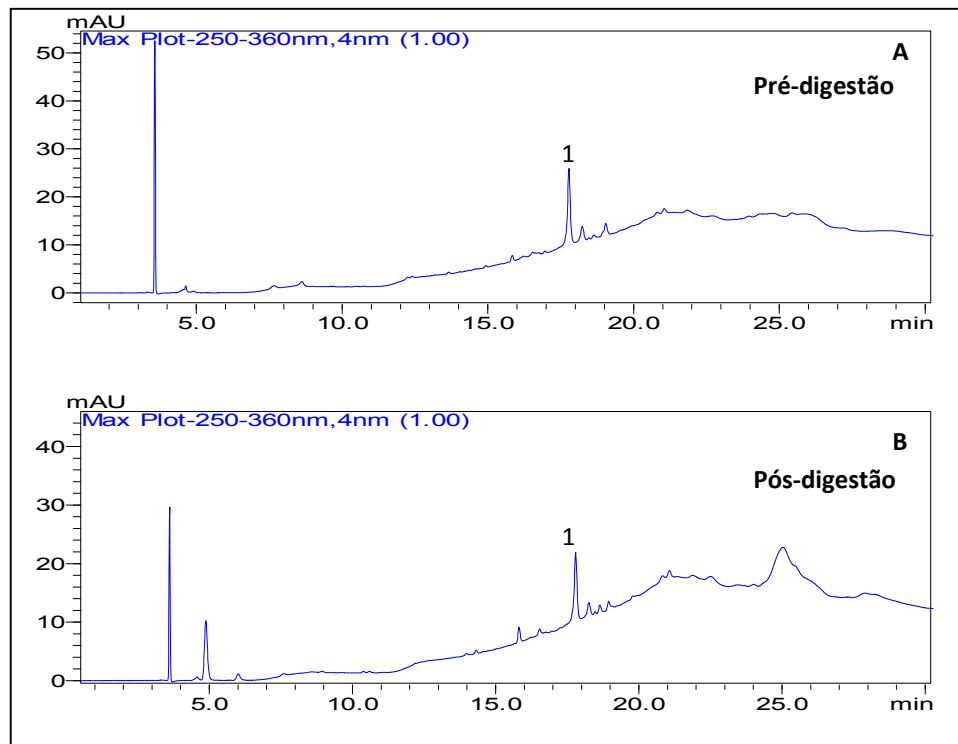


Figura 16 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de CHTor: (A) pré-digestão; (B) pós-digestão. (1A) T_R 17,78 min, rutina; (1B) T_R 17,79 min, rutina.

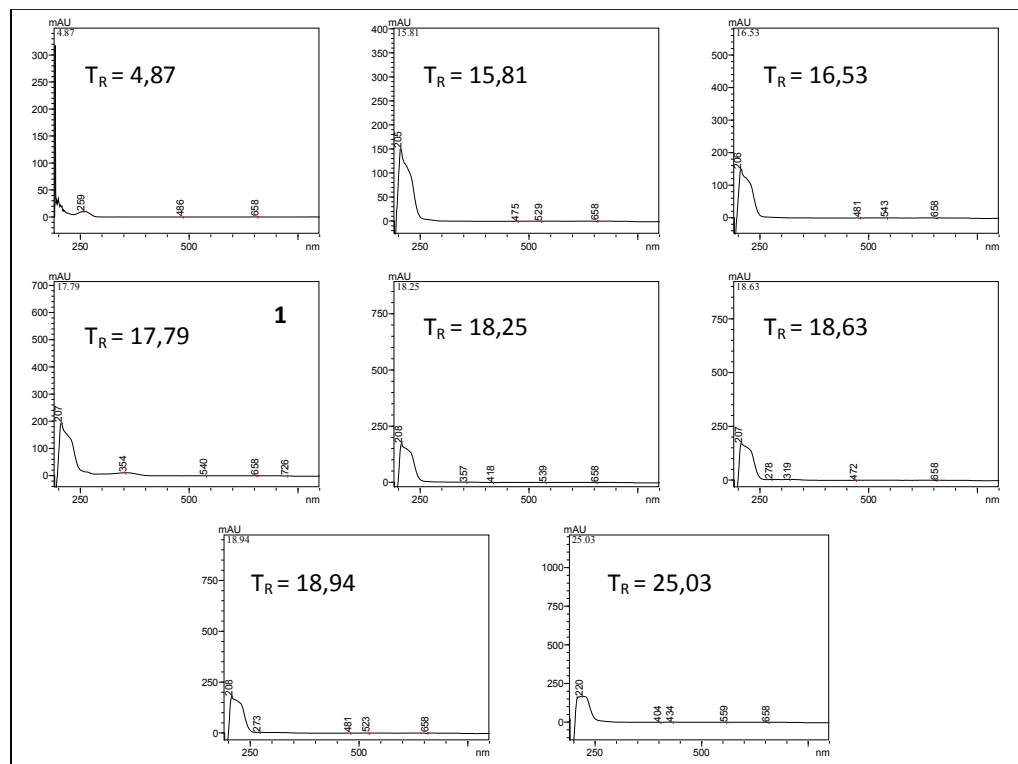


Figura 17 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de CHTor pós-digestão.

4.5.1.2 *A. hypogaea*

A figura 18 ilustra a comparação dos perfis cromatográficos das amostras pré e pós-digestão do AMNat. A figura 19 apresenta os espectros no UV dos picos majoritários do AMNat pós-digestão.

É possível observar que a digestão alterou o perfil cromatográfico do AMNat, com a formação de alguns novos compostos. De forma semelhante ao observado para as amostras *in natura* e torrada da *S. striata*, o composto detectado no $T_{R4,87}$ min ficou mais evidente após a digestão, e seu espectro no UV apresentou característica de ácido orgânico. A rutina também foi identificada nas amostras pré e pós-digestão, e a área relativa aos respectivos picos sugere um aumento (40%) na concentração após a digestão *in vitro*. Assim como observado nas amostras de *S. striata*, foram detectadas substâncias nos $T_{R18,11}$ e $T_{R18,52}$ min. Estas substâncias apresentaram característica de flavonoides, indicando que são bioacessíveis. Os compostos detectados nos $T_{R6,00}$; $T_{R19,01}$ e $T_{R23,60}$ não foram identificados.

A figura 20 ilustra a comparação dos perfis cromatográficos das amostras pré e pós-digestão do AMTor. Na figura 21 estão apresentados os espectros no UV dos picos majoritários desta amostra pós-digestão.

A digestão também alterou o perfil químico do AMTor. Alguns compostos foram degradados, mas outros foram formados após a digestão *in vitro*. Diferente do que foi observado nas demais amostras digeridas, a presença de rutina não foi identificada no AMTor pós-digestão. O pico no $T_{R22,41}$ min foi detectado em comprimento de onda superior ao observado para a rutina e apresentou T_R e espectro no UV próximos ao padrão de quercetina ($T_{R21,74}$ min). Isto sugere, provavelmente, que as enzimas atuaram sobre a rutina, clivando seus açúcares, que podem ser clivados por meio de hidrólises ácidas e enzimáticas, transformando-a em quercetina. Os compostos detectados nos $T_{R7,29}$ e $T_{R29,44}$ min não foram identificados.

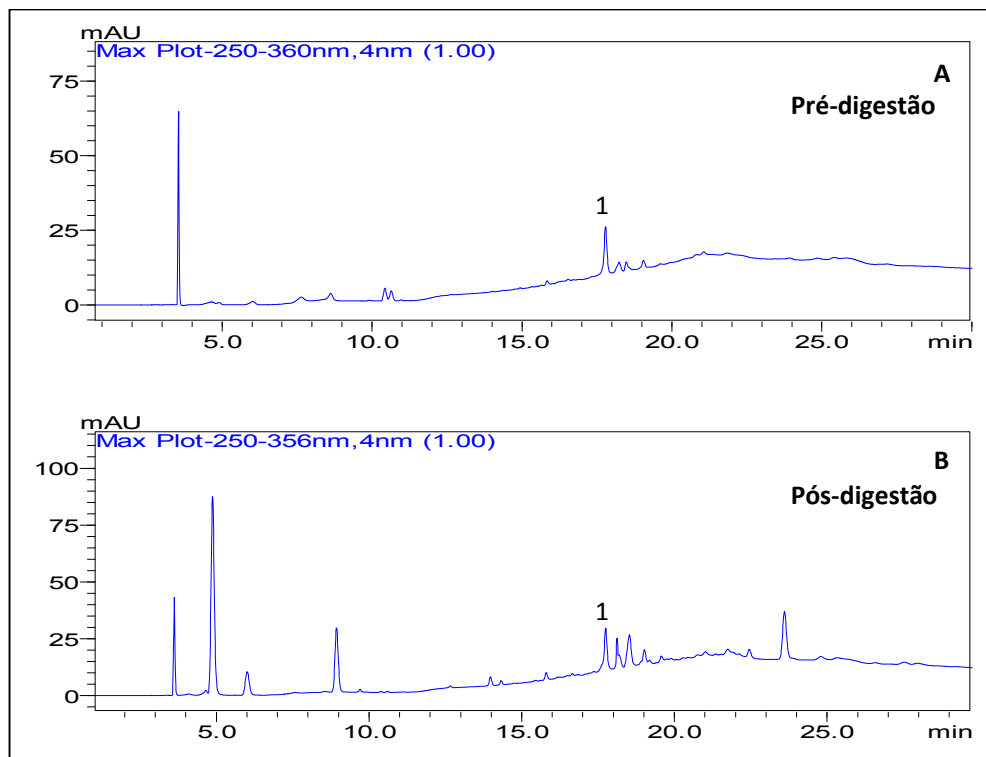


Figura 18 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de AMNat: (A) pré-digestão; (B) pós-digestão. (1A) T_R 17,78 min, rutina; (1B) T_R 17,74 min, rutina.

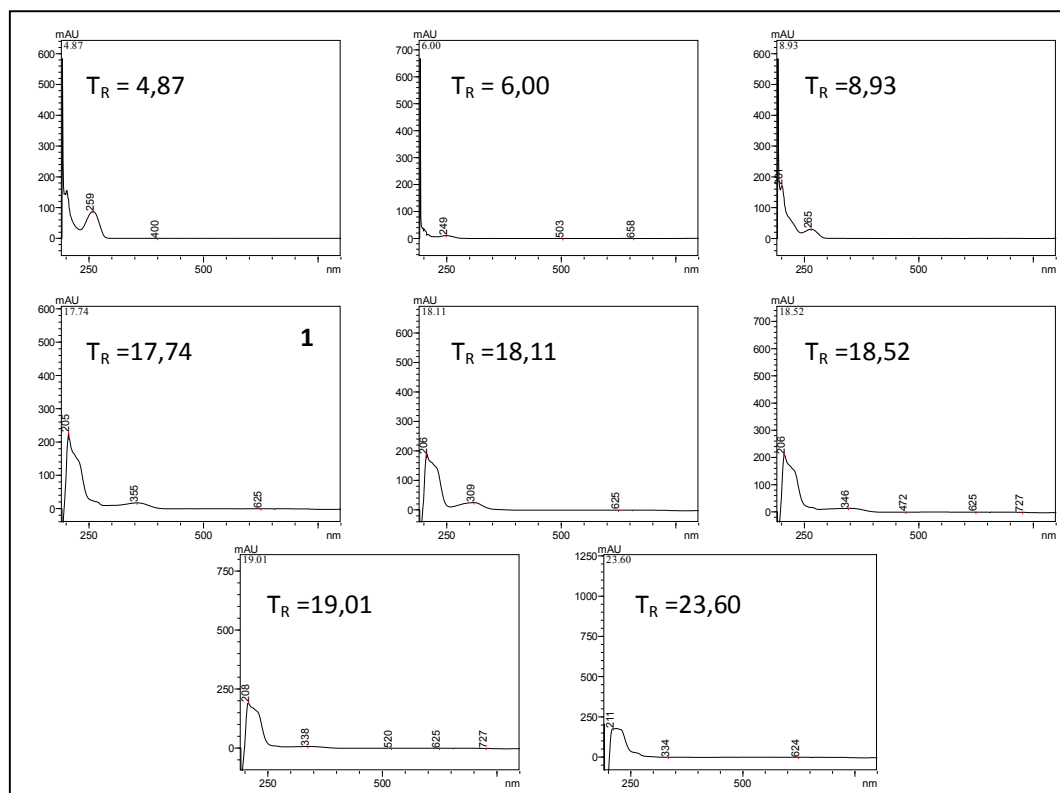


Figura 19 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMNat pós-digestão.

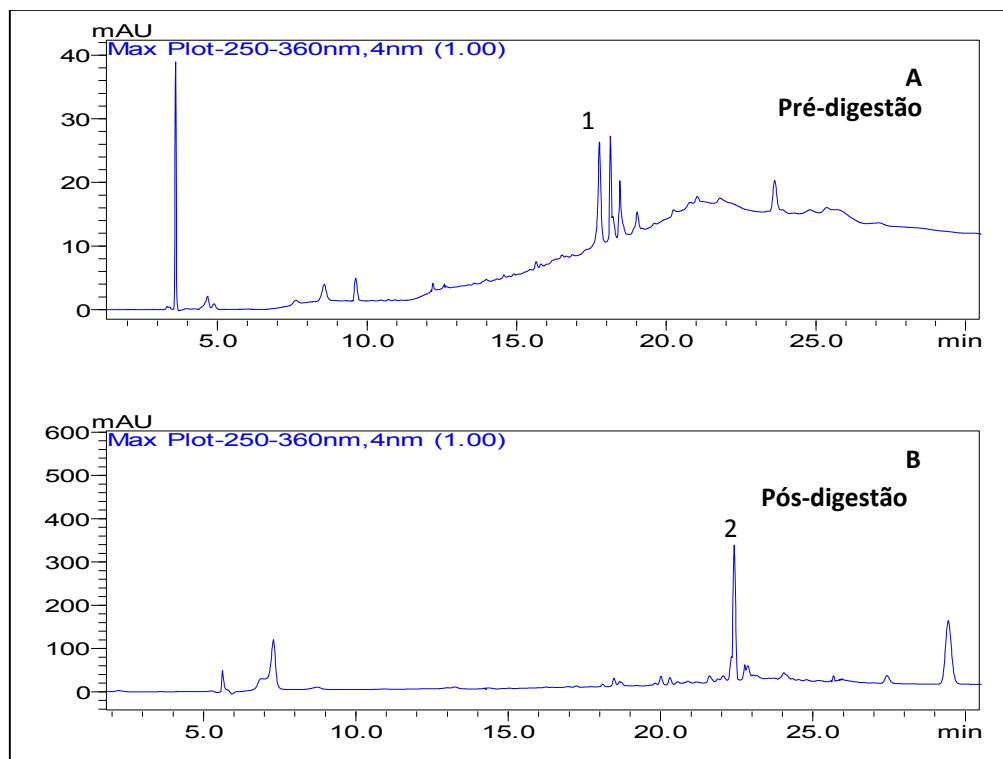


Figura 20 - Comparação dos cromatogramas dos extratos em acetato de etila de AMT or: (A) pré-digestão; (B) pós-digestão. (1A) T_R 17,76 min, rutina; (2B) T_R 22,41 min, quercetina.

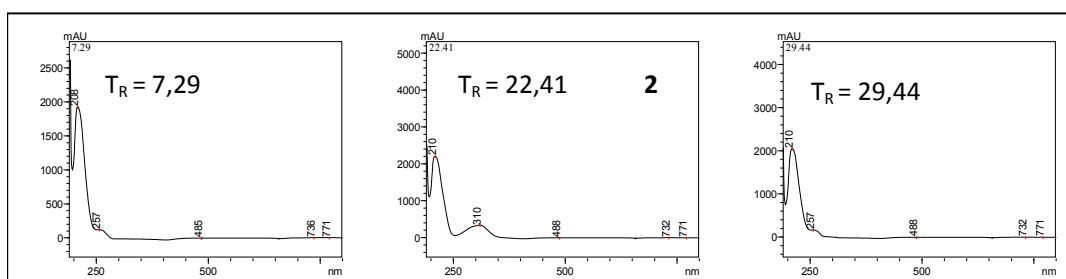


Figura 21 - Espectros no UV dos picos majoritários identificados no extrato em acetato de etila de AMT or pós-digestão.

Os resultados mostram que a digestão alterou os perfis cromatográficos da *S. striata* e da *A. hypogaea*. Esta alteração foi mais evidente nas amostras *in natura*, do que nas amostras torradas, o que pode ser uma consequência da forma com que as substâncias então integradas à matriz do alimento, interferindo em sua biodisponibilidade. Pinacho et al. (2015) e Celep et al. (2017) avaliaram o perfil de fenólicos em plantas, e observaram que os compostos foram alterados durante a digestão *in vitro*. Esta alteração pode ser justificada pela complexa interação dos fitoquímicos durante a digestão *in vitro*, pela atividade enzimática e alterações de pH, influenciando e alterando a estabilidade dos compostos (PINACHO et al., 2015; CELEP et al., 2017).

A rutina manteve-se presente após a digestão *in vitro*, em todas as amostras, exceto no AMTor. Este resultado pode ser consequência do efeito da torrefação na *A. hypogaea*. Provavelmente, a torrefação alterou a estabilidade da rutina, de modo que, durante a digestão as enzimas promoveram sua transformação em quercetina.

A tabela 12 apresenta as concentrações de rutina/quercetina de todas as amostras pré e pós-digestão. É possível observar que a concentração de rutina aumentou após a digestão, exceto no AMTor, em que a rutina foi transformada em quercetina.

Tabela 12 – Concentração de rutina/quercetina nas amostras de *S. striata* e *A. hypogaea* pré e pós-digestão

Amostras	Concentração pré-digestão (mg/100mg)	Concentração pós-digestão (mg/100mg)	Aumento em Percentual
CHNat	0,016	0,044	178%
CHTor	0,022	0,023	5%
AMNat	0,015	0,020	40%
AMTor	0,022	0,096(quercetina)	-

Concentração expressa em mg/100mg de extrato seco.

Tanto a *S. striata* como a *A. hypogaea* apresentaram flavonoides e ácidos fenólicos bioacessíveis. Celep et al. (2017) também observaram a presença destas duas classes de substâncias após a digestão *in vitro*, além do aumento em sua concentração. Estes resultados,

mais uma vez, indicam que a *S. striata* pode ser considerada um potencial alimento funcional, assim como a *A. hypogaea*. O aproveitamento da *S. striata* como alimento, contribui para a conservação, valorização e valorização da espécie, além de possibilitar a geração de renda para a população local.

Nas análises de ambas as plantas, o T_R de alguns compostos coincidiu com o T_R dos padrões. No entanto, a confirmação destas substâncias não foi possível devido à falta de especificidade de seus espectros no UV. Isto pode ter ocorrido devido à baixa concentração de tais compostos nas amostras. Desse modo, uma alternativa seria realizar a identificação/confirmação das substâncias sugeridas pelo DAD, por meio de detecção de massas. A CLAE é uma das técnicas mais utilizadas para a análise de compostos termicamente instáveis e não voláteis. No entanto, a identificação por UV-visível é pouco específica. A espectrometria de massas é a técnica mais recomendada para a identificação de substâncias, e o acoplamento do CLAE a esta técnica poderia fornecer uma análise mais fidedigna da amostra (LANÇAS, 2009).

4.5.2 Bioacessibilidade de compostos fenólicos totais

A bioacessibilidade dos fenólicos totais foi realizada para a *S. striata* e para a *A. hypogaea*, apenas em suas amostras *in natura*. A tabela 13 apresenta os resultados encontrados para a bioacessibilidade de compostos fenólicos totais na *S. striata* e na *A. hypogaea* e compara estes valores com os resultados obtidos pré-digestão.

Tabela 13 – Teor de compostos fenólicos totais na *S. striata* e *A. hypogaea* pré e pós-digestão

Amostras	Fenólicos totais pré-digestão (mg GAE/100g)		Fenólicos totais bioacessíveis pós- digestão (mg GAE/100g)		Aumento em percentual (%)
	MU	MS	MU	MS	
CHNat	40,75 ± 1,29 ^a	42,6 ± 1,3 ^a	196,48 ± 1,64 ^b	205,52 ± 1,7 ^c	382%
AMNat	467,57 ± 14,05 ^d	489,6 ± 14,7 ^d	628,49 ± 27,41 ^e	658,10 ± 28,74 ^e	34%

MU = matéria úmida.

MS = matéria seca.

Valores médios ± desvio padrão (n=3).

Letras iguais não diferem significativamente pelo teste t ($P \leq 0,05$).

Após o processo de digestão *in vitro*, CHNat apresentou 196,48 mg GAE/100g de matéria úmida e AMNat apresentou 628,49 mg GAE/100g de matéria úmida. Os resultados mostram que a *S. striata* apresentou menor teor de polifenóis totais do que a *A. hypogaea* após a digestão, semelhante ao que foi observado na quantificação destes compostos pré-digestão.

A figura 22 ilustra o teor de polifenóis totais em matéria úmida, das amostras pré e pós-digestão da *S. striata* e da *A. hypogaea*.

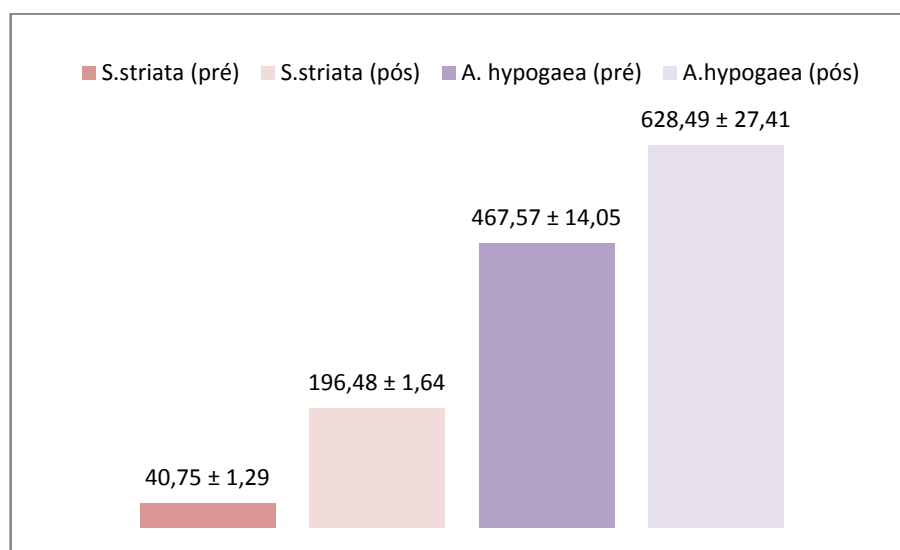


Figura 22 – Comparação entre o teor de polifenóis totais pré e pós-digestão *in vitro*.

O teor de polifenóis, tanto da *S. striata*, quanto da *A. hypogaea*, foi maior após o processo de digestão *in vitro*, quando comparado ao quantificado pré-digestão. Chen et al. (2014) avaliaram 33 frutas diferentes e, após a digestão, observaram aumento no teor de polifenóis em 25 delas. Da mesma forma, Baker et al. (2013) e Celep et al. (2017) observaram aumento no teor de polifenóis totais após a digestão de especiarias canela, cravo e noz-moscada e a Erva-de-são-joão (*Hypericum perforatum*), respectivamente. Bhatt & Patel (2013) afirmam também, que a digestão gastrointestinal *in vitro* fornece extratos com maior potencial antioxidante do que a extração com solventes orgânicos.

Segundo Bhatt & Patel (2013) e Celep et al. (2017), é provável que uma porção destes compostos se transforme em formas estruturalmente diferentes durante a digestão e,

apresentem, conseqüentemente, diferentes biodisponibilidades. Outro argumento utilizado por esses mesmos autores para justificar estas diferenças, é o efeito do processo na liberação de compostos fenólicos ligados a macromoléculas como proteínas e fibra.

Proporcionalmente, o aumento dos compostos fenólicos na *S. striata* foi consideravelmente maior que na *A. hypogaea*, respectivamente, 382% e 34%. Esta elevada diferença pode ser justificada pelo fato de que uma grande parcela da pele externa da *A. hypogaea*, que é avermelhada e portanto rica em substâncias fenólicas, ficou retida na malha do tamis, durante a uniformização das partículas. Além disto, uma outra justificativa poderia ser uma consequência de características próprias das plantas, que faz com que as mesmas se comportem diferentemente durante a digestão, liberando os compostos de forma distinta (CELEP et al., 2017).

Baker et al. (2013), além da digestão, avaliaram o efeito de técnicas culinárias no teor de compostos fenólicos e atividade antioxidante de três especiarias. Ambos os fatores influenciaram os resultados. No entanto, as alterações observadas não seguiram um padrão entre as amostras. Estes autores justificam o achado, indicando que as mudanças ocorridas durante a digestão são devido às características específicas de cada matriz alimentar, principalmente, a forma como os fitoquímicos reagem ao processo (BAKER et al., 2013). Estes argumentos fortalecem e justificam a diferença observada em nosso estudo entre o aumento dos compostos fenólicos na *S. striata* e na *A. hypogaea*, após a digestão.

Segundo Alminger et al. (2014) a quantidade bioacessível de um fitoquímico pode diferir muito da sua concentração na matriz alimentar *in natura*. Alguns compostos que são pouco liberados e solubilizados durante a digestão, como os carotenóides, ou que sofrem degradação antes de atingirem o local de absorção, como as antocianinas, sua fração bioacessível pode ser inferior a 10%.

A maioria dos estudos aborda as propriedades bioativas dos compostos fenólicos sem, no entanto, considerar as modificações adicionais às quais estes compostos são submetidos uma vez ingeridos (AMAROWICZ et al., 2004; ARCAN & YEMENICIOĞLU, 2009; RUFINO et al., 2010; ZIELINSKI et al., 2014). A avaliação da bioacessibilidade é importante para avaliar a bioatividade dos compostos (ALMINGER et al., 2014). Dessa forma, estudos que não consideram os fatores envolvidos na biodisponibilidade dos constituintes alimentares, podem não refletir os reais efeitos destes compostos sobre a saúde.

4.5.3 Bioacessibilidade de lipídeos

A tabela 14 descreve os resultados da bioacessibilidade de lipídeos obtidos para a *S. striata* e para a *A. hypogaea* e compara os valores obtidos com o teor total de lipídios quantificado pré-digestão.

Tabela 14 – Teor total e bioacessibilidade de lipídeos da *S. striata* e da *A. hypogaea*

Amostras	Teor total de lipídios (% pré-digestão)	Lipídios bioacessíveis (% pós-digestão)	Perda (%)
CHNat	20,3	2,90 ± 0,67 ^a	86
CHTor	24,8	4,73 ± 0,56 ^b	81
AMNat	39,4	19,93 ± 0,23 ^c	50
AMTor	43,5	29,95 ± 0,26 ^d	33

Valores médios ± desvio padrão (n=3).

Letras iguais não diferem significativamente pelo teste t ($P \leq 0,05$).

Os dados da tabela mostram que o percentual de lipídios bioacessíveis de todas as amostras foi inferior aos teores quantificados pré-digestão. A perda de óleo após a digestão foi de 86%, 81%, 50% e 33% para o CHNat, CHTor, AMNat e AMTor, respectivamente, mostrando que quanto maior o teor total de óleo nos respectivos alimentos, menor foi a perda. Os resultados obtidos para as amostras de *S. striata* foram, estatisticamente, inferiores aos da *A. hypogaea*. Em ambas as plantas, as amostras *in natura* apresentaram, estatisticamente, menor bioacessibilidade do que as amostras torradas. Grundy et al. (2015) encontraram resultado similar ao avaliar a bioacessibilidade de lipídios em amêndoas. Eles encontraram 8% de lipídios bioacessíveis na amostra *in natura* e 11% na amostra torrada. Esta diferença deve-se, provavelmente, a ação da água como agente plastificante, tornando o tecido mais frágil nas amêndoas desidratadas (GRUNDY et al., 2015).

Apesar do grupo das nozes conter alto teor de lipídios, dados observacionais revelam uma associação inversa entre o consumo crônico de nozes e o peso corporal (TRAORET et al., 2008). Já foi relatado que uma proporção significativa permanece não digerida em indivíduos saudáveis que incorporam este tipo de alimento na dieta (MANDALARI et al. 2008). Alguns

estudos demonstraram que indivíduos que consumiram uma dieta rica em nozes excretaram uma quantidade significativa de gordura nas fezes (ELLIS et al., 2004; CASSADY et al., 2009).

Ellis et al. (2004) atribuem essa excreção de gordura nas fezes à resistência das paredes celulares das amêndoas à degradação microbiana e enzimática no TGI. Esta resistência reduz a bioacessibilidade lipídica, impedindo a absorção destes nutrientes. Grundy et al. (2015) observaram que após a mastigação, a maioria das células das amêndoas permaneceram intactas, com lipídios encapsulados pelas paredes celulares, deixando estes nutrientes indisponíveis para a digestão.

Segundo Grundy et al. (2015) e Mandalari et al. (2008), a mastigação influencia diretamente a liberação dos lipídios de suas matrizes. O aumento na mastigação e a consequente redução do tamanho das partículas, eleva a quantidade de lipídios bioacessíveis e, portanto, a densidade energética. Neste estudo, o tamanho das partículas de todas as amostras foram padronizadas pela tamisação em peneiras de 25 mesh. Dessa forma, a diferença observada entre a bioacessibilidade de lipídios na *S. striata* e na *A. hypogaea* pode ser justificada por diferenças/características físicas das matrizes alimentares, de modo que os lipídios foram liberados também de forma distinta.

O consumo de nozes está relacionado à redução de uma série de fatores de risco para doenças crônicas não transmissíveis, como diabetes tipo 2, doenças cardiovasculares e obesidade (GRUNDY et al., 2015). Estes benefícios são relacionados, principalmente, ao seu perfil de ácidos graxos (NISHI et al., 2014). Dessa forma, o conhecimento da bioacessibilidade e da taxa de absorção destes compostos é fundamental para que se atinja os efeitos desejados. Estes resultados de bioacessibilidade, portanto, são de extrema importância e devem ser considerados pelos profissionais de saúde que orientam o consumo destes alimentos.

5 CONCLUSÃO

Tanto na *S. striata* quanto na *A. hypogaea* foi possível identificar a presença de rutina, além de ácidos orgânicos e flavonóides por CLAE/DAD.

Ambas as plantas apresentaram predominância MUFAs. Apesar da *S. striata* ter apresentado menor proporção de gorduras insaturadas/saturadas do que a *A. hypogaea*, seu teor de ômega-3 e a proporção de *n-6/n-3* foi melhor.

A *S. striata* apresentou menor teor de compostos fenólicos totais e menor atividade antioxidante do que a *A. hypogaea*.

A digestão *in vitro* alterou o perfil de compostos fenólicos, mas aumentou a concentração de rutina em todas as amostras, exceto no AMTor. Nesta amostra, a rutina foi transformada em quercetina. O teor de compostos fenólicos totais também aumentou na *S. striata* e na *A. hypogaea* após a digestão *in vitro*. Já bioacessibilidade lipídica foi menor na *S. striata* em comparação com a *A. hypogaea*.

A torrefação promoveu resultados satisfatórios, estimulando o consumo desses alimentos em sua forma mais apreciada.

Estes resultados sinalizam que a amêndoa do chichá pode ser considerada um alimento funcional promissor.

REFERÊNCIAS

- ALI, A.; ISLAM, A.; PAL, T. K. The effect of microwave roasting on the antioxidant properties of the Bangladeshi groundnut cultivar. **Acta Scientiarum Polonorum Technologia Alimentaria**, v. 15, n. 4, p. 429-438, 2016.
- ALMEIDA, S. D.; PROENÇA, C. E. B.; SANO, S. M.; RIBEIRO, J. F. **Cerrado: espécies vegetais úteis**. Planaltina: Embrapa-CPAC, 1998. 464 p.
- ALMINGER, M.; AURA, A. M.; BOHN, T.; DUFOUR, C.; EI, S. N.; GOMES, A.; KARAKAYA, S.; MARTÍNEZ-CUESTA, M.C.; MCDUGALL, G.J.; REQUENA, T.; SANTOS, C. N. *In vitro* models for studying secondary plant metabolite digestion and bioaccessibility. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 13, n. 4, p. 413-436, 2014.
- AMAROWICZ, R.; PEGG, R. B.; RAHIMI-MOGHADDAM, P.; BARL, B.; WEIL, J. A. Free-radical scavenging capacity and antioxidant activity of selected plant species from the Canadian prairies. **Food chemistry**, v. 84, n. 4, p. 551-562, 2004.
- ANDERSEN, P. C.; HILL, K.; GORBET, D. W.; BRODBECK, B. V. Fatty acid and amino acid profiles of selected peanut cultivars and breeding lines. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 11, p. 100–111, 1998.
- ANGELO, P.M.; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos – uma breve revisão. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 66, n.1, p. 232–240, 2007.
- ARANCETA, J.; PEREZ-RODRIGO, C. Recommended dietary reference intakes, nutritional goals and dietary guidelines for fat and fatty acids: a systematic review. **British Journal of Nutrition**, v. 107, p. S8–S22, 2012.
- ARCAN, I.; YEMENICIOĞLU, A. Antioxidant activity and phenolic content of fresh and dry nuts with or without the seed coat. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 22, n. 3, p. 184-188, 2009.
- ARYA, S.S.; SALVE, A.R.; CHAUHAN, S. Peanuts as functional food: a review. **Journal of Food Science and Technology**, v. 53, n. 1, p. 31–41, 2016
- AUED-PIMENTEL, S.; LAGOS, J.H.; CHAVES, M.H.; KUMAGAI, E.E. Evaluation of a methylation procedure to determine cyclopropenoids fatty acids from *Sterculia striata* St. Hil. Et Nauds seed oil. **Journal of Chromatography A**, v.1054, p. 235-239, 2004.

BAKER, I.; CHOHAN, M.; OPARA, E. I. Impact of cooking and digestion, *in vitro*, on the antioxidant capacity and anti-inflammatory activity of cinnamon, clove and nutmeg. **Plant foods for human nutrition**, v. 68, n. 4, p. 364-369, 2013.

BERRYMAN, C. E.; WEST, S. G.; FLEMING, J. A.; BORDI, P. L.; KRIS-ETHERTON, P. M. Effects of daily almond consumption on cardiometabolic risk and abdominal adiposity in healthy adults with elevated LDL-cholesterol: A randomized controlled trial. **Journal of the American Heart Association**, v. 4, n.1, p. 1-11, 2015.

BHATT, A.; PATEL, V. Antioxidant activity of garlic using conventional extraction and *in vitro* gastrointestinal digestion. **Free Radicals and Antioxidants**, v. 3, n. 1, p. 30-34, 2013.

BJØRKLUND, G.; CHIRUMBOLO, S. Role of oxidative stress and antioxidants in daily nutrition and human health. **Nutrition**, v. 33, p. 311-321, 2017.

BLOMHOFF, R.; CARLSEN, M. H.; ANDERSEN, L. F.; JACOBS, D. R. Health benefits of nuts: potential role of antioxidants. **British Journal of Nutrition**, v. 96, n. S2, p. S52-S60, 2006.

BONECHI, C.; DONATI, A.; TAMASI, G.; LEONE, G.; CONSUMI, M.; ROSSI, C.; LAMPONI, S.; MAGNANI, A. Protective effect of quercetin and rutin encapsulated liposomes on induced oxidative stress. **Biophysical chemistry**, v. 233, n. 2018, p. 55-63, 2017.

BORGUINI, R. G.; TORRES, E.A.F.S. Alimentos orgânicos: qualidade nutritiva e segurança do alimento. **Segurança alimentar e Nutricional**, v. 13, n. 2, p. 64-75, 2006.

BRANDÃO, M.G.L.; ZANETTI, N.N.S.; OLIVEIRA, P.; GRAEL, C.F.; SANTOS, A.C.; MONTE-MÓR, R.L.M. Brazilian medicinal plants described by 19th century European Naturalists and in Official Pharmacopeia. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 120, p. 141-148, 2008.

BRANDÃO, M.G.L.; COSENZA, G.P.; STANISLAU, A.M.; FERNANDES, G.W. Influence of Brazilian herbal regulations on the use and conservation of native medicinal plants. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 164, p. 369-377, 2010.

BRANDÃO, M.G.L.; PIGNAL, M.; ROMANIUC, S.; GRAEL, C.F.F.; FAGG, C.W. Useful Brazilian plants listed in the field books of the French naturalist Auguste de Saint-Hilaire (1779-1853). **Journal of Ethnopharmacology**, v. 143, p. 488-500, 2012.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Atenção à Saúde. Departamento de Atenção Básica. **Guia alimentar para a população brasileira**. 2. ed. Brasília: Ministério da Saúde, 2014. 156 p.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Políticas de Saúde. Coordenação-Geral da Política de Alimentação e Nutrição. **Alimentos regionais brasileiros**. 2. ed. Brasília: Ministério da Saúde, 2015. 484 p.

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-gurguéia. — **Revista Ciência Agronômica**, v. 39, p. 517-523, 2008.

CASSADY, B. A.; HOLLIS, J. H.; FULFORD, A. D.; CONSIDINE, R. V.; MATTES, R. D. Mastication of almonds: effects of lipid bioaccessibility, appetite, and hormone response. **The American journal of clinical nutrition**, v. 89, n. 3, p. 794-800, 2009.

CELEP, E.; İNAN, Y.; AKYÜZ, S.; YESILADA, E. The bioaccessible phenolic profile and antioxidant potential of *Hypericum perforatum* L. after simulated human digestion. **Industrial Crops and Products**, v. 109, p. 717-723, 2017.

CHANDRASEKARA, N.; SHAHIDI, F. Effect of roasting on phenolic content and antioxidant activities of whole cashew nuts, kernels, and testa. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 59, n. 9, p. 5006-5014, 2011.

CHAVES, M. H.; BARBOSA, A. S.; MOITA NETO, J. M.; AUED-PIMENTEL, S.; LAGO, J. H. G. Caracterização química do óleo da amêndoa de *Sterculia striata* St. Hill. et Naud. **Química Nova**, v. 27, n. 03, p. 404-408, 2004.

CHEN, G. L.; CHEN, S. G.; ZHAO, Y. Y.; LUO, C. X.; LI, J.; GAO, Y. Q. Total phenolic contents of 33 fruits and their antioxidant capacities before and after *in vitro* digestion. **Industrial Crops and Products**, v. 57, p. 150-157, 2014.

CHEN, J.; ZHOU, Y.; MUELLER-STEINER, S.; CHEN, L.F.; KWON, H.; YI, S.; MUCKE, L.; GAN, L. SIRT1 protects against microglia-dependent amyloid- β toxicity through inhibiting NF- κ B signaling. **Journal of Biological Chemistry**, v. 280, p. 40364–40374, 2005.

CHOWDHUR, Y.R.; WARNAKULA, S.; KUNUTSOR, S.; CROWE, F.; WARD, H.A.; JOHNSON, L.; FRANCO, O.H.; BUTTERWORTH, A.S.; FOROUHI, N.G.; THOMPSON, S.G.; KHAW, K.T.; MOZAFFARIAN, D.; DANESH, J.; DI ANGELANTONIO, E. Association of dietary, circulating, and supplement fatty acids with coronary risk: a systematic review and metaanalysis. **Annals of Internal Medicine**, v. 160, p. 398–406, 2014.

CHUKWUMAH, Y.; WALKER, L.; VOGLER, B.; VERGHESE, M. Changes in the phytochemical composition and profile of raw, boiled, and roasted peanuts. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 55, p. 9266–9273, 2007.

CHUKWUMAH, Y.; WALKER, L.; VOGLER, B.; VERGHESE, M. Profiling of bioactive compounds in cultivars of Runner and Valencia peanut market-types using liquid chromatography /APCI mass spectrometry. **Food Chemistry**, v. 132, p. 525-531, 2012.

CORRÊA, M.P. **Dicionário das Plantas Úteis do Brasil e das Exóticas Cultivadas**. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, 1984. v. 2. 707 p.

CRAFT, BD; KOSIŃSKA, A; AMAROWICZ, R; PEGG, R.B. Antioxidant properties of extracts obtained from raw, dry-roasted, and oil-roasted US peanuts of commercial importance. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 65, n. 3, p. 311–318, 2010.

DAIUTO, É. R.; VIEITES, R.L. Atividade da peroxidase e polifenoloxidase em abacate da variedade Hass, submetidos ao tratamento térmico. **Revista Iberoamericana de Tecnologia Postcosecha**, v. 9, n. 2, p. 106-112, 2008.

DE CAMARGO, A. C.; VIDAL, C. M. M.; CANNIATTI-BRAZACA, S. G.; SHAHIDI, F. Fortification of cookies with peanut skin: Effects on the composition, polyphenols, antioxidant properties and sensory quality. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 62, p. 11228–11235, 2014.

DE CAMARGO, A. C.; REGITANO-D'ARCE, M. A. B.; RASERA, G. B.; CANNIATTI-BRAZACA, S. G.; DO PRADO SILVA, L.; ALVARENGA, V. O.; SANT'ANA, A.S.; SHAHIDI, F. Phenolic acids and flavonoids of peanut by-products: Antioxidant capacity and antimicrobial effects. **Food Chemistry**, v. 237, p. 538–54, 2017.

DINIZ, Z.N.; SINGH, B.P.; NETO, V.Q.; CAVALHEIRO, M.O. *Sterculia striata* seed kernel oil: characterization and thermal stability. **Grasas y aceites**, v. 59, p.160–165, 2008.

DOMAZETOVIC, V.; MARCUCCI, G.; IANTOMASI, T.; BRANDI, M. L.; VINCENZINI, M. T. Oxidative stress in bone remodeling: role of antioxidants. **Clinical Cases in Mineral and Bone Metabolism**, v. 14, n. 2, p. 209-216, 2017.

DUBOIS, V.; BRETON, S.; LINDER, M.; FANNI, J.; PARMENTIER, M. Fatty acid profiles of 80 vegetable oils with regard to their nutritional potential. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 109, p. 710–732, 2007.

DUNCAN, C.E.; GORBET, D.W.; TALCOTT, S.T. Phytochemical content and antioxidant capacity of water-soluble isolates from peanuts (*Arachis hypogaea* L.). **Food Research International**, v. 39, n.8, p. 898–904, 2006.

ELLIS, P. R.; KENDALL, C. W.; REN, Y.; PARKER, C.; PACY, J. F.; WALDRON, K. W.; JENKINS, D. J. Role of cell walls in the bioaccessibility of lipids in almond seeds. **The American journal of clinical nutrition**, v. 80, n. 3, p. 604-613, 2004.

ENDO, J.; ARITA, M. Cardioprotective mechanism of omega-3 polyunsaturated fatty acids. **Journal of cardiology**, v. 67, n. 1, p. 22-27, 2016.

ESTEVEZ, G. ***Sterculia* in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2015. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB85042>>. Acesso em: 15 jan. 2018.

FAO/WHO. **Fats and Oils in Human Nutrition**: Report of a Joint Expert Consultation. FAO/WHO: Rome, 1994. Disponível em: <<http://www.fao.org/docrep/V4700E/V4700E00.htm#Contents>>. Acesso em: 15 fev. 2018.

FERNÁNDEZ-GARCÍA, E.; CARVAJAL-LÉRIDA, I.; PÉREZ-GÁLVEZ, A. (2009). In vitro bioaccessibility assessment as a prediction tool of nutritional efficiency. **Nutrition Research**, v. 29, n. 11, p. 751-760, 2009.

FINKEL, T.; HOLBROOK, N. J. Oxidants, oxidative stress and the biology of ageing. **Nature**, v. 408, n. 6809, p. 239-247, 2000.

FOOD AND DRUG ADMINISTRATION. **Qualified Health Claims**: Letter of Enforcement Discretion – Nuts and Coronary Heart Disease. Rockville, MD: US Food and Drug Administration, 2003. p. 4. Disponível em: <<https://www.fda.gov/Food/IngredientsPackagingLabeling/LabelingNutrition/ucm072926.htm>>. Acesso em: 05 dez. 2017.

GAGLIANO, N.; ALDINI, G.; COLOMBO, G.; ROSSI, R.; COLOMBO, R.; GIOIA, M.; MILZANI, A.; DALLE-DONNE, I. The potential of resveratrol against human gliomas. **Anti-Cancer Drugs**, v. 21, p.140–150, 2010.

GALANAKIS, C. M. **Nutraceutical and functional food components: Effects of innovative processing techniques**. Cambridge: Academic Press, 2016. Disponível em: <
<https://books.google.com.br/books?hl=pt-BR&lr=&id=jmeyDAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PP1&dq=Nutraceutical+and+Functional+Food+Components:+Effects+of+Innovative+Processing+Techniques&ots=6iWM0KuD7I&sig=czjdUQxEFrSZmo0XrZV-2oG7mBQ#v=onepage&q=Nutraceutical%20and%20Functional%20Food%20Components%3A%20Effects%20of%20Innovative%20Processing%20Techniques&f=false>>. Acesso em: 12 jan. 2018.

GRIFFIN, M.D.; SANDERS, T.A.; DAVIES, I.G.; MORGAN, L.M.; MILLWARD, D.J.; LEWIS, F.; SLAUGHTER, S.; COOPER, J.A.; MILLER, G.J.; GRIFFIN, B.A. Effects of altering the ratio of dietary n-6 to n-3 fatty acids on insulin sensitivity, lipoprotein size, and postprandial lipemia in men and postmenopausal women aged 45-70 y: the OPTILIP Study. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 84, p. 1290–1298, 2006.

GRUNDY, M. M.; GRASSBY, T.; MANDALARI, G.; WALDRON, K. W.; BUTTERWORTH, P. J.; BERRY, S. E.; ELLIS, P. R. Effect of mastication on lipid bioaccessibility of almonds in a randomized human study and its implications for digestion kinetics, metabolizable energy, and postprandial lipemia. **The American journal of clinical nutrition**, v. 101, n. 1, p. 25-33, 2015.

GRY, J.; BLACK, L.; ERIKSEN, F. D.; PILEGAARD, K.; PLUMB, J.; RHODES, M.; SHEEHAN, D.; KIELY, M.; KROON, P. A. EuroFIR-BASIS—a combined composition and biological activity database for bioactive compounds in plant-based foods. **Trends in food science & technology**, v. 18, n. 8, p. 434-444, 2007.

GUTIÉRREZ-GRIJALVA, E.P.; AMBRIZ-PÉRE, D.L.; LEYVA-LÓPEZ, N.; CASTILLO-LÓPEZ, R.I.; HEREDIA, J.B. Review: Dietary phenolic compounds, health benefits and bioaccessibility. **Archivos Latinoamericanos De Nutricion**, v. 66, p. 87–100, 2016.

GUTIÉRREZ-GRIJALVA, E.P.; PICOS-SALAS, M.A.; LEYVA-LÓPEZ, N.; CRIOLLO-MENDOZA, M.S.; VAZQUEZ-OLIVO, G.; HEREDIA, J.B. Flavonoids and Phenolic Acids from Oregano: Occurrence, Biological Activity and Health Benefits. **Plants**, v.7, n. 2, p. 1-23, 2017.

HAMINIUK, C.W.; MACIEL, G.M.; PLATA-OVIEDO, M.S.; PERALTA, R.M. Phenolic compounds in fruits—an overview. **International Journal of Food Science & Technology**, v. 47, n.10, p. 2023–2044, 2012.

HAMMER, Ø.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. Paleontological statistics software: package for education and data analysis. **Palaeontologia Electronica**, n. 4, 2001.

HASHIM, I.B.; KOCHLER, P.E.; QITENMILLER, R.R.; KVIEN, C.K. Fatty acid composition and tocopherol content of drought stressed Florunner peanuts. **Peanut Science**, v. 20, p. 21–24, 1993.

HELAL, A.; TAGLIAZUCCHI, D. Impact of *in-vitro* gastro-pancreatic digestion on polyphenols and cinnamaldehyde bioaccessibility and antioxidant activity in stirred cinnamon-fortified yogurt. **LWT-Food Science and Technology**, v. 89, p. 164-170, 2018.

HERRERA-MEZA, S.; RODRÍGUEZ-LANDA, J. F.; MARTÍNEZ, A. J.; HERRERA-MEZA, G.; FERNANDEZ-DEMENEGHI, R.; REYES-SALDAÑA, K.; OLIART-ROS, R. M. Behavioral Effect of *Sterculia apetala* Seed Oil Consumption in Male Zucker Rats. **Journal of medicinal food**, v. 20, n. 11, p. 1133-1139, 2017.

HIDALGO, A.; FERRARETTO, A.; DE NONI, I.; BOTTANI, M.; CATTANEO, S.; GALLI, S.; BRANDOLINI, A. Bioactive compounds and antioxidant properties of pseudocereals-enriched water biscuits and their *in vitro* digestates. **Food Chemistry**, v. 240, p. 799-807, 2018.

HOEHNE, F. C. **Plantas e substâncias vegetais tóxicas e medicinais**. São Paulo: Graphicars, 1939. 355 p.

HOOPER, L.; KAY, C.; ABDELHAMID, A.; KROON, P.A.; COHN, J.S.; RIMM, E.B.; CASSIDY, A. Effects of chocolate, cocoa, and flavan-3-ols on cardiovascular health: A systematic review and meta-analysis of randomized trials. **The American Journal of Clinical Nutrition**, v. 95, p. 740–751, 2012.

HOSSEINZADEH, H.; NASSIRI-ASL, M.. Review of the protective effects of rutin on the metabolic function as an important dietary flavonoid. **Journal of endocrinological investigation**, v. 37, n. 9, p. 783-788, 2014.

HU, F.B.; MANSON, J.E.; WILLETT, W.C. Types of dietary fat and risk of coronary heart disease: a critical review. **Journal of the American College of Nutrition**, v, 20, p. 5-19, 2001.

HWANG, J.Y.; SHUE, Y.S.; CHANG, H.M. (2001) Antioxidative activity of roasted and defatted peanut kernels. **Food Research International** , v. 34, p. 639–647, 2001.

INSTITUTE OF MEDICINE OF THE NATIONAL ACADEMIES. **Dietary reference intakes for energy, carbohydrate, fiber, fat, fatty acids, cholesterol, protein, and amino acids (macronutrients)**. Washington, DC: National Academies Press, 2002.

JAKOBSEN, M.U.; O'REILLY, E.J.; HEITMANN, B.L.; PEREIRA, M.A.; BÄLTER, K.; FRASER, G.E.; GOLDBOURT, U.; HALLMANS, G.; KNEKT, P.; LIU, S.; PIETINEN, P.; SPIEGELMAN, D.; STEVENS, J.; VIRTAMO, J.; WILLET, W.C.; ASCHERIO, A. Major types of dietary fat and risk of coronary heart disease: a pooled analysis of 11 cohort studies. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 89, p.1425–1432, 2009.

JENKINS, D.J.A.; KENDALL, C.W.C.; MARCHIE, A.; PARKER, T.L.; CONNELLY, P.W.; QIAN, W.; HAIGHT, J.S.; FAULKNER, D.; VIDGEN, E.; LAPSLEY, K.G.; SPILLER, G.A. Dose response of almonds on coronary heart disease risk factors: blood lipids, oxidized low-density lipoproteins, lipoprotein(a), homocysteine, and pulmonary nitric oxide: a randomized, controlled, crossover trial. **Circulation**, v.106, p.1327–1332, 2002.

JENKINS, D.J.A.; KENDALL, C.W.C.; MARCHIE, A.; JOSSE, A.R.; NGUYEN, T.H.; FAULKNER, D.A.; LAPSLEY, K.G.; SINGER, W. Effect of almonds on insulin secretion and insulin resistance in nondiabetic hyperlipidemic subjects: a randomized controlled crossover trial. **Metabolism**, v. 57, p. 882–887, 2008.

JUAN, M.E.; VINARDELL, M.P.; PLANAS, J.M. The daily oral administration of high doses of trans-resveratrol to rats for 28 days is not harmful. **The Journal of Nutrition**, v. 132, n. 2, p. 257–260, 2002.

KANG, L.; HENG, W.; YUAN, A.; BAOLIN, L.; FANG, H. Resveratrol modulates adipokine expression and improves insulin sensitivity in adipocytes relative to inhibition of inflammatory responses. **Biochemie**, v. 92, n.7, p. 789–796, 2010.

KAY, C.D.; HOOPER, L.; KROON, P.A.; RIMM, E.B.; CASSIDY, A. Relative impact of flavonoid composition, dose and structure on vascular function: A systematic review of randomised controlled trials of flavonoid-rich food products. **Molecular Nutrition & Food Research**, v. 56, p. 1605–1616, 2012.

KHODDAMI, A.; WILKES, M.A.; ROBERTS, T.H. Techniques for analysis of plant phenolic compounds. **Molecules**, v.18, p. 2328–2375, 2013.

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

KULLER, L. H. Dietary fat and chronic diseases: epidemiologic overview. **Journal of the American Dietetic Association**, v. 97, n. 7, p. S9 - S15, 1997.

LAI, H.T.M.; THREAPLETON, D.E.; DAY, A.J.; WILLIAMSON, G.; CADE, J.E.; BURLEY, V.J. Fruit intake and cardiovascular disease mortality in the UK Women's Cohort Study. **European Journal of Epidemiology**, v. 30, p. 1035–1048, 2015.

LANÇAS, F. M. A Cromatografia Líquida Moderna e a Espectrometria de Massas: finalmente “compatíveis”. **Scientia chromatographica**, v. 1, n. 2, p. 35-61, 2009.

LI, S.C.; LIU, Y.H.; LIU, J.F.; CHANG, W.H.; CHEN, C.M.; CHEN, C.Y.O. Almond consumption improved glycemic control and lipid profiles in patients with type 2 diabetes mellitus. **Metabolism**, v. 60, p. 474–479, 2011.

LI, Y.; HRUBY, A.; BERNSTEIN, A.M.; LEY, S.H.; WANG, D.D.; CHIUVE, S.E.; SAMPSON, L.; REXRODE, K.M.; RIMM, E.B.; WILLETT, W.C.; HU, F.B. Saturated fats compared with unsaturated fats and sources of carbohydrates in relation to risk of coronary heart disease: a prospective cohort study. **Journal of the American College of Cardiology**, v. 66, p.1538–1548, 2015.

LOPES, R. M.; DA SILVERIA ANGOSTINI-COSTA, T.; GIMENES, M. A.; SILVERIA, D. Chemical composition and biological activities of *Arachis* species. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 59, p. 4321–4330, 2011.

LORENTE-CEBRIÁN, S.; COSTA, A.G.; NAVAS-CARRETERO, S.; ZABALA, M.; MARTÍNEZ, J.A.; MORENO-ALIAGA, M.J. Role of omega-3 fatty acids in obesity, metabolic syndrome, and cardiovascular diseases: a review of the evidence. **Journal of Physiology and Biochemistry**, v. 69, p. 633-651, 2013.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 5. ed. Vol. 1. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2008. 384 p.

LUNN, J.; THEOBALD, H. E. The health effects of dietary unsaturated fatty acids. **Nutrition Bulletin**, v. 31, n. 3, p. 178-224, 2006.

MA, Y.; KOSIŃSKA-CAGNAZZO, A.; KERR, W.L.; AMAROWICZ, R.; SWANSON, R.B.; PEGG, R.B. Separation and characterization of soluble esterified and glycoside-bound phenolic compounds in dry-blanched peanut skins by liquid chromatography-electrospray ionization mass spectrometry. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 62, p. 11488–11504, 2014.

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.

MALEKI, S. J.; CHUNG, S. Y.; CHAMPAGNE, E. T.; RAUFMAN, J. P. The effects of roasting on the allergenic properties of peanut proteins. **Journal of Allergy and Clinical Immunology**, v. 106, n. 4, p. 763-768, 2000.

MANDALARI, G.; FAULKS, R. M.; RICH, G. T.; LO TURCO, V.; PICOUT, D. R., LO CURTO, R. B., BISIGNANO, G.; DUGO, P.; DUGO, G.; WALDRON, K.W.; ELLIS, P. R.; WICKHAM, M.S.J. Release of protein, lipid, and vitamin E from almond seeds during digestion. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 56, n. 9, p. 3409-3416, 2008.

MASCARAQUE, C.; ARANDA, C.; OCÓN, B.; MONTE, M. J.; SUÁREZ, M. D.; ZARZUELO, A.; MARÍNC, J.J.G.; MARTÍNEZ-AUGUSTIN, O.; MEDINA, F. S. Rutin has intestinal antiinflammatory effects in the CD4+ CD62L+ T cell transfer model of colitis. **Pharmacological research**, v. 90, p. 48-57, 2014.

MINEKUS, M., ALMINGER, M., ALVITO, P., BALLANCE, S., BOHN, BOURLIEU, C., CARRIÈRE, F., BOUTROU, R., CORREDIG, M., DUPONT, D., DUFOUR, C., EGGER, L., GOLDING, M., KARAKAYA, S., KIRKHUS, B., LE FEUNTEUN Le, S., LESMES, U., MACIERZANKA, A., MACKIE, A., MARZE, S., McCLEMENTS, D.J., M'ENARD, O., RECIO, I., SANTOS, C.N., SINGH, R. P., VEGARUD, G. E., WICKHAM, M. S. J., WEITSCHIES, W., BRODKORB, A. A standardised static *in vitro* digestion method suitable for food—an international consensus. **Food & function**, v. 5, n. 6, p. 1113-1124, 2014.

MOLLICA, J.Q.; CARA, D.C.; AURIOL, M.D.; OLIVEIRA, V.B.; CESAR, I.C.; BRANDAO, M.G.L. Anti-inflammatory activity of American yam *Dioscorea trifida* L.f. in food allergy induced by ovalbumin in mice. **Journal of Functional Foods**, v.5, n.4, p. 1975-1984, 2013.

MONCADA, S.; HIGGS, A. The L-arginine-nitric oxide pathway. **New England Journal of Medicine**, v. 329, p. 2002–2012, 1993.

MÜGGE, F.L.B.; PAULA-SOUZA, J.; MELO, J.C.; BRANDÃO, M.G.L. 2016. Native plant species with economic value from Minas Gerais and Goiás: a discussion on the currentness of the data recovered by the French naturalist Auguste de Saint-Hilaire. **Horticultura Brasileira**, v. 34, p. 455-462, 2016.

NABAVI, S. F.; LI, H.; DAGLIA, M.; MOHAMMAD NABAVI, S. Resveratrol and stroke: from chemistry to medicine. **Current Neurovascular Research**, v. 11, n. 4, p. 390–397, 2014.

NESTEL, P.; CLIFTON, P.; COLQUHOUN, D.; NOAKES, M.; MORI, T. A.; SULLIVAN, D.; THOMAS, B. Indications for omega-3 long chain polyunsaturated fatty acid in the prevention and treatment of cardiovascular disease. **Heart, Lung and Circulation**, v. 24, n. 8, p. 769-779, 2015.

NISHI, S.; KENDALL, C.W.; GASCOYNE, A.M.; BAZINET, R.P.; BASHYAM, B.; LAPSLEY, K.G.; AUGUSTIN, L.S.A; SIEVENPIPER, J.L.; JENKINS, J.A.D. Effect of almond consumption on the serum fatty acid profile: a dose–response study. **British Journal of Nutrition**, v. 112, p. 1137–1146, 2014.

O'KEEFE, S. F.; WILEY, V. A.; KNAUFT, D. A. Comparison of oxidation stability of high- and normal-oleic peanut oils. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 70, p. 489–492, 1993.

OLDONI, T.L.C.; MELO, P.S.; MASSARIOLI, A.P.; MORENO, I.A.M.; BEZERRA, R.M.N; ROSALEN, P.L.; DA SILVA, G.V.J.; NASCIMENTO, A.M.; ALENCAR, S.M. Bioassay-guided isolation of proanthocyanidins with antioxidant activity from peanut (*Arachis hypogaea*) skin by combination of chromatography techniques. **Food Chemistry**, v.192, p. 306-312, 2016.

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, p. 185–191, 2000.

OLIVEIRA, V. B.; YAMADA, L. T.; FAGG, C. W.; BRANDÃO, M. G. L. Native foods from Brazilian biodiversity as a source of bioactive compounds. **Food Research International**, v. 48, p. 170–179, 2012.

OLIVEIRA, V. B.; ARAÚJO, R. L.; EIDENBERGER, T.; BRANDÃO, M. G. Chemical composition and inhibitory activities on dipeptidyl peptidase IV and pancreatic lipase of two underutilized species from the Brazilian Savannah: *Oxalis cordata* A. St.-Hil. and *Xylopiia aromatica* (Lam.) Mart. **Food Research International**, v. 105, p. 989-995, 2018.

ÖZCAN, M.; SEVEN, S. Physical and chemical analysis and fatty acid composition of peanut, peanut oil and peanut butter from ÇOM and NC-7 cultivars. **Grasas y Aceites**, v. 54, n.1, p. 12-18, 2003.

PATTERSON, E.; WALL, R.; FITZGERALD, G.F.; ROSS, R.P.; STANTON, C. Health Implications of High Dietary Omega-6 Polyunsaturated Fatty Acids. **Journal of Nutrition and Metabolism**, v. 2012, p. 1-16, 2012.

PELUSO, I.; MAGRONE, T.; VALENCIA, D.V.; CHEN, C.Y.O.; PALMERY, M. Antioxidant, Anti-Inflammatory, and Microbial-Modulating Activities of Nutraceuticals and Functional Foods. **Oxidative Medicine and Cellular Longevity**, v. 2017, p. 1-2, 2017.

PINACHO, R.; CAVERO, R. Y.; ASTIASARÁN, I.; ANSORENA, D.; CALVO, M. I. Phenolic compounds of blackthorn (*Prunus spinosa* L.) and influence of *in vitro* digestion on their antioxidant capacity. **Journal of Functional Foods**, v. 19, p. 49-62, 2015.

PLUMB, J.; PIGAT, S.; BOMPOLA, F.; CUSHEN, M.; PINCHEN, H.; NØRBY, E.; ASTLEY, S.; LYONS, J., KIELY, M.; FINGLAS, P. eBASIS (Bioactive Substances in Food Information Systems) and Bioactive Intakes: Major Updates of the Bioactive Compound Composition and Beneficial Bioeffects Database and the Development of a Probabilistic Model to Assess Intakes in Europe. **Nutrients**, v. 9, n. 4, p. 320-335, 2017.

PYLRO, V.S.; ROESCH, L.F.W.; ORTEGA, J.M.; AMARAL, A.M.; TÓTOLA, M.R.; HIRSCH, P.R.; ROSADO, A.S.; GÓES-NETO, A.; DA SILVA, A.L.C.; ROSA, C.A.; MORAIS, D.K.; ANDREOTE, F.D.; DUARTE, G.F.; MELO, I.S.; SELDIN, L.; LAMBAIS, M.R.; HUNGRIA, M.; PEIXOTO, R.S.; KRUGER, R.H.; TSAI, S.M.; AZEVEDO, V. Brazilian Microbiome Project: revealing the unexplored microbial diversity challenges and prospects. **Microbial Ecology**, v. 67, p. 237-241, 2014.

RAJARAM, S.; CONNELL, K.M.; SABATÉ, J. Effect of almond-enriched high-monounsaturated fat diet on selected markers of inflammation: a randomised, controlled, crossover study. **British Journal of Nutrition**, v.103, p. 907–912, 2010.

ROCCHETTI, G.; CHIODELLI, G.; GIUBERTI, G.; LUCINI, L. Bioaccessibility of phenolic compounds following *in vitro* large intestine fermentation of nuts for human consumption. **Food chemistry**, v. 245, p. 633-640, 2018.

ROCHA, M. S.; FIGUEIREDO, R. W. D.; ARAÚJO, M. A. D. M.; MOREIRA-ARAÚJO, R. S. D. R. Physical and chemical characterization and antioxidant activity (*in vitro*) of fruit of the Piauí savanna. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 35, n. 4, p. 933-941, 2013.

RODRIGUES, A. M. G.; MARCÍLIO, F.S.; MUZITANO, M. F., GIRALDI-GUIMARÃES, A. Therapeutic potential of treatment with the flavonoid rutin after cortical focal ischemia in rats. **Brain research**, v. 1503, p. 53-61, 2013.

ROS, E.; MATAIX, J. Fatty acid composition of nuts – implications for cardiovascular health. **British Journal of Nutrition**, v. 96, n. 2, p. S29–S35, 2006.

ROS, E. Health benefits of nut consumption. **Nutrients**, v. 2, p. 652–682, 2010.

ROSA, J. S.; JUNIOR, J. R. S.; REAL, A. G.; SIQUEIRA, L. Q.; ROSA, C. S. Influência dos ácidos graxos ômega 3 e vitamina D na depressão: uma breve revisão. **Revista de Ciências Médicas e Biológicas**, v. 16, n. 2, p. 217-223, 2017.

ROSSI, M.; NEGRI, E.; PARPINEL, M.; LAGIOU, P.; BOSETTI, C.; TALAMINI, R.; MONTELLA, M.; GIACOSA, A.; FRANCESCHI, S.; LA VECCHIA, C. Proanthocyanidins and the risk of colorectal cancer in Italy. **Cancer Causes Control**, v. 21, p. 243–250, 2010a.

ROSSI, M.; ROSATO, V.; BOSETTI, C.; LAGIOU, P.; PARPINEL, M.; BERTUCCIO, P.; NEGRI, E.; LA VECCHIA, C. Flavonoids, proanthocyanidins, and the risk of stomach cancer. **Cancer Causes Control**, v. 21, p. 1597–1604, 2010b.

RUFINO, M. S. M., ALVES, R. E., DE BRITO, E. S., DE MORAIS, S. M., SAMPAIO, C. D. G., PÉREZ-JIMÉNEZ, J., & SAURA-CALIXTO, F. D. **Metodologia científica:** determinação da atividade antioxidante total em frutas pelo método de redução do ferro (FRAP). Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical. Comunicado técnico, n. 125, 4 p., 2006.

RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; DE BRITO, E. S.; DE MORAIS, S. M.; SAMPAIO, C. D. G.; PÉREZ-JIMENEZ, J.; & SAURA-CALIXTO, F. D. **Metodologia científica:** determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS^{o+}. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical. Comunicado técnico, n. 128, 4 p., 2007a.

RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; DE BRITO, E. S.; DE MORAIS, S. M.; SAMPAIO, C. D. G.; PÉREZ-JIMENEZ, J.; & SAURA-CALIXTO, F. D. **Metodologia científica:** determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre DPPH. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical. Comunicado técnico, n. 127, 4 p., 2007b.

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

SAINT-HILAIRE A. **Plantas Usuais dos Brasileiros**. Belo Horizonte: Fino Traço, 2014 (1824). 348 p.

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

SCHWINGSHACKL, L.; HOFFMANN, G. Monounsaturated fatty acids and risk of cardiovascular disease: synopsis of the evidence available from systematic reviews and meta-analyses. **Nutrients**, v. 4, p. 1989-2007, 2012.

SCHWINGSHACKL, L.; HOFFMANN, G. Monounsaturated fatty acids, olive oil and health status: a systematic review and meta-analysis of cohort studies. **Lipids in health and disease**, v. 13, n. 1, p. 154, 2014.

SHAHIDI, F.; AMBIGAIPALAN, P. Phenolics and polyphenolics in foods, beverages and spices: Antioxidant activity and health effects—A review. **Journal of functional foods**, v. 18, p. 820-897, 2015.

SILVA, Aline Gomes de Moura. **Caracterização bioquímica de amêndoas cruas e torradas de chichá (*Sterculia striata* A. St. Hill & Naudin)**. 2009. 57 f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Escola de Agronomia e Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Goiás, Goiás.

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. 305-14, 2011.

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, p. 1790–1793, 2008.

SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P.R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 3. ed. Porto Alegre/Florianópolis: UFRGS/UFSC, 2001. 833 p.

SIMOPOULOS, A.P. The importance of the omega-6/omega-3 fatty acid ratio in cardiovascular disease and other chronic diseases. **Experimental Biology and Medicine**, v. 233, p.674–688, 2008.

SIMOPOULOS, A. P. An increase in the omega-6/omega-3 fatty acid ratio increases the risk for obesity. **Nutrients**, v. 8, n. 3, p. 128, 2016.

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

SIRI-TARINO, P.W.; SUN, Q.; HU, F.B.; KRAUSS, R.M. Meta-analysis of prospective cohort studies evaluating the association of saturated fat with cardiovascular disease. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 91, p. 535–546, 2010.

SOARES, H. F.; ITO, M. K. O ácido graxo monoinsaturado do abacate no controle das dislipidemias. **Revista Ciência Médica**, v. 9, n. 2, p. 47-51, 2000.

SOUZA, R. C.; MENDES, I. C.; REIS-JUNIOR, F. B.; CARVALHO, F. M.; NOGUEIRA, M. A.; VASCONCELOS, A. T.; VICENTE, V.A.; HUNGRIA, M. Shifts in taxonomic and functional microbial diversity with agriculture: How fragile is the Brazilian Cerrado? **BMC microbiology**, v. 16, n. 1, p. 42-57, 2016.

SZABÓ, M. P. J.; OLEGÁRIO, M. M. M.; SANTOS, A. L. Q. Tick fauna from two locations in the Brazilian savannah. **Experimental and Applied Acarology**, v. 43, n. 1, p. 73-84, 2007.

TACO. **Tabela brasileira de composição de alimentos**. NEPA – UNICAMP. 4. ed. rev. e ampl. Campinas: NEPA- UNICAMP, 2011. 161 p.

TAN, S.Y.; MATTES, R.D. Appetitive, dietary and health effects of almonds consumed with meals or as snacks: a randomized, controlled trial. **European Journal of Clinical Nutrition**, v.67, p.1205–1214, 2013.

TRAORET, C. J.; LOKKO, P.; CRUZ, A. C. R. F.; OLIVEIRA, C. G.; COSTA, N. M. B.; BRESSAN, J.; ALFENAS, R.C.G.; MATTES, R. D. Peanut digestion and energy balance. **International Journal of Obesity**, v. 32, n. 2, p. 322, 2008.

VALLS, J.F.M. *Arachis* in **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2015. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB123450>>. Acesso em: 19 dez. 2017.

VALKO, M.; IZAKOVIC, M.; MAZUR, M.; RHODES, C. J.; TELSER, J. Role of oxygen radicals in DNA damage and cancer incidence. **Molecular and Cellular Biochemistry**, v. 266, p. 37–56, 2004.

VELDERRAIN-RODRÍGUEZ, G. R.; PALAFOX-CARLOS, H.; WALL-MEDRANO, A.; AYALA-ZAVALA, J. F.; CHEN, C. O.; ROBLES-SÁNCHEZ, M.; ASTIAZARAN-GARCÍA, H.; ALVAREZ-PARRILLA, E.; GONZÁLEZ-AGUILAR, G.A. Phenolic compounds: Their journey after intake. **Food & Function**, v. 5, n. 2, p. 189–197, 2014.

WANG, D.D.; LI, Y.; CHIUVE, S.E.; STAMPFER, M.J.; MANSON, J.E.; RIMM, E.B.; WILLETT, W.C.; HU, F.B. Association of specific dietary fats with total and cause-specific mortality. **JAMA Internal Medicine**, v. 176, p. 1134–1145, 2016.

WEDICK, N.M.; PAN, A.; CASSIDY, A.; RIMM, E.B.; SAMPSON, L.; ROSNER, B.; WILLETT, W.; HU, F.B.; SUN, Q.; VAN DAM, R.M. Dietary flavonoid intakes and risk of type 2 diabetes in US men and women. **The American Journal of Clinical Nutrition**, v. 95, p. 925–933, 2012.

WHITNEY, E.; ROLFES, S.R. **Nutrição: Entendendo os nutrientes**. 10. ed. Vol. 1. São Paulo: Cengage Learning, 2008. 342p.

WIEN, M.; BLEICH, D.; RAGHUWANSHI, M.; GOULD-FORGERITE, S.; GOMES, J.; MONAHANCOUCH, L.; ODA, K. Almond consumption and cardiovascular risk factors in adults with prediabetes. **Journal of the American College of Nutrition**, v. 29, p. 189–197, 2010.

WILDMAN, R. E. C. **Handbook of nutraceuticals and functional foods**. New York: CRC Press, 2001. Disponível em:
<<https://books.google.com.br/books?hl=ptBR&lr=&id=ej8qBgAAQBAJ&oi=fnd&pg=PP1&dq=Handbook+of+nutraceuticals+and+functional+foods.+&ots=f4d4hdYFSS&sig=aXtbzwe4ndcWYHHa52OzyDXEUFi#v=onepage&q=Handbook%20of%20nutraceuticals%20and%20functional%20foods.&f=false>>. Acesso em: 11 nov. 2017.

WIN, M. M.; ABDUL-HAMID, A.; BAHARIN, B. S.; ANWAR, F.; SAARI, N. Effects of roasting on phenolics composition and antioxidant activity of peanut (*Arachis hypogaea* L.) kernel flour. **European Food Research and Technology**, v. 233, n. 4, p. 599-608, 2011.

WOYENGO, T.A.; RAMPRASATH, V.R.; JONES, P.J. Anticancer effects of phytosterols. **European Journal of Clinical Nutrition**, v. 63, n. 7, p. 813–820, 2009.

WU, X.; BEECHER, G. R.; HOLDEN, J. M.; HAYTOWITZ, D. B.; GEBHARDT, S. E.; PRIOR, R. L. Lipophilic and hydrophilic antioxidant capacities of common foods in the United States. **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 52, n. 12, p. 4026-4037. 2004.

YAO, L.H.; JIANG, Y.M.; SHI, J.; TOMÁS-BARBERÁN, F.A.; DATTA, N.; SINGANUSONG, R.; CHEN, S.S. Flavonoids in Food and Their Health Benefits. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 59, n. 3, p.113-122, 2004.

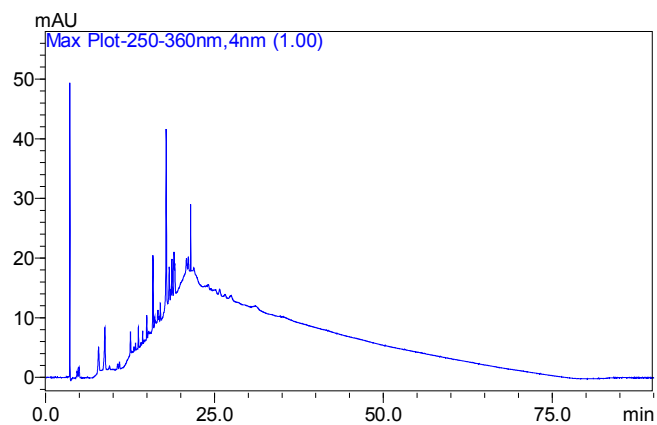
YU, J.; AHMEDNA, M.; GOKTEPE I. Effects of processing methods and extraction solvents on concentration and antioxidant activity of peanut skin phenolics. **Food Chemistry**, v. 90, n. 1, p. 199-206, 2005.

YUANYUAN, M.A.; WILLIAM, L.K.; RUTHANN, B.S.; JAMES, L.H.; RONALD, B.P. Peanut skin-fortified peanut butters; effect of processing on the phenolics content, fibre content and antioxidant activity. **Food Chemistry**, v. 145, p. 883–889, 2014.

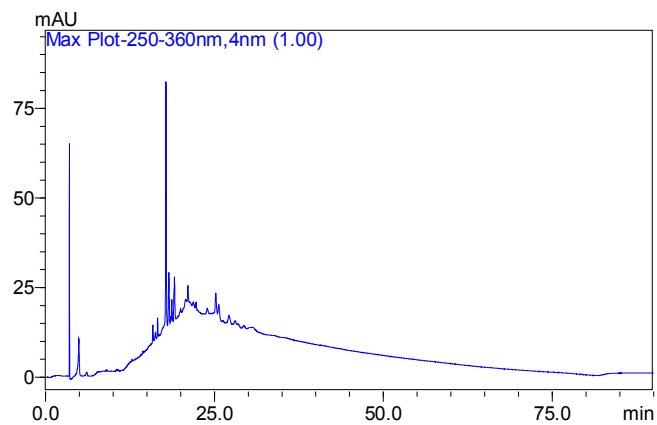
YURINA, O. V.; ELISEEVA, L. G. Nuts Antioxidant Index. **Journal of Information, Intelligence and Knowledge**, v. 5, n. 3, p. 181, 2013.

ZAMORA-ROS, R.; FOROUHI, N.G.; SHARP, S.J.; GONZALEZ, C.A.; BUIJSSE, B.; GUEVARA, M.; VAN DER SCHOUW, Y.T.; AMIANO, P.; BOEING, H.; BREDSDORFF, L.; CLAVEL-CHAPELON, F.; FAGHERAZZI, G.; FESKENS, E.J.; FRANKS, P.W.; GRIONI, S.; KATZKE, V.; KEY, T.J.; KHAW, K.T.; KÜHN, T.; MASALA, G.; MATTIELLO, A.; MOLINA-MONTES, E.; NILSSON, P.M.; OVERVAD, K.; PERQUIER, F.; QUIRÓS, J.R.; ROMIEU, I.; SACERDOTE, C.; SCALBERT, A.; SCHULZE, M.; SLIMANI, N.; SPIJKERMAN, A.M.W.; TJONNELAND, A.; TORMO, M.J.; TUMINO, R.; VAN DER A, D.L.; LANGENBERG, C.; RIBOLI, E.; WAREHAM, N.J. The Association Between Dietary Flavonoid and Lignan Intakes and Incident Type 2 Diabetes in European Populations The EPIC-InterAct study. **Diabetes Care**, v. 36, p. 3961–3970, 2013.

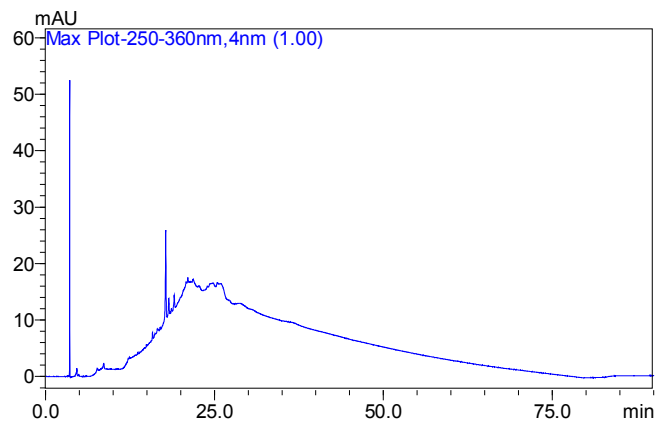
ZIELINSKI, A. A. F.; HAMINIUK, C. W. I.; ALBERTI, A.; NOGUEIRA, A.; DEMIATE, I. M.; GRANATO, D. A comparative study of the phenolic compounds and the *in vitro* antioxidant activity of different Brazilian teas using multivariate statistical techniques. **Food Research International**, v. 60, p. 246-254, 2014.

APÊNDICE A – Cromatogramas completos das amostras analisadas por CLAE/DAD

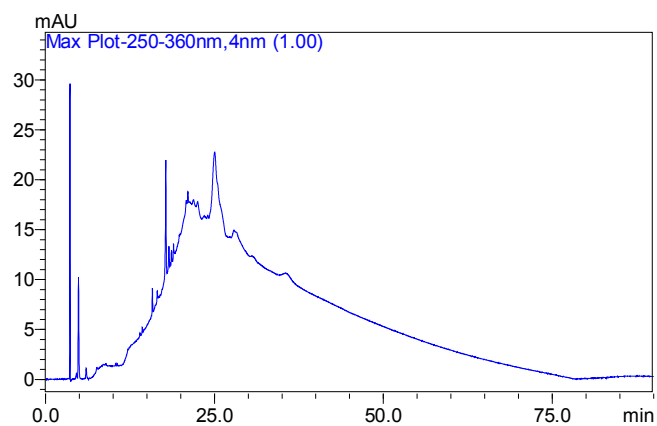
Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHNat pré-digestão.



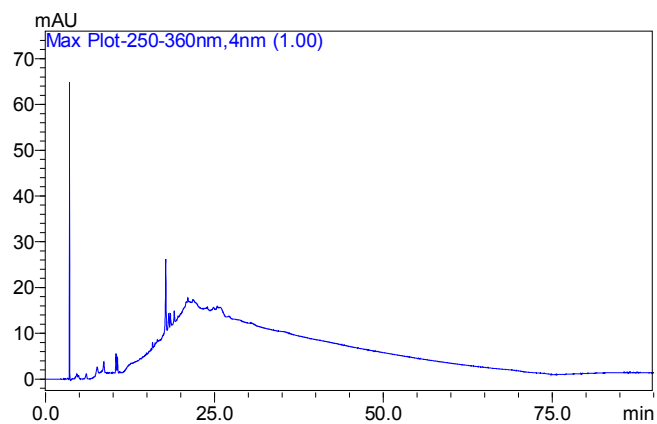
Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHNat pós-digestão.



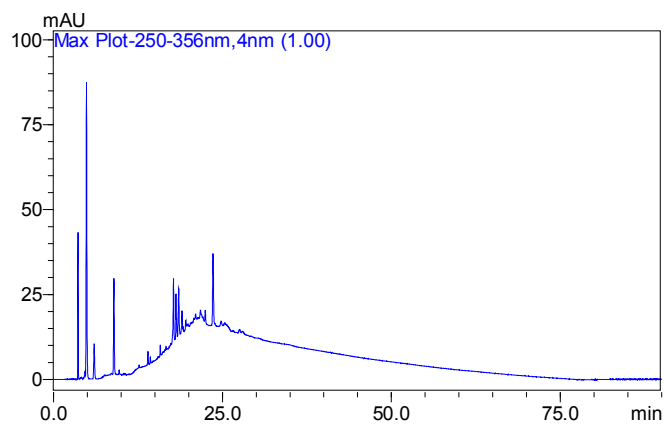
Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHTor pré-digestão.



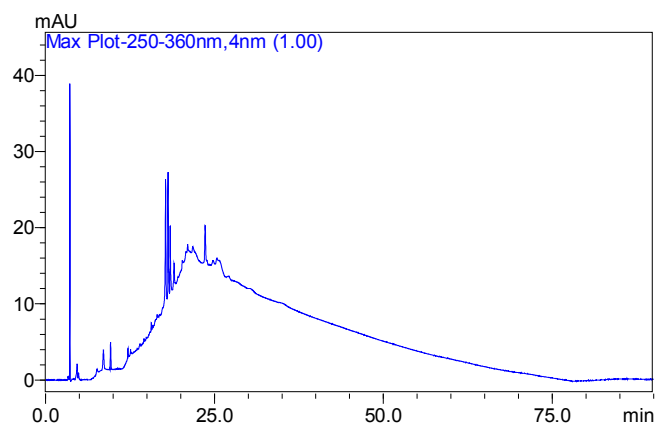
Cromatograma do extrato em acetato de etila de CHTor pós-digestão.



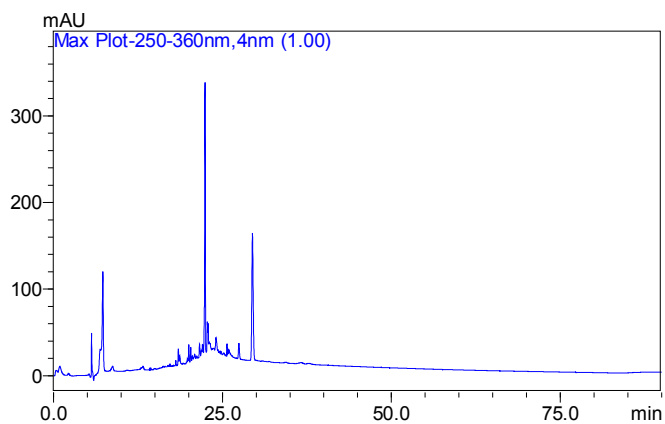
Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMNat pré-digestão.



Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMNat pós-digestão.



Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMTor pré-digestão.



Cromatograma do extrato em acetato de etila de AMTor pós-digestão.