



UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO
PARANÁ
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM TECNOLOGIA
DE PROCESSOS QUÍMICOS E BIOQUÍMICOS



SUELEN DOS SANTOS

**Potencial tecnológico e nutricional das folhas de *Moringa oleifera*: variação da
região de cultivo,
sazonalidade e estágio de maturação**

Dissertação

Pato Branco, 2021

SUELEN DOS SANTOS

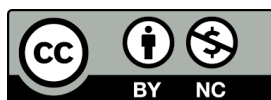
**POTENCIAL TECNOLÓGICO E NUTRICIONAL DAS FOLHAS DE *MORINGA*
OLEIFERA: VARIAÇÃO DA REGIÃO DE CULTIVO, SAZONALIDADE E ESTÁDIO
DE MATURAÇÃO**

**Technological and nutritional potential of *Moringa oleifera* leaves: variation of
the growing region, seasonality and maturation stage**

Dissertação apresentada como requisito para
obtenção do título de Mestre em Tecnologia de
Processos Químicos e Bioquímicos da Universidade
Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR).
Orientador: Prof^a Dr^a. Tatiane Luiza Cadorin Oldoni.

PATO BRANCO

2021



[4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/)

Atribuição – Uso Não Comercial (CC BY-NC) - Permite que outros remixem, adaptem e criem obras derivadas sobre a obra licenciada, sendo vedado o uso com fins comerciais. As novas obras devem conter menção ao autor nos créditos e também não podem ser usadas com fins comerciais. Porém as obras derivadas não precisam ser licenciadas sob os mesmos termos desta licença.



SUELEN DOS SANTOS

POTENCIAL TECNOLÓGICO E NUTRICIONAL DAS FOLHAS DE MORINGA OLEÍFERA: VARIAÇÃO DA REGIÃO DE CULTIVO, SAZONALIDADE E ESTÁDIO DE MATURAÇÃO

Trabalho de pesquisa de mestrado apresentado como requisito para obtenção do título de Mestra Em Tecnologia De Processos Químicos E Bioquímicos da Universidade Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR). Área de concentração: Tecnologia De Processos Químicos E Bioquímicos.

Data de aprovação: 15 de Dezembro de 2020

Prof.a Tatiane Luiza Cadorin Oldoni, Doutorado - Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Prof.a Adna Prado Massarioli, Doutorado - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz

Prof.a Marina Leite Mitterer Daltoe, Doutorado - Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Documento gerado pelo Sistema Acadêmico da UTFPR a partir dos dados da Ata de Defesa em 15/12/2020.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por ter me dado saúde e força mental para superar as dificuldades, não me deixando desistir.

A minha orientadora Prof^a. Dr^a. Tatiane Luiza Cadorin Oldoni, pela orientação, ensino e por todo apoio.

Aos produtores de *Moringa oleifera*, os quais disponibilizaram o material, ao Rafael Morales e ao Sergio Araújo que fizeram esse contato com os produtores.

A minha mãe Mariza Rios e ao meu pai Manoel dos Santos.

Ao Mauricio Henrique Glovacki.

Aos meus amigos Rafael Sari, Anne Raquel Sotiles, Carla Cristina Lise, Elizandra Oliveira, Eloisa Zanchet...

A Letycia Matei e ao Luiz Pizone.

Aos colegas de laboratório.

Aos técnicos e estagiários dos laboratórios (Central de Análise, LAQUA e Laboratório de Química).

À CAPES e ao CNPq pelo auxílio financeiro para a realização deste trabalho.

Enfim, a todos que de uma maneira ou outra contribuíram para conclusão deste trabalho.

RESUMO

SANTOS, Suelen dos. Potencial tecnológico e nutricional das folhas de *Moringa oleifera*: variação da região de cultivo, sazonalidade e estágio de maturação. Dissertação – Programa de Pós-Graduação em Tecnologia de Processos Químicos e Bioquímicos, Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2021.

As folhas de *Moringa oleifera* são utilizadas na medicina popular brasileira por suas atividades nutricionais e biológicas. Essa planta é amplamente cultivada em regiões quentes do Brasil com fins comerciais. O objetivo do presente trabalho foi avaliar o potencial nutricional e tecnológico de folhas de *Moringa oleifera* sob os efeitos da região de cultivo, sazonalidade e estágio de maturação. As folhas foram coletadas durante um ano nas regiões Sul (Itajaí/SC), Sudeste (São Paulo/SP) e Nordeste (Silveiras/BA) do Brasil com 40 (jovem) e 80 (madura) dias de brotação. Os resultados obtidos no presente estudo sugerem que as folhas de *M. oleifera*, tanto as jovens quanto as maduras apresentam elevado teor de proteínas, fibras e cinzas e, conseqüentemente, alto teor de minerais. Os macroelementos potássio, magnésio e cálcio foram os elementos mais abundantes neste estudo, enquanto os microminerais manganês e ferro apresentaram os maiores teores nas amostras das regiões Sul e Sudeste. A análise de componentes principais permitiu diferenciar as amostras cultivadas no Sul do Brasil das outras regiões, principalmente devido aos seus níveis de proteína e minerais potássio e zinco. Além disso, a estação primavera foi diferenciada das demais, sem influências da região e idade da planta, com destaque para os minerais manganês, zinco e potássio. A análise antioxidante permitiu sugerir que as folhas de *M. oleifera* tem elevada capacidade de sequestrar radicais como ABTS e DPPH, além de apresentarem potencial em reduzir o Fe^{3+} a Fe^{2+} e o reagente de Folin-Ciocalteu. A análise por Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (CLAE) permitiu a identificação dos marcadores químicos: astragalina, isoquercetina, rutina e ácido clorogênico em todas as amostras analisadas. Os períodos do verão e outono foram diferenciados da primavera e inverno quanto aos teores de compostos fenólicos totais, ácido cafeico, rutina, ácido clorogênico e astragalina. Nos períodos da primavera e inverno destacam-se os teores de isoquercetina, capacidade antioxidante pelo radical ABTS, DPPH e o método de redução do Ferro (FRAP) indiferente da região que foi cultivada e idade de coleta.

Conclui-se que os parâmetros região de cultivo e sazonalidade influenciam de forma significativa a composição química e nutricional das folhas de *M. oleifera* e, tais, influências podem ser utilizadas com o principal objetivo de agregar valor a este produto que, apresenta-se como uma fonte de renda para pequenos agricultores, bem como, permite a melhor utilização deste recurso como fonte de nutrientes e compostos com potencial bioativo ao organismo humano.

Palavras chaves: Produtos naturais, proteínas, minerais, compostos fenólicos, marcadores químicos, flavonoides, Análise de Componentes Principais.

ABSTRACT

SANTOS, Suelen dos. **Technological and nutritional potential of *Moringa oleifera* leaves: variation of the growing region, seasonality and maturation stage**. Dissertação – Programa de Pós-Graduação em Tecnologia de Processos Químicos e Bioquímicos, Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Pato Branco, 2021.

Moringa oleifera leaves are used in Brazilian folk medicine for their nutritional and biological activities. This plant is widely grown in hot regions of Brazil for commercial purposes. The objective of the present work was to evaluate the nutritional and technological potential of *Moringa oleifera* leaves under the effects of the growing region, seasonality and maturation stage. The leaves were collected during one year in the South (Itajaí / SC), Southeast (São Paulo / SP) and Northeast (Silveiras / BA) regions of Brazil with 40 (young) and 80 (mature) of growth days. The results obtained in the present study suggest that the leaves of *M. oleifera*, both young and mature, have a high content of proteins, fibers and ash and, consequently, a high content of minerals. The macroelements potassium, magnesium and calcium were the most abundant elements in this study, while manganese and iron showed the highest levels of micro minerals in samples from the South and Southeast regions. The analysis of main components allowed differentiating samples grown in southern Brazil from other regions, mainly due to their levels of protein and minerals potassium and zinc. In addition, the spring season was differentiated from the others, without influences from the region and plant age, with emphasis on manganese, zinc and potassium minerals. The antioxidant analysis allowed to suggest that the leaves of *M. oleifera* showed a high capacity to scavenge radicals such as ABTS and DPPH, in addition showed potential to reduce Fe^{3+} to Fe^{2+} and the Folin-Ciocalteu reagent. The analysis by High Performance Liquid Chromatography (HPLC) allowed the identification of chemical markers: astragalin, isoquercetin, rutin and chlorogenic acid in all analyzed samples. The summer and autumn periods were differentiated from spring and winter in terms of total phenolic compounds, caffeic acid, rutin, chlorogenic acid and astragalin. In the spring and winter periods, the levels of isoquercetin, antioxidant capacity by the radical ABTS, DPPH and the method of iron reduction (FRAP), regardless of the region that was cultivated and the age of

collection, stand out. It is concluded that the parameters region of cultivation and seasonality significantly influence the chemical and nutritional composition of the leaves of *M. oleifera* and, such influences can be used with the main objective of adding value to this product, which is presented as a source of income for small farmers, as well as, allows the best use of this resource as a source of nutrients and compounds with bioactive potential to the human organism.

Keywords: Natural products, proteins, minerals, phenolic compounds, chemical markers, flavonoids, Principal Component Analysis.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Árvore de <i>M. oleifera</i>	21
Figura 2 - Folhas fresca e em pó de <i>M. oleifera</i>	22
Figura 3 - Estrutura básica dos flavonoides	28
Figura 4 - Algumas estruturas químicas dos flavonoides mais comuns	29
Figura 5 - Estruturas químicas da isoquercetina (1), astragalina (2) e ácido clorogênico (3).....	30
Figura 6 - Fluxograma das etapas referentes as atividades desenvolvidas durante o estudo das folhas de <i>Moringa oleifera</i> cultivadas em Santa Catarina, São Paulo e Bahia.	36
Figura 7- Diagrama de cromaticidade	40
Figura 8 - Amostras de <i>M. oleifera</i> em pó.	56
Figura 9 - (a) Projeção dos casos no plano do fator (1 x 2). (b) Projeção das variáveis no plano de fatores (1 x 2).	63
Figura 10 - Cromatograma dos padrões na concentração de 25 mg L ⁻¹	69
Figura 11 - Cromatogramas ampliados e perfis de absorção da rutina (A), isoquercetina (B) e astragalina (C).....	70
Figura 12 - (a) Projeção das amostras no plano do fator (1 x 2). (b) Projeção das variáveis no plano de fatores (1 x 2).	79

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição nutricional e mineral das folhas de <i>M. oleifera</i> de diversos países, localidades e época de colheita.....	24
Tabela 2 - Códigos das amostras.....	37
Tabela 3 - Condições de secagem e idade das folhas jovens e maduras de <i>Moringa oleifera</i> nas 4 estações do ano de 2019 e nas 3 regiões diferentes do Brasil.....	38
Tabela 4 - Valores médios \pm desvio padrão dos parâmetros bromatológico das diferentes amostras de <i>M. oleifera</i> e comparação de médias pelo teste de Tukey para cada parâmetro.	48
Tabela 5 - Valores médios \pm desvio padrão dos parâmetros de cor das diferentes amostras de <i>M. oleifera</i> e comparação de médias pelo teste de Tukey para cada parâmetro.....	53
Tabela 6 - Valores médios \pm desvio padrão dos macrominerais e microminerais encontrados nas folhas de <i>M. oleifera</i> e comparação de médias pelo teste de Tukey.	58
Tabela 7 - Tabela com P valores da ANOVA multifatorial.....	60
Tabela 8 - Dados climáticos de cada região de coleta.....	61
Tabela 9 - Teores de compostos fenólicos totais (TCFT) e capacidade antioxidante das diferentes amostras de <i>M. oleifera</i>	66
Tabela 10 - Informações sobre os padrões utilizados.....	71
Tabela 11 - Parâmetros de qualidade do cromatograma.	72
Tabela 12 - Teores dos marcadores químicos presente nas diferentes amostras de <i>M. oleifera</i>	74
Tabela 13 - Tabela com P valores da ANOVA multifatorial.....	77

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

α	Seletividade
ABTS ^{•+}	Ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-Sulfônico)
ANOVA	Análise de variância
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
BA	Bahia
BHA	Hidroxianisol butilado
C	Croma
Ca	Cálcio
CLAE	Cromatografia Líquida de Alta Eficiência
CLAE-DAD	CLAE com Detector de Arranjo de Diodos
CT	Carboidratos totais
Cu	Cobre
CUPRAC	Poder antioxidante de redução do cobre
DNTs	Doenças não transmissíveis
DPPH [•]	2,2-difenil-1-picrilidrazil
EAG	Equivalente de ácido gálico
FDA	Fibra em detergente ácido
FDN	Fibra em detergente neutro
Fe	Ferro
FRAP	Poder antioxidante de redução do ferro
H	Altura de prato teórico
HAT	Transferência de átomos de hidrogênio
i	Inverno
INMET	Instituto Nacional de Meteorologia
j	jovem
K	Potássio
k	fator de retenção
L*	Luminosidade
LD	Limite de detecção
LQ	Limite de quantificação
m	Madura
Mg	Magnésio

Mn	Manganês
<i>M. oleifera</i>	<i>Moringa oleifera</i>
N°	Número
N	Eficiência
N.A	Não analisado
Na	Sódio
NE	Nordeste
N.I	Não informado
o	Outono
ORAC	Capacidade de absorção de radicais de oxigênio
p	Primavera
PB	Proteína bruta
PCA	Análise de Componentes Principais
PTFE	Politetrafluoretileno
Rs	Resolução
S	Sul
SC	Santa Catarina
SE	Sudeste
SET	Transferência de elétrons simples
SP	São Paulo
TEAC	Capacidade antioxidante equivalente ao Trolox
TCFT	Teor de compostos fenólicos totais
TPTZ	2,4,6-tripiridil-s-triazina
TR	Tempo de retenção
TRAP	Parâmetro antioxidante de radicais totais
Trolox	Ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromano-2-carboxílico
UV	Ultravioleta
v	verão
Zn	Zinco
WHO	World Health Organization

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	15
2	OBJETIVOS	17
2.1	OBJETIVO GERAL	17
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	17
3	REFERENCIAL TEÓRICO	18
3.1	Metabólitos primários e secundários das plantas	18
3.2	Moringa	20
3.2.1	Valor nutricional e Fitoquímico	22
3.3	Compostos fenólicos	27
3.3.1	Flavonoides	27
3.4	ATIVIDADE ANTIOXIDANTE	31
3.4.1	Avaliação da atividade antioxidante	32
3.5	INFLUÊNCIA DA IDADE, FATORES CLIMÁTICOS, SAZONALIDADE E LOCALIDADE NA COMPOSIÇÃO NUTRICIONAL E NA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE	33
4	METODOLOGIA	36
4.1	IDENTIFICAÇÃO E OBTENÇÃO DA MATÉRIA-PRIMA	36
4.2	DADOS CLIMÁTICOS	39
4.3	CARACTERIZAÇÃO FÍSICA E QUÍMICA DO MATERIAL VEGETAL	39
4.3.1	Análise de cor	39
4.3.2	Cinzas	40
4.3.3	Proteína bruta	40
4.3.4	Lipídios	41
4.3.5	Fibra em detergente neutro e fibra em detergente ácido	41
4.3.6	Carboidratos totais	41
4.3.7	Composição mineral	41
4.4	PREPARAÇÃO DOS EXTRATOS	42
4.5	ATIVIDADE ANTIOXIDANTE	42
4.5.1	Capacidade de sequestro do radical ABTS	42
4.5.2	Capacidade de sequestro do radical DPPH	43
4.5.3	Método de redução do Ferro (FRAP)	43
4.6	DETERMINAÇÃO DO TEOR DE COMPOSTOS FENÓLICOS TOTAIS	44
4.7	ANÁLISE DE COMPOSTOS FENÓLICOS POR CROMATOGRAFIA LÍQUIDA DE ALTA EFICIÊNCIA COM DETECTOR DE ARRANJO DE DIÓDOS	44

4.8 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	46
5 RESULTADOS E DISCUSSÕES	47
5.1 CARACTERIZAÇÃO NUTRICIONAL.....	47
5.2 ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E COMPOSIÇÃO QUÍMICA POR CROMATOGRAFIA LÍQUIDA DE ALTA EFICIÊNCIA	64
6 CONCLUSÃO.....	82
7 REFERÊNCIAS	83

1 INTRODUÇÃO

O cultivo de plantas e a utilização de seus extratos para fins medicinais é uma prática milenar utilizada pelo ser humano, devido às propriedades nutricionais e farmacológicas apresentadas pelas plantas (DUTRA et al., 2016; SOUZA-MOREIRA, SALGADO, PIETRO, 2010; VALDEZ-SOLANA et al., 2015). O Brasil possui a maior biodiversidade do mundo e por essa razão a utilização das plantas medicinais é bastante difundida, contribuindo para o desenvolvimento de práticas médicas populares que utilizam os únicos recursos disponíveis na localidade como fonte de medicamentos. Acredita-se que ao menos a metade das plantas da flora brasileira apresentem propriedades medicinais e terapêuticas, porém a maior parte desta diversidade ainda não foi investigada em relação às suas propriedades, apesar de ser um processo que vem avançando consideravelmente (MESSIAS et al., 2015; RIBEIRO et al., 2014).

Dentre as espécies de plantas já relatadas na literatura, destaca-se a *Moringa oleifera* do gênero *Moringa* que pertence à família *Moringaceae* (FAHEY; D., 2005; JANICK; PAULL, 2008; RIBAUDO; POVOLO; ZAGOTTO, 2019). Caracterizada por ser uma árvore perene, amplamente cultivada e distribuída em vários lugares do mundo (ANWAR et al., 2007; MA et al., 2018), suas folhas apresentam importantes propriedades nutricionais, como elevado teor de proteínas, fibras e minerais, e suas propriedades medicinais estão relacionadas aos metabólitos secundários presentes em sua composição química, destacando-se os ácidos fenólicos (derivados do ácido hidrocínâmico) e os flavonoides glicosilados como isoquercetrina, astragalina e rutina (AMAGLO et al., 2010; JONGRUNGRUANGCHOK; BUNRATHEP; SONGSAK, 2010; OLDONI et al., 2019; RIBAUDO; POVOLO; ZAGOTTO, 2019; RODRÍGUEZ-PÉREZ et al., 2015).

Recentemente, diversos estudos na área acadêmica e industrial focam em explorar matérias-primas derivadas de plantas para obter ingredientes e aditivos com uma composição exclusiva para alimentos inovadores, pois os consumidores estão priorizando a compra de alimentos saudáveis e ricos em nutrientes que contenham compostos bioativos, esses consumidores preferem usar aditivos naturais, que podem reduzir o impacto no meio ambiente, por meio da aplicação de

tecnologias limpas e agregar valor às matérias-primas locais, que é o principal fator de aproveitamento das economias regionais (VIEIRA et al., 2020).

Fatores específicos como idade da planta, local de produção, país de origem, antecedentes genéticos, método de cultivo, condições de manuseio, condições de armazenamento, tratamento pós-colheita e solvente de extração influenciam na composição química e, por consequência, na atividade antioxidante das plantas (NOBOSSÉ; FOMBANG; MBOFUNG, 2018; SHERVINGTON et al., 2018). A maturidade interfere na qualidade da composição e no conteúdo de fitoquímicos em vegetais devido às alterações bioquímicas, fisiológicas e estruturais que ocorrem (SIDDIQUI et al., 2013). As árvores de *M. oleifera* cultivadas em diferentes regiões geográficas exibem concentrações variáveis de flavonóis específicos (SHERVINGTON et al., 2018) e é possível sugerir que as radiações solares são fatores externos que influenciam na produção de compostos bioativos com atividade antiradicalar (VÁZQUEZ-LEÓN et al., 2017). Os teores de fenólicos e flavonoides totais são mais elevados em folhas maduras do que nas folhas mais jovens e a atividade antioxidante varia com o estágio de maturidade das folhas de *M. oleifera* (SREELATHA; PADMA, 2009).

Apesar de existirem estudos científicos publicados com a espécie *M. oleifera* (AGAMOU; FOMBANG; MBOFUNG, 2015; RODRÍGUEZ-PÉREZ et al., 2015; TEIXEIRA et al., 2014; VÁZQUEZ-LEÓN et al., 2017; ZIANI et al., 2019), ainda são escassos os estudos sobre o valor nutricional e fitoquímico da *Moringa oleifera* cultivada no Brasil. No dia 3 de junho de 2019 a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) publicou a resolução Nº 1.478, proibindo temporariamente no Brasil a comercialização, distribuição, fabricação, importação e propaganda de todos os alimentos que contenham *Moringa oleifera*, por alegações terapêuticas não permitidas para alimentos e por não existir comprovada segurança da espécie. Desta forma, é de extrema importância que pesquisas científicas comprovem o valor nutritivo, o potencial biológico e segurança no uso das folhas de *M. oleifera* cultivadas no Brasil.

Diante do acima exposto, o presente estudo tem como objetivo avaliar o potencial tecnológico e nutricional das folhas de *Moringa oleifera* sob os efeitos da região, estágio de maturação das folhas e sazonalidade.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

O presente trabalho teve como objetivo geral avaliar o potencial tecnológico e nutricional das folhas de *Moringa oleifera* sob os efeitos da região, estágio de maturação das folhas e sazonalidade.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar a cor das folhas de *M. oleifera*, utilizando colorímetro, e analisando os parâmetros de luminosidade (L^*), o índice b^* que representa o azul / amarelo e o índice a^* representa o verde / vermelho da amostra.
- Avaliar a composição nutricional das folhas de *M. oleifera*;
- Determinar a capacidade antioxidante dos extratos de *M. oleifera* pelos métodos: Sequestro do radical livre DPPH; Captura do radical ABTS; Poder de redução do ferro (FRAP) e determinar o teor de compostos fenólicos totais (TCFT) pelo método de redução do reagente folin-ciocalteau;
- Determinar a composição fenólica dos extratos preparados a partir das folhas de *M. oleifera* por meio da cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE);
- Tratar os resultados obtidos por meio de análise multivariada: PCA (Análise de Componentes Principais).

3 REFERENCIAL TEÓRICO

3.1 Metabolitos primários e secundários das plantas

Todos os organismos necessitam transformar e interconverter um grande número de compostos orgânicos para que possam sobreviver, crescer e se reproduzir, eles precisam fornecer energia na forma de ATP e um suprimento de blocos de construção para construir seus próprios tecidos. Algumas das moléculas fundamentais para a vida são as proteínas, as gorduras, os carboidratos e os ácidos nucleicos. A capacidade que os organismos possuem de sintetizar e transformar substâncias químicas varia muito, um exemplo são as plantas que são eficazes na síntese de compostos orgânicos por meio da fotossíntese (DEWICK, 2009).

As plantas e os microrganismos produzem uma quantidade imensurável de compostos químicos, os quais são divididos em metabólitos primários e metabólitos secundários. O metabolismo primário inclui todos os compostos e processos que são essenciais para o crescimento e desenvolvimento de um indivíduo, ou seja, os metabólitos primários são destinados principalmente à manutenção e reprodução da vida (SIMÕES, 2019).

As proteínas são macronutrientes importantes nos alimentos, atuam como fonte de energia e aminoácidos. As proteínas vegetais proporcionam benefícios à saúde, além de fornecerem nutrientes essenciais para o crescimento e manutenção do corpo, também são responsáveis por diversas propriedades físico-químicas e sensoriais dos alimentos, atuando como ingrediente funcional e promotor da saúde (ALVES et al., 2020). As proteínas possuem a função de construir e conservar o organismo, atuando na defesa, transporte, estrutura, enzimas e nos hormônios (VAGULA; ROQUE, 2006). A ingestão diária recomendada para adultos pela ANVISA é de 50g de proteína.

Os lipídios desempenham diversas funções, como fornecimento de energia, transporte de vitaminas lipossolúveis (A, D, E e K), atuam no isolamento térmico do frio protegendo os órgãos vitais e também dificultam a digestão dos alimentos, por isso não devem ser consumidos em excesso (ALMEIDA et al., 2003; VAGULA; ROQUE, 2006). Esta classe de moléculas apresenta múltiplas funções biológicas,

além de fornecerem energia para o metabolismo, fornecem componentes estruturais da membrana celular e parede celular (na forma de cera e cutina), também coordenam muitos processos das plantas, incluindo transdução de sinal, rearranjo do citoesqueleto e transporte de membrana, os quais são processos essenciais para o crescimento, sobrevivência, diferenciação celular e para a resposta das plantas aos estímulos ambientais (estresse biótico) (ROJAS et al., 2014).

Os carboidratos desenvolvem diversas funções, atuam como fontes de energia, sendo armazenados na forma de glicogênio no organismo humano e na forma de amido nos vegetais, desempenham papel na manutenção, no reparo e no crescimento dos tecidos corporais (VAGULA; ROQUE, 2006). O metabolismo dos carboidratos nas plantas está relacionado à genes de defesa (ROJAS et al., 2014).

As fibras apresentam diversas funções fisiológicas, como regulação da função intestinal, prevenção da constipação, ajuda a melhorar a flora bacteriana intestinal, inibir a absorção de substâncias nocivas, também regula o açúcar, a gordura e o colesterol no sangue entre outras funções (ALMEIDA et al., 2003). Nas plantas têm como principal função sustentar as partes do vegetal que não se alongam mais (GLÓRIA; GUERREIRO, 2006).

Van Soest propôs a determinação de fibras por meio de detergentes, o detergente neutro solubiliza o conteúdo celular (proteínas, carboidratos solúveis e gorduras da parede celular), restando o resíduo insolúvel chamado de fibra em detergente neutro (FDN) (celulose, hemicelulose, lignina e sílica). A FDN representa melhor a fibra da dieta, pois, segundo Mertens et al., (2002) é a fibra insolúvel dos alimentos que é indigestível ou de digestão lenta que ocupa espaço no trato digestivo. O detergente ácido solubiliza a hemicelulose, restando o resíduo insolúvel chamado de fibra em detergente ácido (FDA) que é constituído por celulose, lignina e sílica (GERON et al., 2014; MEDEIROS; TOBIAS, 2015).

Os minerais são de grande importância para a saúde humana, pois participam de várias reações químicas e bioquímicas no organismo, atuando na manutenção das funções do nosso organismo, como no equilíbrio de fluidos, manutenção de ossos e dentes, contrações musculares e funcionamento do sistema nervoso (BOTREL et al., 2020) (SIBIYA; KAYITESI; MOTEETEE, 2020).

O magnésio, nas plantas, compõe a pigmentação verde dos vegetais, sendo encontrado na composição da molécula de clorofila da qual é libertado pelas secreções gástricas e intestinais no organismo humano (FRANCO, 2004). O cálcio é

um componente integral do esqueleto, e o esqueleto fornece um reservatório de cálcio para outras funções essenciais que necessitam dele em todo o corpo (ROSS et al., 2011).

O potássio é essencial na condução de eletrólitos e na estruturação dos glóbulos vermelhos o que mantem o bom funcionamento do metabolismo (SIBIYA; KAYITESI; MOTEETEE, 2020). A deficiência de zinco e cobre está relacionada ao retardo do crescimento, atraso na maturação sexual e esquelética, anemia hipocrômica, hipopigmentação de cabelo e pele (WHO, 1996).

O metabolismo secundário inclui todas as substâncias e os processos que envolvem as inter-relações do indivíduo com seu meio ambiente, isto é, os metabólitos secundários são fundamentais para a existência e sobrevivência de uma espécie em seu ambiente, quando esta interage com inúmeros outros organismos. São formados em fases específicas do desenvolvimento das plantas, possuem uma enorme variabilidade química estrutural, e apresentam efeitos biológicos e farmacológicos em outras espécies de seres vivos (SIMÕES, 2019).

Nos metabólitos secundários, estão presentes os marcadores químicos que são uma ou mais substâncias (flavonoides, alcaloides, ácidos graxos, etc.) usadas como referências no controle de qualidade de matérias-primas vegetais e fitoterápicos, sendo mais bem relacionados ao efeito terapêutico (ANVISA, 2014). Os flavonoides, metabólitos secundários com diversas funções metabólicas, podem ser considerados os principais compostos fenólicos da *M. oleifera* (SAUCEDO-POMPA et al., 2018).

3.2 Moringa

As plantas sempre foram fundamentais para a vida do ser humano, devido à sua utilização para fins medicinais, pois são fontes naturais de compostos biológicos ativos, os quais podem melhorar a saúde humana (MA et al., 2018). Desta forma, nos últimos 30 anos o desenvolvimento de pesquisas nessa área vem se concentrando em alimentos à base de plantas, pois elas possuem componentes que auxiliam na prevenção de doenças não transmissíveis (DNTs), as quais são

causadas por fatores genéticos, ambientais e de estilo de vida não saudáveis (LIN; ZHANG; CHEN, 2018).

Dentre essas plantas destaca-se a *Moringa oleifera* que é a espécie mais cultivada da família Moringaceae a qual possui um único gênero *Moringa* e cerca de 13 espécies. Na língua portuguesa é comumente conhecida como acácia branca, moringa e muringueiro (FAHEY; D., 2005; JANICK; PAULL, 2008; RIBAUDO; POVOLO; ZAGOTTO, 2019). É uma árvore perene (Figura 1) nativa do noroeste da Índia, hoje é amplamente cultivada e distribuída em vários lugares do mundo, como nas Américas, África, Europa, Oceania e Ásia, fato que está relacionado a sua capacidade de crescer bem nos trópicos úmidos ou em lugares quentes e secos; e sobreviver em solos pouco férteis e também pouco afetados pela seca (ANWAR et al., 2007; MA et al., 2018).



Figura 1 - Árvore de *M. oleifera*

Fonte: Belvynaglobal (2018)

A árvore chega a alcançar 5 a 10 m de altura, podendo ser cultivada em todas as planícies, tolera temperaturas de 19 a 28 ° C e uma ampla faixa de precipitação anual, desde 250 mm até mais de 3000 mm (MUHAMMAD; ASMAWI; KHAN, 2016). É adaptada a solos com pH entre 4,5 - 8,0 (JANICK; PAULL, 2008).

É considerada uma das árvores mais úteis do mundo, pois todas as suas partes são comestíveis e consumidas há muito tempo pelos humanos, sendo

utilizadas para diferentes fins: alimentares, medicamentosos e industriais, como fontes de vitamina C, fertilizante, adubo verde, ração animal e para purificação de água (FAHEY; D., 2005; VÁZQUEZ-LEÓN et al., 2017; JAHAN et al., 2018).

3.2.1 Valor nutricional e Fitoquímico

O conhecimento e o uso indígena da *Moringa oleifera* é citado em mais de 80 países há milhares de anos e vem sendo utilizada por diversas sociedades. Índícios históricos relatam que antigos reis e rainhas usavam as folhas e frutos de *M. oleifera* na sua alimentação, para manter o estado de alerta mental e a pele saudável (MAHMOOD; MUGAL; HAQ, 2010).

A *M. oleifera* está sendo utilizada em muitos países em desenvolvimento para combater a desnutrição, em particular nas lactantes, pois aumenta a produção de leite (JONGRUNGRUANGCHOK; BUNRATHEP; SONGSAK, 2010). As folhas de *M. oleifera* podem ser consumidas frescas (Figura 2), cozidas ou armazenadas em forma de pó seco por vários meses (ANWAR et al., 2007; FAHEY; D., 2005; TEIXEIRA et al., 2014; VERMA et al., 2009).



Figura 2 - Folhas fresca e em pó de *M. oleifera*

Fonte: Biochemical

As folhas de *M. oleifera* são fonte de fitoquímicos, como os derivados de ácido clorogênico e flavonoides glicosilados, além de importantes nutrientes como proteínas, fibras e minerais (AMAGLO et al., 2010; JONGRUNGRUANGCHOK; BUNRATHEP; SONGSAK, 2010; OLDONI et al., 2019; RODRÍGUEZ-PÉREZ et al., 2015). Apresentam um papel significativo na nutrição humana, pois dispõem de uma

grande série de funções biológicas, incluindo propriedades analgésicas, anti-inflamatórias, antimicrobianas, antidiabéticas, anticancerígenas, anti-hiperlipidêmicas, antiulcerosas, anticonvulsivas, hepatoprotetoras e funções neuroprotetoras (KOU et al., 2018; MUHAMMAD; ASMAWI; KHAN, 2016).

Diversos estudos sobre a composição nutricional e mineral da *M. oleifera* vem sendo realizados em diversos países (JONGRUNGRUANGCHOK; BUNRATHEP; SONGSAK, 2010; VALDEZ-SOLANA et al., 2015; ZIANI et al., 2019) (Tabela 1).

Tabela 1 - Composição nutricional e mineral das folhas de *M. oleifera* de diversos países, localidades e época de colheita.

Proteínas (%)	Lipídios (%)	Fibras (%)	Carboidratos (%)		Valor energético Kcal/100 g		Origem da árvore	Nº de regiões analisadas	Estação do ano	Referências
10,7-11,5	10,2-10,3	7,3-9,6	54,6-57,6		366,2-356,3		México	2	Primavera	Valdez-Solana et al. (2015)
27,6-28,5	3,7-4,0	12,2-12,9	36,6-38,9		254,1-269,9		Nigéria	6	N.I.	Okiki et al. (2015)
9,4	7,8	11,2	56,3		332,7		Egito	1	N.I.	El-Sohaimy et al. (2015)
30,6-35,5	5-7	N.A.	31,0-43,4		N.A.		México	3	Primavera e verão	Cuellar-Nuñez et al. (2018)
22,8	6,5	N.A.	56,6		376,0		Argélia	1	Verão	Ziani et al. (2019)

Mg	Ca	K	Na	Mn	Cu	Zn	Fe	Origem da árvore	Nº de regiões analisadas	Estação do ano	Referências
323-340	2016-2620	1817-1845	8-41	N.A.	0,4-1	1,0-1,6	19-7	México	2	Primavera	Valdez-Solana et al. (2015)
635-650	70-90	420-440	N.A.	N.A.	N.A.	60-65	0,5-0,7	Nigéria	6	N.I.	Okiki et al. (2015)
25,6	486,2	33,6	332,7	5,21	0,9	1,6	9,5	Egito	1	N.I.	El-Sohaimy et al. (2015)
382	2785	1626	319,0	5,21	0,8	3,4	39	Argélia	1	Verão	Ziani et al. (2019)

N.A.: não analisado, N.I.: não informado

A *Moringa oleifera* é um importante vegetal para o consumo humano, pois possui um alto potencial antioxidante e fitoquímico, apresenta uma grande variedade e quantidade de nutrientes, aminoácidos essenciais (lisina, metionina, fenilalanina, histidina, leucina, Isoleucina e valina), flavonoides (quercetina 3-O- glicosídeo, quercetina 3- O- (6"-malonilglicosídeo), quercetina 3-O- malonilglicosídeo, canferol 3- O- glicosídeo, canferol 3-O- (6"-malonilglicosídeo)), ácidos fenólicos e taninos (BENNETT et al., 2003; COPPIN et al., 2013; CUELLAR-NUÑEZ et al., 2018; EL-SOHAIMY et al., 2015; LIN; ZHANG; CHEN, 2018; MARTÍNEZ-GONZÁLEZ et al., 2017; RODRÍGUEZ-PÉREZ et al., 2015; SANKHALKAR; VERNEKAR, 2016).

Ouédraogo et al. (2013) avaliaram o efeito nefroprotetor de extratos hidroalcoolicos das folhas de *Moringa oleifera* contra a lesão renal induzida em coelhos e seus resultados indicaram a diminuição dos efeitos negativos da nefrotoxicidade. Yassa e Tohamy (2014) avaliaram os efeitos antioxidantes e antidiabéticos de um extrato aquoso de folhas de *M. oleifera* no tratamento de diabetes induzida em ratos albinos e os resultados mostraram que as folhas de *M. oleifera* podem ser uma fonte importante de antioxidantes naturais com potencial antidiabético, utilizadas como um possível aditivo alimentar ou como alimento funcional e também em indústrias biofarmacêuticas.

Como a *Moringa oleifera* é utilizada há muito tempo na medicina popular para o tratamento da dor, Martínez-González et al. (2017) realizaram um estudo para examinar as atividades antinociceptiva e antiinflamatória de extratos de folhas de *M. oleifera* usando diferentes tipos de modelos experimentais em ratos. Seus extratos produziram significativa inibição do comportamento nociceptivo com maior eficácia na resposta inflamatória em diferentes modelos experimentais avaliados. Análises fitoquímicas mostraram a presença de canferol-3-glicosídeo, ácidos graxos como: ácido clorogênico, ácido tetracosanóico, ácido docosanóico, ácido hexadecanóico, ácido eicosatetranoico, além do ácido clorogênico nos extratos.

Coppin et al. (2013) em estudo com as folhas de *M. oleifera* de diferentes locais, identificaram 12 flavonoides glicosilados, incluindo malonil glicosídeos, acetilglicosídeos e succinol glicosídeos, dentre eles os glicosídeos de quercetina e canferol e os malonil de glicosídeos são os constituintes principais.

El-Sohaimy et al. (2015) determinaram o conteúdo fenólico em folhas de *M. oleifera* e observaram que o tipo do solvente utilizado na extração é um fator limitante na extração de fenólicos e flavonoides, pois o resultado obtido no extrato

com 70% de metanol ($48,35 \pm 0,05$ EAG g^{-1} amostra) foi maior do que quando comparado com extraído com etanol a 70% ($28,56 \pm 0,03$ EAG g^{-1} amostra) e com água ($24,67 \pm 0,03$ EAG g^{-1} amostra). Também analisaram os teores de vitamina e obtiveram resultados razoáveis, a vitamina B1 (Tiamina) com $0,05 \pm 0,28$ mg.100g⁻¹, vitamina B2 (Riboflavina) com $0,8 \pm 0,25$ mg.100g⁻¹, Vitamina B3 (Ácido nicotínico) $220 \pm 0,42$ mg.100g⁻¹, vitamina C ($245,13 \pm 0,46$ mg.100g⁻¹), Vitamina A (β-Caroteno) com $13,48 \pm 0,51$ mg.100g⁻¹ e vitamina E ($16,80 \pm 0,24$ mg.100g⁻¹).

Amaglo et al. (2010) em estudo com diferentes tecidos da *Moringa oleifera*, determinaram os tipos e níveis dos principais fitoquímicos e nutrientes, encontraram um perfil de flavonoides relativamente complexo, predominado pelos flavonóis glicosilados (glicosídeos, rutinosídeos, malonilglicosídeos de canferol, quercetina e isorannetina), também detectaram alguns flavonóides adicionais, especificamente algumas flavonas não identificadas, um hexosídeo de canferol e canferol 3-O-rutinosídeo. O perfil de ácidos graxos mostrou que as folhas são ricas em ácido palmítico e linolênico. Potássio, magnésio e cálcio foram os minerais predominantes em todos os tecidos.

Vongsak, Sithisarn e Gritsanapan (2013) desenvolveram e validaram um método densitométrico de cromatografia em camada delgada para a quantificação simultânea de três componentes ativos principais: ácido clorogênico, isoquercetina e astragalina nos extratos de folhas de *M. oleifera* coletadas em 12 locais diferentes na Tailândia. Valdez-Solana et al. (2015) analisaram as folhas de *M. oleifera* coletadas em duas regiões no México por CLAE, a qual indicou a presença de ácidos fenólicos (ácido gálico e ácido clorogênico) e flavonoides (rutina, luteolina, quercetina, apigenina e canferol).

Rodríguez-Pérez et al. (2015) otimizaram um método de extração para obter um extrato rico em compostos fenólicos das folhas de *M. oleifera*, e caracterizaram 59 compostos, entre eles: aminoácidos, um nucleosídeo, ácidos orgânicos, ácido fenólicos e derivados, thyoglicosídeos, lignanas e flavonóides. Cuellar-Nuñez et al. (2018) determinaram os compostos bioativos de folhas de *M. oleifera* de diferentes lotes, encontrando em alguns lotes maiores teores de ácido gálico, ácido clorogênico, *p*-cumárico, elágico, além da vanilina, enquanto em outros lotes os maiores teores foram de ácido cafeíco, quercetina e canferol.

No Brasil o estudo sobre a *M. oleifera* ainda é escasso, Teixeira et al., (2014) em sua pesquisa com as folhas de *M. oleifera* colhidas em Minas Gerais,

caracterizaram e avaliaram a composição química e realizaram o fracionamento de proteínas e a qualidade nutricional, concluíram que as folhas de *M. oleifera* possuem altos teores de lipídios (7,9%), proteínas (28,6%) e ferro (103,1 mg 100 g⁻¹), identificaram também os carotenoides: β -caroteno e a luteína.

3.3 Compostos fenólicos

Os compostos fenólicos são classificados como antioxidantes primários e apresentam em sua estrutura pelo menos um anel aromático com pelo menos um grupo hidroxila (AMBIGAIPALAN, 2015) (DAI; MUMPER, 2010). Os compostos fenólicos estão presentes em grande quantidade no reino vegetal e são os metabólitos secundários mais abundantes das plantas, possuindo atualmente mais de 8.000 estruturas fenólicas identificadas, que vão desde moléculas simples (ácidos fenólicos) até substâncias altamente polimerizadas (taninos) (DAI; MUMPER, 2010).

Em plantas, os compostos fenólicos envolvem os: ácidos fenólicos, flavonoides, taninos e os estilbenos e lignanas (menos comum). São fundamentais em diversas funções como na pigmentação, crescimento, reprodução, defesa e proteção contra patógenos e luz UV (DAI; MUMPER, 2010; MURKOVIC, 2016).

3.3.1 Flavonoides

Os flavonoides são os polifenóis mais abundantes em nossa alimentação e seu esqueleto básico é o núcleo flavan, que contém 15 átomos de carbono (C6-C3-C6) dispostos em três anéis rotulados como A, B e C, sendo dois anéis aromáticos (A e B) e um anel intermediário (C) (DAI; MUMPER, 2010; MARTENS; PREUSS; MATERN, 2010) (Figura 3).

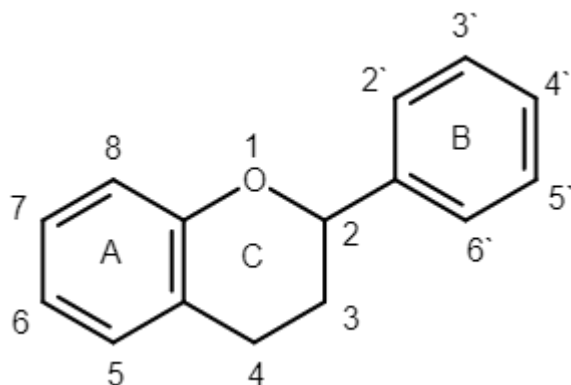


Figura 3 - Estrutura básica dos flavonoides

Fonte: Adaptado de Martens; Preuss e Matern (2010)

Os flavonoides são divididos em 6 subclasses de acordo com o estado de oxidação do anel C central (pirano): flavonóis, flavonas, flavanonas, isoflavonas, antocianidinas e flavanóis (catequinas e proantocianidinas). A variação da estrutura em cada subclasse é determinada pelo grau e padrão de hidroxilação, metoxilação, prenilação ou glicosilação. Alguns dos flavonoides mais comuns são: quercetina, catequina, naringenina, cianidina-glicosídeo, daidzeína, genisteína e gliciteína (Figura 4) (D'ARCHIVIO et al., 2007; DAI; MUMPER, 2010).

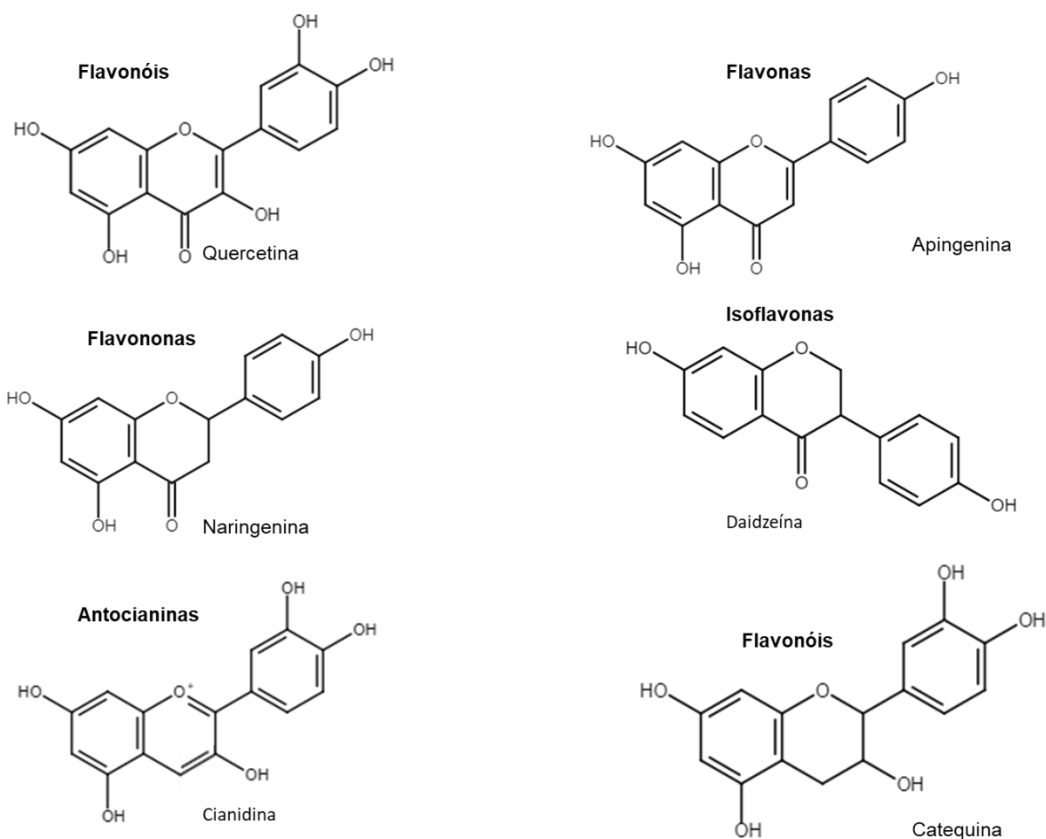


Figura 4 - Algumas estruturas químicas dos flavonoides mais comuns

Fonte: Adaptado de D'Archivio et al.(2007)

A principal forma de flavonoides nas plantas são os flavonoides glicosilados (YANG et al., 2018). Os grupos mais numerosos de flavonoides glicosilados são os O-glicosídeos de flavonas e flavonóis, e os C-glicosídeos de flavonas (VEITCH; GRAYER, 2011). Os O-glicosídeos de ocorrência mais comum são os de canferol e quercetina (VEITCH; GRAYER, 2011).

Em estudos realizados anteriormente por nosso grupo de pesquisa, foram isolados e identificados os principais componentes ativos nas folhas de *M. oleifera*, que são os flavonoides glicosilados: isoquercetina, astragalina e ácido clorogênico (Figura 5) (OLDONI et al., 2021). Tais compostos apresentam atividades biológicas como antioxidante (ENGSUWAN et al., 2017; MERLIN, 2017; VONGSAK et al., 2013; VONGSAK; SITHISARN; GRITSANAPAN, 2013).

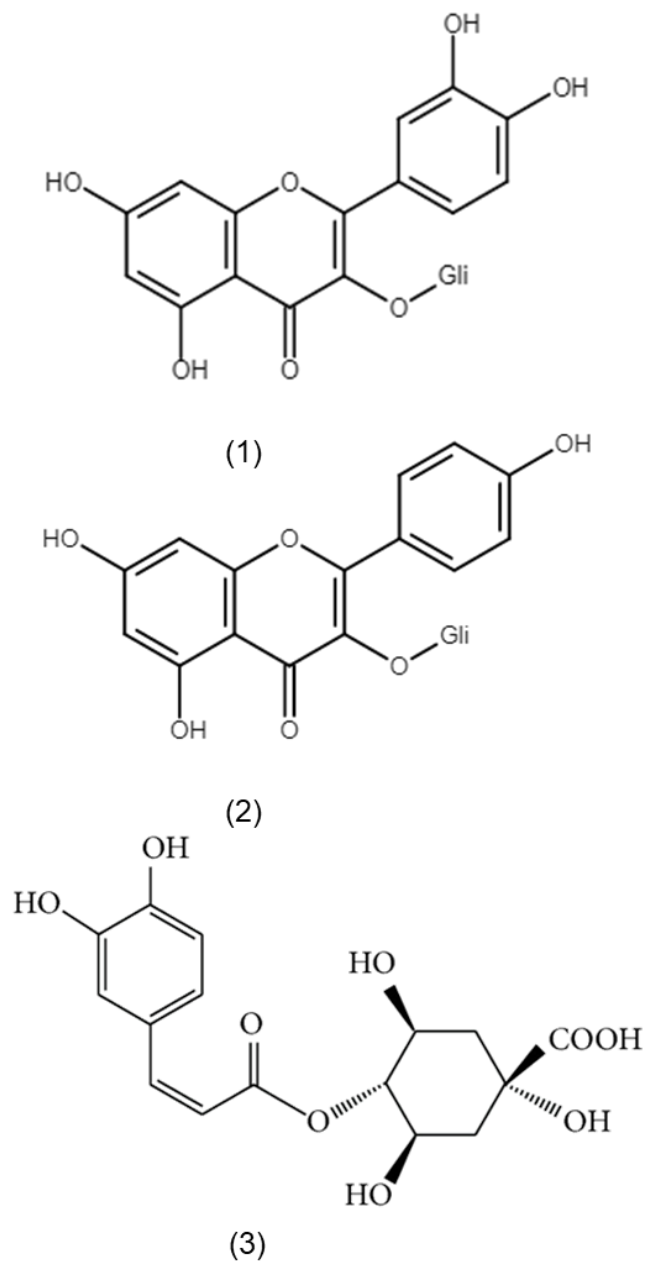


Figura 5 - Estruturas químicas da isoquercetina (1), astragalina (2) e ácido clorogênico (3)

Fonte: Adaptado de (VONGSAK; SITHISARN; GRITSANAPAN, 2013)

A isoquercetina (quercetina-3-O-glicosídeo) é um antioxidante natural que possui uma ampla gama de efeitos terapêuticos e biológicos como: atividades quimioprotetoras contra o estresse oxidativo, câncer, distúrbios cardiovasculares, diabetes, reações alérgicas, atividades antiasma, anti-hipertensivo, anti-inflamatório entre outras (VONGSAK; SITHISARN; GRITSANAPAN, 2013)

(VALENTOVÁ et al., 2014). Canferol-3-O- β -D-glicosídeo, conhecido como astragalina possui algumas funções biológicas, como anti-inflamatório, antialérgico, antioxidante, anti-HIV, inibição da dermatite e efeito protetor celular, entre outras funções (MENG et al., 2019; VONGSAK; SITHISARN; GRITSANAPAN, 2013). O ácido clorogênico possui a capacidade de inibir a oxidação e desempenhar vários papéis importantes e terapêuticos, como: atividade antioxidante, antimicrobiana, hepatoprotetoras, cardioprotetora, anti-inflamatória, neuroprotetoras, anti-obesidade, antiviral, anti-hipertensiva entre outras (NAVEED et al., 2018; VONGSAK; SITHISARN; GRITSANAPAN, 2013).

Os flavonoides não atuam apenas como protetores de estresse em plantas mas também possuem múltiplas atividades biológicas benéficas como antioxidantes, anticarcinogênicos, antimicrobiano, propriedades anti-inflamatórias, antialérgicas e antiobesidade (LIU et al., 2010). De modo geral a ação antioxidante dos flavonoides pode desempenhar um papel positivo em várias doenças relacionadas ao estresse oxidativo (VALENTOVÁ et al., 2014). Os flavonoides desempenham atividade antioxidante no organismo basicamente por meio da eliminação de radicais livres em excesso, inibindo a formação de radicais livres e retardando a oxidação lipídica (CHEN et al., 2018).

3.4 ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

Antioxidante é uma molécula com capacidade de inibir a oxidação de outras moléculas. Em alimentos, são substâncias que retardam, controlam ou inibem a oxidação e sua deterioração. No corpo, reduzem o risco de doenças degenerativas resultantes do estresse oxidativo. Podem ser classificados de acordo com sua natureza, primária ou secundária (GÜLÇİN, 2012; SHAHIDI, 2015).

Os antioxidantes primários, tipo 1 ou antioxidantes que quebram a cadeia, são aqueles que neutralizam os radicais livres por meio de mecanismos: seja por transferência de átomos de hidrogênio ou por transferência de elétrons simples (REISCHE; LILLARD; EITENMILLER, 2008; SHAHIDI, 2015). Esses mecanismos serão abordados na seção 3.4.1.

Nos alimentos os antioxidantes primários mais utilizados são de origem sintética, tais como o hidroxianisol butilado (BHA), hidroxitolueno butilado (BHT), propil galato (PG) e butil-hidroquinona terciária (TBHQ). Entretanto, alguns componentes naturais dos alimentos atuam do mesmo modo como antioxidantes primários e são adicionados naturalmente aos alimentos, exemplos destes são os tocoferóis e os carotenoides (REISCHE; LILLARD; EITENMILLER, 2008) .

Já os antioxidantes secundários, preventivos ou do tipo 2 retardam a oxidação através de vários mecanismos, podem quelar os metais pró-oxidantes e desativá-los, como por exemplo o ácido etilenodiaminotetracético (EDTA) e ácido cítrico (REISCHE; LILLARD; EITENMILLER, 2008; SHAHIDI, 2015).

3.4.1 Avaliação da atividade antioxidante

Os antioxidantes podem inibir radicais por dois mecanismos principais: ensaios baseados na reação de transferência de átomos de hidrogênio (HAT) e os ensaios baseados na reação de transferência de elétrons simples (SET) (HUANG; OU; PRIOR, 2005; PRIOR; WU; SCHAICH, 2005; TABART et al., 2009).

Os métodos baseados em HAT medem a capacidade de um antioxidante para eliminar radicais livres por doação de hidrogênio. São compostos por um gerador de radicais livres sintéticos, uma sonda oxidável e um antioxidante. Esses ensaios avaliam a cinética da reação competitiva e quantificam a atividade antioxidante a partir de curvas cinéticas. Os ensaios de capacidade de absorção de radicais de oxigênio (ORAC), parâmetro antioxidante de radicais totais (TRAP), inibição do branqueamento do β -Caroteno são exemplos de metodologias baseadas em transferência de hidrogênio (HUANG; OU; PRIOR, 2005; PRIOR; WU; SCHAICH, 2005; TABART et al., 2009).

Os métodos baseados em SET avaliam a capacidade de um potencial antioxidante. Esses ensaios transferem um elétron para reduzir qualquer composto, incluindo íons metálicos, carbonilas e radicais, são monitorados por meio de uma mudança de cor à medida que o oxidante é reduzido e incluem muitos ensaios de antioxidantes comuns como: conteúdo de fenólicos totais (FT), capacidade antioxidante equivalente ao Trolox (TEAC), poder de redução do ferro (FRAP), o

ensaio de redução de cobre (CUPRAC) e a eliminação do radical livre DPPH (HUANG; OU; PRIOR, 2005; PRIOR; WU; SCHAICH, 2005; TABART et al., 2009).

Embora os ensaios de TEAC e DPPH sejam geralmente classificados como reações SET, os radicais indicadores também podem ser neutralizados por transferência de átomos de hidrogênio (HAT) (PRIOR; WU; SCHAICH, 2005). O ensaio TEAC é simples, reprodutível e econômico, pode ser aplicado em diversos meios para determinar a capacidade antioxidante hidrofílica e hidrofóbica dos extratos vegetais, sendo que o reagente (ABTS) é solúvel em ambos os meios solventes aquoso e orgânico. Já o ensaio FRAP mede a capacidade de redução do ferro de antioxidantes solúveis em água em pH ácido, como pH 3,6 (DAI; MUMPER, 2010).

Para determinar a capacidade antioxidante dos alimentos é necessário considerar as concentrações e composições totais de diversos antioxidantes, pois a capacidade antioxidante total é a combinação de atividades de diversos antioxidantes, incluindo os fenólicos. É importante, ao avaliar a capacidade antioxidante de uma amostra, realizar em paralelo vários ensaios, levando em conta dois fatores principais: os mecanismos antioxidantes e as espécies reativas envolvidas (HUANG; OU; PRIOR, 2005; TABART et al., 2009; TAN; LIM, 2015).

3.5 INFLUÊNCIA DA IDADE, FATORES CLIMÁTICOS, SAZONALIDADE E LOCALIDADE NA COMPOSIÇÃO NUTRICIONAL E NA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

Fatores específicos como espécies e idade das plantas, local de produção, épocas de colheita, nutrientes do solo, localização geográfica, condições climáticas, condições de armazenamento, tratamento pós-colheita e solvente de extração, afetam a composição química, nutricional e atividade antioxidante dos materiais vegetais (NOBOSSÉ; FOMBANG; MBOFUNG, 2018; VÁZQUEZ-LEÓN et al., 2017). A maturidade interfere na qualidade da composição e no conteúdo de fitoquímicos em vegetais devido as alterações bioquímicas, fisiológicas e estruturais que ocorrem (SIDDIQUI et al., 2013).

De acordo com Vázquez-león et al. (2017) as radiações solares, como a UV, são fatores externos importantes que influenciam na produção de compostos bioativos com atividade antiradicalar na *M. oleifera*. Como resultados de sua pesquisa concluíram que quando há um aumento no nível de radiação, a produção de compostos fenólicos totais e a atividade antioxidante são afetados positivamente, e da mesma forma, porém em menor quantidade, o conteúdo de ácido ascórbico e carotenoides totais aumentaram.

Coppin et al. (2013) em estudo com folhas de *M. oleifera* de diferentes países, sugerem que a quantidade de flavonoides pode estar ligada com o aumento da temperatura, pois relataram uma variação sazonal no conteúdo de agliconas. As amostras coletadas no início do inverno exibiram teores menores de flavonoides totais do que as coletadas no final do inverno.

Iqbal e Bhanger (2006) investigaram os efeitos das estações do ano e do local de produção sobre a composição e atividade antioxidante das folhas de *M. oleifera* cultivadas em diferentes áreas do Paquistão e verificaram que a temperatura ambiente tem efeito nas propriedades antioxidantes, pois em geral nas áreas frias e no mês frio a atividade antioxidante foi maior do que nas áreas temperadas e no mês quente.

Sreelatha e Padma (2009) analisaram a atividade antioxidante e o conteúdo de fenólicos totais das folhas de *Moringa oleifera* cultivadas na Índia em dois estádios de maturação (tenras e maduras), seus resultados demonstraram que o teor de fenólicos e flavonoides totais foram mais elevados nos extratos das folhas maduras do que nas folhas mais jovens. Também verificaram um aumento dos antioxidantes com o amadurecimento das folhas e concluíram que o período mais adequado para o consumo das folhas de *M. oleifera* é quando elas estão na fase madura.

Anjorin, Ikokoh e Okolo (2010) concluíram que há uma variação significativa nos teores de macro e microelementos das folhas, vagens e sementes de *Moringa oleifera* de diferentes regiões e isto pode ser atribuído à variação da absorção de minerais pela planta e variações agrônômicas das diferentes regiões. Agamou, Fombang e Mbofung (2015) em estudo com as folhas de *M. oleifera* em pó de diferentes localidades e maturidade observaram uma variação significativa na composição química, apontando de modo geral, que as folhas maduras são uma

boa fonte de proteínas, fibras, compostos bioativos e as folhas jovens possuem mais carboidratos disponíveis e carotenoides totais.

Ndhlala et al. (2014) investigaram as variações nas propriedades antioxidantes, antimicrobianas e fitoquímicas de treze cultivares de *Moringa oleifera* obtidas de diferentes locais (Tailândia, Taiwan, África do Sul e Estados Unidos da América). Os autores observaram variações no conteúdo total de fenólicos e flavonoides e as cultivares da África do Sul e uma da Tailândia foram as que apresentaram as maiores quantidades de compostos fenólicos totais.

Recentemente Vázquez-León et al. (2017) realizaram um estudo para avaliar a influência de fatores climáticos, idade das árvores, parâmetros físicos e químicos do solo sobre a variação nos compostos bioativos, fenólicos totais e a atividade antirradicalar (ABTS e DPPH) de extratos etanólicos das folhas de *M. oleifera* coletadas no México em diferentes épocas (junho, julho e setembro de 2014; janeiro e maio de 2015) e em diferentes idades iniciais (608, 458 e 276 dias). Concluíram que os fatores climáticos (radiação solar, radiação UV, precipitação e temperatura média) influenciaram positivamente nas quantidades de compostos bioativos e atividade antioxidante das folhas de *M. oleifera*, principalmente quando as plantas crescem em solos com baixo teor de P e K.

4 METODOLOGIA

A

Figura 6 mostra o fluxograma com as etapas referentes as atividades que foram desenvolvidas durante o estudo das folhas de *Moringa oleifera* cultivadas em Itajaí-SC, Silveiras-SP e Santa Cruz Cabrália-BA.

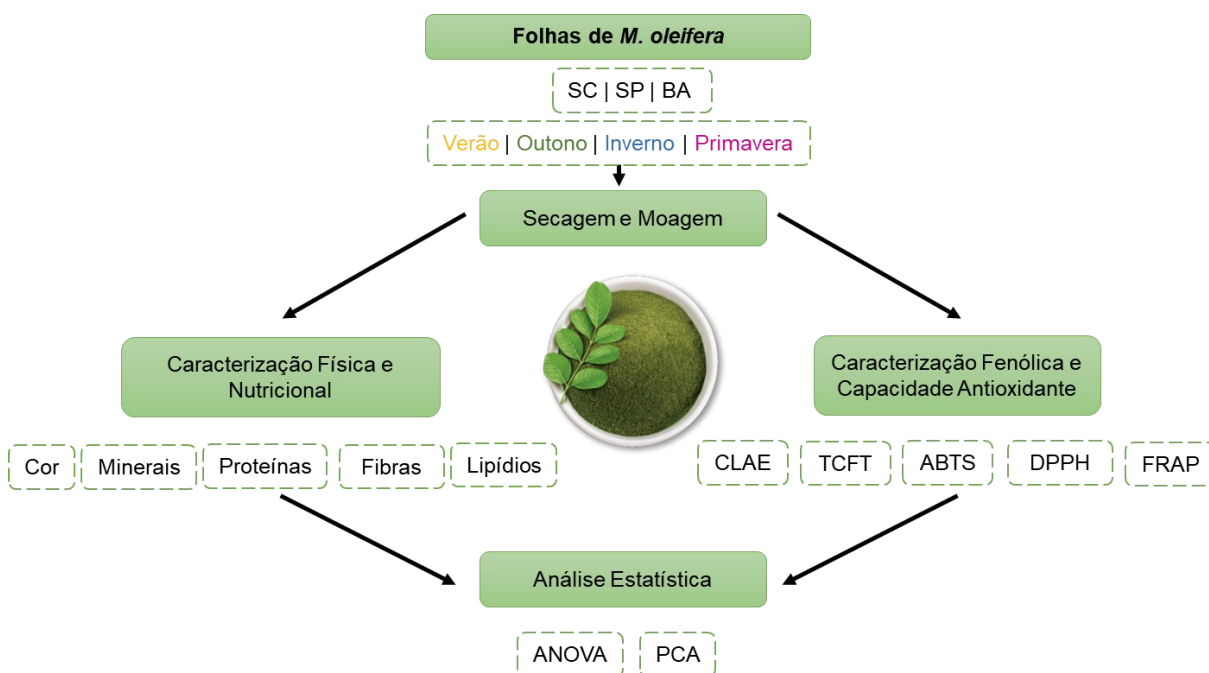


Figura 6 - Fluxograma das etapas referentes as atividades desenvolvidas durante o estudo das folhas de *Moringa oleifera* cultivadas em Santa Catarina, São Paulo e Bahia.

4.1 IDENTIFICAÇÃO E OBTENÇÃO DA MATÉRIA-PRIMA

Foram utilizadas folhas de *Moringa oleifera* colhidas em dois estádios de maturação: jovens e maduras, nas quatro estações do ano e em três regiões distintas do Brasil: Sul, Sudeste e Nordeste com as seguintes localizações:

- Região Sul: Taí Sitio Vivo localizado no município de Itajaí – Santa Catarina, Brasil (coordenadas: latitude 26°59'41,1" S e longitude 48°51'16,9" W).
- Região Sudeste: município de Silveiras – São Paulo, Brasil (coordenadas: latitude 22°37'18" S e longitude 44°49'01" W).
- Região Nordeste: município Santa Cruz Cabralia – Bahia, Brasil (coordenadas: latitude 16°16'43" S e longitude 39°1'39" W).

A exsicata da *Moringa oleifera* foi realizada e a identificação depositada no Herbário da Universidade Tecnológica Federal do Paraná (UTFPR), câmpus Pato Branco, sob o número HPB 483.

As amostras foram codificadas para melhor compreensão do texto e visualização nos gráficos Tabela 2.

Tabela 2 - Códigos das amostras.

Código	Região	estação	estádio
Sv-j	Sul	verão	jovem
Sv-m	Sul	verão	madura
SEv-j	Sudeste	verão	jovem
SEv-m	Sudeste	verão	madura
NEv-j	Nordeste	verão	jovem
NEv-m	Nordeste	verão	madura
So-j	Sul	outono	jovem
So-m	Sul	outono	madura
SEo-j	Sudeste	outono	jovem
SEo-m	Sudeste	outono	madura
NEo-j	Nordeste	outono	jovem
NEo-m	Nordeste	outono	madura
Si-j	Sul	inverno	jovem
Si-m	Sul	inverno	madura
SEi-j	Sudeste	inverno	jovem
SEi-m	Sudeste	inverno	madura

NEi-j	Nordeste	inverno	jovem
NEi-m	Nordeste	inverno	madura
Sp-j	Sul	primavera	jovem
Sp-m	Sul	primavera	madura
SEp-j	Sudeste	primavera	jovem
SEp-m	Sudeste	primavera	madura
NEp-j	Nordeste	primavera	jovem
NEp-m	Nordeste	primavera	madura

S= Sul, SE= Sudeste, NE= Nordeste, v= verão, o= outono, i= inverno, p= primavera, j= jovem e m= madura.

Após a coleta, o material vegetal foi desidratado em estufa (Tabela 3), triturado em moinho de facas (Tecnal), acondicionado em embalagens de polietileno escuro para impedir a passagem da luz e armazenados em freezer até o momento das análises.

Tabela 3 - Condições de secagem e idade das folhas jovens e maduras de *Moringa oleifera* nas 4 estações do ano de 2019 e nas 3 regiões diferentes do Brasil.

<i>Moringa oleifera</i>		ITAJAÍ			SILVEIRAS			SANTA CRUZ CABRÁLIA		
		Idade (dias)	Secagem		Idade (dias)	Secagem		Idade (dias)	Secagem	
			T (°C)	t (h)		T (°C)	t (h)	T (°C)	t (h)	
VERÃO	jovem	40	40	12	32	45	17	32	45	17
	madura	80	40	12	90	45	17	90	45	17
OUTONO	jovem	40	40	12	40	45	17	40	45	17
	madura	80	40	12	80	45	17	80	45	17
INVERNO	jovem	40	40	12	40	45	17	40	45	17
	madura	80	40	12	80	45	17	80	45	17
PRIMAVERA	jovem	40	40	12	40	45	17	40	45	17
	madura	80	40	12	80	45	17	80	45	17

4.2 DADOS CLIMÁTICOS

Os dados climáticos mensais (temperatura média e precipitação total média) das épocas de coleta entre dezembro de 2018 a dezembro de 2019, foram retirados no site oficial do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET).

4.3 CARACTERIZAÇÃO FÍSICA E QUÍMICA DO MATERIAL VEGETAL

4.3.1 Análise de cor

A avaliação de cor entre as amostras foi analisada por meio de um Colorímetro (CR-400 Chroma Meter Minolta®), com a leitura da luminosidade (L^*) e das coordenadas cromáticas a^* e b^* . O índice a^* representa o vermelho/verde (+ a indica vermelho e $-a$ indica verde) e o índice b^* representa o amarelo / azul (+ b indica amarelo e $-b$ indica azul) (Figura 7), todas as leituras foram realizadas em triplicatas.

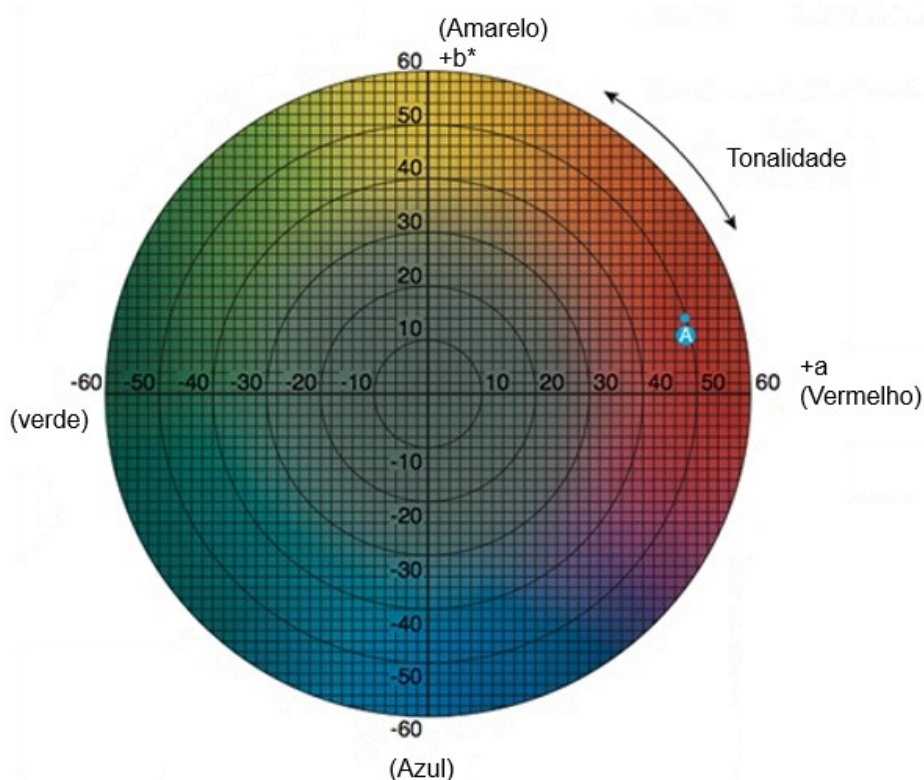


Figura 7- Diagrama de cromaticidade

Fonte: (MINOLTA)

4.3.2 Cinzas

O teor de cinzas foi determinado de acordo com a metodologia do Instituto Adolf Lutz (2008) por incineração em mufla a 550 °C.

4.3.3 Proteína bruta

A análise de proteína bruta (PB) foi determinada pelo método Kjeldahl de acordo com o método de TEDESCO et al. (1995) e para o cálculo foi utilizado o fator de conversão para proteínas vegetais 5,75 de acordo com a resolução - RDC N° 360 (ANVISA, 2003).

4.3.4 Lipídios

O teor de gordura bruta foi determinado pela extração com Soxhlet por 3 a 4 horas com éter de petróleo e éter etílico (1:1) de acordo com o Instituto Adolfo Lutz, (2008).

4.3.5 Fibra em detergente neutro e fibra em detergente ácido

O procedimento do teor de fibra em detergente neutro (FDN) e fibra detergente em ácido (FDA) foi determinado pelo digestor de fibras de acordo com o método de Van soest conforme descrito por Silva e Queiroz (2005).

4.3.6 Carboidratos totais

O teores de carboidratos totais (CT) foram estimados por diferença, conforme a equação: $CT = 100 - (\%PB + \%L + \%C)$ (SNIFFEN et al., 1992) .

Onde: PB= proteína bruta, L=lipídios e C= cinzas.

4.3.7 Composição mineral

Para a determinação de minerais pelo método de espectroscopia de absorção atômica, foi necessário o preparo das amostras através da digestão úmida com $HNO_3 + HClO_4$ (3:1) em bloco digestor conforme descrito pela EMBRAPA (2009). Foram analisados os seguintes minerais: Mg, Ca, K e Na (macrominerais) e Mn, Cu, Zn e Fe (microminerais) em espectrômetro de absorção atômica *PerkinElmer*® PinAAcle™ 900T.

4.4 PREPARAÇÃO DOS EXTRATOS

Para o preparo dos extratos foi utilizada a metodologia descrita por Oldoni et al., (2019) com algumas modificações. Foram utilizados 10 g de folhas de *M. oleifera* secas e trituradas, as quais foram adicionados 100 mL de uma solução etanol:água (80:20, v/v) e a mistura foi deixada sob agitação em mesa agitadora (TE-420 Tecna[®]) à 85 rpm por 24 horas sob temperatura controlada de 25 °C, na sequência o extrato foi filtrado e armazenado sob refrigeração. O resíduo do papel filtro foi reextraído por mais duas vezes após 48 e 72 horas respectivamente nas mesmas condições citadas anteriormente. Após isso, os filtrados foram combinados e evaporados em evaporador rotativo (RV 10 digital V IKA[®]) a 50 °C sob pressão reduzida de 175 mbar e 100 rpm. Em seguida os extratos foram liofilizados em liofilizador (L101 da Liotop[®]) e armazenados sob refrigeração até o momento das análises.

4.5 ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

4.5.1 Capacidade de sequestro do radical ABTS

A capacidade de sequestrar o radical ABTS foi determinada pela metodologia descrita por RE et al., (1999) com algumas modificações. O radical ABTS foi formado a partir da reação de 5 mL da solução estoque de ABTS (7 mM) com 88 µL da solução de perSulfato de potássio (140 mM). Mantendo a mistura no escuro em temperatura ambiente, por 16 horas. Após esse tempo foi diluído 1 mL desta mistura em álcool etílico (P.A) até obter uma absorbância de $0,70 \pm 0,05$ no comprimento de onda (λ) de 734 nm. Preparar e usar apenas no dia da análise.

Em local escuro, foi transferido uma alíquota de 30 µL do extrato de *M. oleifera* na concentração de 1000 mg L⁻¹ para tubos de ensaio com 3,0 mL da

solução de ABTS \cdot +, homogeneizado com auxílio de um vortex, após 6 minutos realizada a leitura no espectrofotômetro em 734 nm e utilizado como branco, o álcool etílico, para calibrar o espectrofotômetro. A curva padrão foi elaborada com o padrão Trolox (6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromo-2-ácido carboxílico) em concentrações de 100 a 2000 $\mu\text{mol L}^{-1}$ e os resultados foram expressos em μmol de Trolox por grama de extrato seco ($\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$ extrato seco).

4.5.2 Capacidade de sequestro do radical DPPH

A análise de sequestro do radical DPPH (2,2-difenil-1-picril-hidrazil) foi determinada pelo método proposto por Brand-Williams, Cuvelier e Berset (1995) com algumas modificações. O método consiste em misturar 500 μL do extrato das amostras, foi utilizado o extrato de *M. oleifera* na concentração de 300 mg L^{-1} , em tubos de ensaio com 3 mL de álcool etílico (80%) e 300 μL da solução de DPPH (0,5 mmol L^{-1}), deixado reagir por 1 hora em repouso, depois foi realizada a leitura em espectrofotômetro à 517 nm. O espectrofotômetro foi zerado em 517 nm com etanol (80%). O controle foi preparado substituindo-se a alíquota da amostra por 500 μL de etanol 80%, sendo que a leitura no espectrofotômetro precisa ser aproximadamente 0,490 nm.

A curva padrão foi obtida nas mesmas condições, substituindo-se as diluições das amostras por Trolox, em concentrações de 100 a 2000 $\mu\text{mol L}^{-1}$. Os resultados foram expressos em μmol de Trolox por grama de extrato seco ($\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$ extrato seco).

4.5.3 Método de redução do Ferro (FRAP)

O método FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power) – Poder Antioxidante de Redução do Ferro foi realizada de acordo com a metodologia de Benzie e Strain (1996). Sendo preparadas as seguintes soluções: HCl (40 mmol L^{-1}) TPTZ (10 mmol L^{-1}), cloreto férrico (20 mmol L^{-1}), tampão acetato (0,3 mol L^{-1}) pH 3,6 e solução

padrão de Sulfato ferroso (2 mmol L^{-1}). O reagente FRAP foi preparado por meio da mistura de 25 mL de tampão acetato com 2,5 mL da solução de TPTZ e 2,5 mL da solução aquosa de cloreto férrico.

A análise foi realizada em ambiente escuro, com a mistura de 100 μL do extrato de *M. oleifera* na concentração de 500 mg L^{-1} , em tubos de ensaio com 3,0 mL do reagente FRAP, homogeneizado e mantido em banho-maria a $37 \text{ }^\circ\text{C}$ por 30 minutos. A leitura foi realizada em 595 nm e utilizada a solução FRAP como branco para calibrar o espectrofotômetro. Para a quantificação foi construída uma curva analítica padrão de Sulfato ferroso nas seguintes concentrações: 200, 500, 1000, 1500 e 2000 mg L^{-1} . Os resultados foram expressos em μmol de Fe^{2+} por grama de extrato seco (μmol de $\text{Fe}^{2+} \text{ g}^{-1}$ extrato seco).

4.6 DETERMINAÇÃO DO TEOR DE COMPOSTOS FENÓLICOS TOTAIS

O teor de compostos fenólicos totais (TCFT) foi determinado pelo método espectrofotométrico do reagente Folin-Ciocalteu descrito por Singleton, Orthofer e Lamuela-Raventós (1999). A análise consistiu na mistura de 0,5 mL do extrato da amostra (*M. oleifera*: 500 mg L^{-1}) com 2,5 mL do reagente Folin-Ciocalteu (10%). A mistura ficou em repouso por 5 minutos, onde foram adicionados 2 mL de carbonato de sódio 4%. Os tubos foram deixados em repouso por 2 horas em ambiente escuro. Após esse tempo, foi realizada as leituras em espectrofotômetro a 740 nm. Uma amostra em branco foi conduzida nas mesmas condições. Para a quantificação foi elaborada uma curva analítica padrão de ácido gálico com diluições de 5 á 100 mg L^{-1} . E os resultados foram expressos em mg equivalente a ácido gálico por grama de extrato seco (mg EAG g^{-1} extrato seco).

4.7 ANÁLISE DE COMPOSTOS FENÓLICOS POR CROMATOLOGRAFIA LÍQUIDA DE ALTA EFICIÊNCIA COM DETECTOR DE ARRANJO DE DIODOS

A análise por CLAE-DAD foi realizada conforme a metodologia (RODRÍGUEZ-PÉREZ et al., 2015) com algumas modificações pelo grupo de pesquisa, visando avaliar o perfil químico dos extratos de *M. oleifera*. A análise foi realizada em um cromatógrafo líquido de alta eficiência modelo LC-920 Varian®, onde foi preparado uma mistura de padrões que foram injetados em uma coluna Promosil C-18, (dimensões: 250 mm x 4,6 mm; tamanho de partícula: 5 µm) Agela Technologies® em fluxo contínuo de 1 mL min⁻¹ tendo como fase móvel, solvente A: água ultrapura MiliQ® acidificada (H₃PO₄ 0,1%; pH: 2,74) e solvente B: acetonitrila, operando em modo gradiente iniciando com 5% de B para 30% de B em 10 min; 38% de B em 25 min; 50% de B em 28 min; 95% B em 32 min, como condição de limpeza da coluna, retornando para 5% de B dos 34 aos 42 min, finalizando a corrida ambientando a coluna para as posteriores injeções. A coluna foi mantida a temperatura constante de 30°C. O detector de arranjo de diodos utilizado, operou na faixa de leitura de 240 a 400 nm com três canais específicos a 255, 308 e 360 nm respectivamente.

Os padrões utilizados foram: ácido gálico (ácido 3,4,5-trihidroxibenzoico), ácido clorogênico (ácido 1,4,5-trihidroxiclohexanocarboxílico 3-(3,4-dihidroxicinamato), ácido cafeico (ácido 3,4-dihidroxibenzenoacrilico), rutina (quercetina-3-rutinosídeo hidrate), isoquercetina (3,3',4',5,7-pentahidroxiflavona 3-β-glucoside), ácido cumárico (ácido trans-4-hidroxicinamico), astragalina (3,4',5,7-tetrahidroxiflavona 3-glucosídeo), quercetina (3,3',4',5,6-pentahidroxiflavona) e canferol (3,4',5,7-tetrahidroxiflavona), todos de alto grau de pureza adquiridos da empresa Sigma-Aldrich®.

Foram preparadas soluções estoque de 1000 mg L⁻¹, as quais foram solubilizadas em uma solução de água ultrapura padrão MiliQ® com acetonitrila grau cromatográfico Honeywell® (50:50 v/v) por meio de banho ultrassônico (BioFree Gnatus®), em temperatura próxima de 30 °C. A partir das soluções estoque, foram preparadas diluições, utilizando o mesmo solvente, nas concentrações de: 1,25; 2,5; 5,0; 10,0 e 25,0 mg L⁻¹, sendo essas soluções, utilizadas como pontos da curva analítica de calibração do método. Todos os pontos da curva de calibração foram filtrados em filtros PTFE 0,45 µm de porosidade e 25 mm de diâmetro, armazenados em vials com capacidade de 2 mL e levados ao congelador a -20 °C até o dia da injeção no equipamento, para garantir a estabilidade de alguns compostos.

Os extratos das amostras foram preparados conforme o item 4.4 e então, os extratos foram solubilizados em etanol:água (80:20 v/v), para o preparo das

soluções de 1000 mg L⁻¹ de cada amostra, em triplicata, as soluções prontas foram filtradas em filtros PTFE 0,45 µm de porosidade e 25 mm de diâmetro, armazenados em vials com capacidade de 2 mL e levados ao refrigerador a aproximadamente 0 °C até o dia da injeção no equipamento.

4.8 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os resultados obtidos das amostras de *M. oleifera* oriundas de Santa Catarina, São Paulo e Bahia, em diferentes estações do ano, referente as análises químicas, teor de compostos fenólicos totais (TCFT), atividade antioxidante (ABTS, DPPH e FRAP) foram submetidos à análise unidimensional por ANOVA e teste de comparação de médias por Tukey, e pelos aspectos multidimensionais por análise de componentes principais (PCA), realizadas no software Statistica 12.7.

5 RESULTADOS E DISCUSSÕES

5.1 CARACTERIZAÇÃO NUTRICIONAL

Foram avaliadas as folhas de *M. oleifera* jovens e maduras, cultivadas no verão, outono, inverno e primavera nos estados de Santa Catarina, São Paulo e Bahia, as tabelas a seguir apresentam respectivamente os resultados obtidos para os parâmetros bromatológicos (Tabela 4), aspectos físicos de cor (Tabela 5) e a composição mineral (Tabela 6) pelos aspectos unidimensionais que foram submetidos à análise de variância (ANOVA).

Os resultados da análise de proteína bruta variaram entre 19,6% a 28,9%, as folhas jovens cultivadas no Nordeste no período da primavera (NEp-j) apresentaram o menor percentual enquanto as folhas maduras cultivadas no Sul no período do outono (So-m) apresentaram o maior percentual de proteína bruta. O teores de proteína obtidos são elevados quando comparados com fontes alimentares convencionais como: iogurte (5,9%) e carne de frango (20-22%) (AZEVEDO; ALBUQUERQUE; BATISTA, 2016; MAGALHÃES; DELLA TORRE, 2018). As folhas de *M. oleifera* apresentaram teores proteicos semelhantes aos relatados em plantas alimentícias não convencionais como: ora-pro-nobis (*Pereskia aculeata*) (22,4%) (SOUZA et al., 2020), tansagem (*Plantago major L.*) (21,4%), almeirão (*Cichorium intybus*) (21,7%) e radite (*Hypochaeris chillensis*) (26,6%) (BEZERRA; STANKIEVICZ; UCZAY, 2017).

Tabela 4 - Valores médios \pm desvio padrão dos parâmetros bromatológico das diferentes amostras de *M. oleifera* e comparação de médias pelo teste de Tukey para cada parâmetro.

Amostras	Cinzas (%)	Proteínas (%)	Lipídios (%)	FDN (%)	FDA (%)	Carboidratos totais (%)
Sv-j	7,11 ^f \pm 0,04	25,65 ^b \pm 0,51	6,93 ^{gh} \pm 0,09	18,20 ^{de} \pm 1,49	6,27 ^{jk} \pm 0,46	60,31 ^{cde} \pm 0,54
Sv-m	7,90 ^e \pm 0,01	23,65 ^{cde} \pm 0,31	8,73 ^e \pm 0,28	32,67 ^{bc} \pm 3,18	11,45 ^{de} \pm 0,60	59,71 ^{def} \pm 0,48
SEv-j	11,13 ^a \pm 0,02	21,30 ^{fgdi} \pm 0,03	9,83 ^d \pm 0,49	28,58 ^c \pm 1,44	7,83 ^{ghijk} \pm 0,74	57,74 ^{fgh} \pm 0,49
SEv-m	11,07 ^a \pm 0,05	21,56 ^{fgh} \pm 0,08	8,69 ^{ef} \pm 0,34	35,51 ^{ab} \pm 2,03	9,36 ^{efghij} \pm 0,72	58,68 ^{efgh} \pm 0,35
NEv-j	11,06 ^a \pm 0,08	21,42 ^{fgh} \pm 0,25	8,76 ^e \pm 0,35	16,57 ^{de} \pm 1,18	7,47 ^{ghijk} \pm 0,45	58,76 ^{efgh} \pm 0,35
NEv-m	11,04 ^a \pm 0,12	20,87 ^{fghij} \pm 1,39	8,35 ^{ef} \pm 0,08	14,67 ^{de} \pm 0,23	6,95 ^{ijk} \pm 0,08	59,74 ^{def} \pm 1,53
So-j	6,57 ^g \pm 0,08	23,70 ^{cd} \pm 0,31	3,82 ^l \pm 0,23	14,37 ^{de} \pm 0,34	5,83 ^k \pm 0,07	65,91 ^a \pm 0,38
So-m	6,42 ^g \pm 0,08	28,99 ^a \pm 0,20	4,77 ^{kl} \pm 0,17	14,20 ^e \pm 0,69	6,01 ^{jk} \pm 0,23	59,82 ^{de} \pm 0,13
SEo-j	10,39 ^c \pm 0,01	21,98 ^{fg} \pm 0,01	10,45 ^{bcd} \pm 0,34	14,91 ^{de} \pm 0,42	7,17 ^{hijk} \pm 0,11	57,18 ^h \pm 0,36
SEo-m	10,50 ^{bc} \pm 0,02	19,81 ^{ij} \pm 0,01	10,24 ^{cd} \pm 0,16	15,75 ^{de} \pm 0,93	7,60 ^{ghojk} \pm 0,54	59,45 ^{defg} \pm 0,37
NEo-j	10,81 ^{ab} \pm 0,11	21,74 ^{fgh} \pm 0,40	7,75 ^{fg} \pm 0,73	32,47 ^{bc} \pm 1,32	13,36 ^{cd} \pm 1,91	59,70 ^{def} \pm 1,09
NEo-m	10,88 ^a \pm 0,05	22,12 ^{efg} \pm 0,81	7,93 ^{ef} \pm 0,23	40,63 ^a \pm 1,14	19,78 ^{ab} \pm 1,75	59,06 ^{efgh} \pm 1,01
Si-j	5,56 ^{hi} \pm 0,02	25,06 ^{bc} \pm 0,45	4,32 ^{kl} \pm 0,15	36,73 ^{ab} \pm 0,45	16,83 ^{bc} \pm 0,40	65,06 ^a \pm 0,45
Si-m	6,31 ^g \pm 0,06	25,73 ^b \pm 0,70	5,78 ^{ij} \pm 0,11	32,06 ^{bc} \pm 2,76	19,89 ^{ab} \pm 1,02	62,19 ^{bcd} \pm 0,55
SEi-j	10,45 ^c \pm 0,22	21,70 ^{fgh} \pm 0,04	10,81 ^{abc} \pm 0,62	40,77 ^a \pm 0,28	22,86 ^a \pm 0,99	57,04 ^h \pm 0,85

SEi-m	10,39 ^c ± 0,14	19,85 ^{ij} ± 0,23	11,12 ^{abc} ± 0,28	38,06 ^a ± 2,80	12,12 ^{de} ± 0,81	58,65 ^{efgh} ± 0,53
NEi-j	10,22 ^{cd} ± 0,10	21,18 ^{fghi} ± 0,84	11,06 ^{abc} ± 0,54	16,81 ^{de} ± 1,50	9,20 ^{efghijk} ± 0,41	57,54 ^{gh} ± 1,33
NEi-m	10,45 ^{bc} ± 0,33	20,60 ^{ghij} ± 0,61	11,43 ^a ± 0,09	15,05 ^{de} ± 0,07	10,75 ^{defg} ± 1,73	57,52 ^{gh} ± 0,36
Sp-j	5,44 ⁱ ± 0,05	24,39 ^{bc} ± 0,26	4,86 ^{jk} ± 0,01	15,09 ^{de} ± 0,31	8,87 ^{efghijk} ± 0,55	65,31 ^a ± 0,30
Sp-m	5,87 ^h ± 0,03	24,52 ^{bc} ± 0,40	6,65 ^{hi} ± 0,07	16,26 ^{de} ± 0,74	9,47 ^{efghij} ± 0,31	62,96 ^b ± 0,41
SEp-j	10,20 ^{cd} ± 0,08	19,83 ^{ij} ± 0,47	11,41 ^{ab} ± 0,04	19,58 ^d ± 1,15	11,62 ^{cd} ± 0,54	58,56 ^{efgh} ± 0,47
SEp-m	10,20 ^{cd} ± 0,21	20,37 ^{hij} ± 0,24	7,99 ^{ef} ± 0,05	15,83 ^{de} ± 0,25	10,69 ^{defgh} ± 0,16	61,44 ^{bcd} ± 0,03
NEp-j	10,26 ^{cd} ± 0,12	19,56 ⁱ ± 0,20	10,66 ^{abcd} ± 0,25	18,49 ^{de} ± 0,90	11,21 ^{def} ± 0,43	59,53 ^{defg} ± 0,24
NEp-m	10,01 ^d ± 0,01	22,31 ^{def} ± 0,22	7,99 ^{ef} ± 0,08	15,89 ^{de} ± 0,38	10,30 ^{defghi} ± 0,27	59,70 ^{def} ± 0,31

Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \geq 0,05$). N = 3.

Sv-j: Sul verão jovem; **Sv-m**: Sul verão madura; **SEv-j**: Sudeste verão jovem; **SEv-m**: Sudeste verão madura; **NEv-j**: Nordeste verão jovem; **NEv-m**: Nordeste verão madura; **So-j**: Sul outono jovem; **So-m**: Sul outono madura; **SEo-j**: Sudeste outono jovem; **SEo-m**: Sudeste outono madura; **NEo-j**: Nordeste outono jovem; **NEo-m**: Nordeste outono madura; **Si-j**: Sul inverno jovem; **Si-m**: Sul inverno madura; **SEi-j**: Sudeste inverno jovem; **SEi-m**: Sudeste inverno madura; **NEi-j**: Nordeste inverno jovem; **NEi-m**: Nordeste inverno madura; **Sp-j**: Sul primavera jovem; **Sp-m**: Sul primavera madura; **SEp-j**: Sudeste primavera jovem; **SEp-m**: Sudeste primavera madura; **NEp-j**: Nordeste primavera jovem; **NEp-m**: Nordeste primavera madura.

Em estudos realizados com folhas de *M. oleifera* cultivadas na região Nordeste do Brasil foram obtidos teores de 18,3% (MACAMBIRA et al., 2018) e 22,8% (PASSOS et al., 2013), enquanto na região Sudeste o teor médio foi de 28,7% (TEIXEIRA et al., 2014). Fejér et al., (2019) obtiveram um teor de 20,5% em folhas de *M. oleifera* cultivadas na ilha de Santa Lúcia no Caribe. Ziani et al., (2019) encontraram um teor de proteína semelhante (22,8%) em *M. oleifera* cultivada na Argélia. Nouman et al., (2016) analisaram sete cultivares de *Moringa oleifera* no Paquistão e encontraram teores de proteína bruta que variaram entre 22,2% e 31,4%. Essas diferenças podem estar relacionadas ao período, local de cultivo e coleta, também a metodologia para determinação de proteínas e ao fator de conversão empregado para o cálculo de proteína bruta, pois a maioria dos autores utilizaram o fator de conversão (6,25) para alimentos em geral, diferente do que utilizamos aqui para proteínas vegetais (5,75).

De acordo com Méndez e Murillo, (2018) o teor de proteína diminui com a idade de crescimento da planta, o que pode estar relacionado com a diminuição da síntese de compostos proteicos, números de folhas e aumento da síntese de carboidratos estruturais (celulose e hemicelulose). Isto é observado nas amostras da região Sul no período do verão, onde as folhas maduras (Sv-m) apresentaram menor teor de proteína (23,6%) e maiores teores de fibras (FDN: 32,7% e FDA:11,5%) quando comparadas com as folhas jovens (Sv-j) com o teor de proteína maior (25,6%) e menores teores de FDN (18,2%) e FDA (6,3%).

As folhas de *M. oleifera* possuem um teor proteico de alta qualidade e de fácil digestão, o que é afetado pela qualidade de seus aminoácidos. Em alguns estudos foram relatadas a presença de até 19 aminoácidos nas folhas de *M. oleifera*, dos quais 10 desses são classificados como aminoácidos essenciais (treonina, tirosina, metionina, valina, fenilalanina, isoleucina, leucina, histidina, lisina e triptofano) (EL-SOHAIFY et al., 2015; FALOWO et al., 2018; FEJÉR et al., 2019; MOYO et al., 2011; STADTLANDER; BECKER, 2017). Segundo Sánchez-Machado et al. (2010) as variações na composição dos aminoácidos presentes nas folhas de *M. oleifera* podem ser afetadas pela qualidade da proteína e a origem da planta (cultivada ou selvagem). Apesar das folhas de *M. oleifera* representarem uma importante fonte de proteína vegetal, a qualidade nutricional depende da composição de aminoácidos essenciais e de sua biodisponibilidade após a digestão e absorção (TEIXEIRA et al., 2014).

O conteúdo de cinzas variou entre 5,6% a 11,1%, sendo os menores teores obtidos para as amostras cultivadas na região Sul e os maiores nas regiões Sudeste e Nordeste. Tais variações influenciaram de forma significativa o teor de minerais, pois de acordo com Almeida et al., (2003) o alto teor de cinzas (5% a 10%) indica que a planta é rica em elementos minerais. Os valores obtidos neste estudo corroboram com aqueles relatados por Mireles et al., (2017) em estudo com as folhas de *M. oleifera* cultivadas no México com idade entre 60 e 120 dias, que apresentaram teores de 7,8% e 15,7% respectivamente. Kane et al., (2017) a partir de folhas de *M. oleifera* cultivada no Senegal, obtiveram um teor médio de 8,8%, enquanto Lesten e Emmanuel (2018) e Ziani et al., (2019) a partir de folhas cultivadas no Malawi e na Argélia relataram teores de 11,2 e 14,1% respectivamente. Em amostras cultivadas no Brasil, Passos et al., (2013) e Teixeira et al., (2014) obtiveram teores de 9,9% e 10,9% em folhas de *M. oleifera* cultivadas no estado do Sergipe e Minas Gerais.

Os teores de lipídios determinados nas diferentes amostras de *M. oleifera* variaram de 3,9% a 11,4%, sendo os menores teores obtidos a partir das amostras do Sul e os maiores nas amostras do Sudeste e do Nordeste. Os resultados obtidos corroboram com os dados relatados em estudos no Brasil com as folhas de *M. oleifera* da região Nordeste (6,9%) (PASSOS et al., 2013) e na região Sudeste (7,1%) (TEIXEIRA et al., 2014). Amostras de folhas de *M. oleifera* cultivadas na Argélia (6,5%) (ZIANI et al., 2019), no México (6,0-7,8%) (CUELLAR-NUÑEZ et al., 2018) e na Etiópia (10,3%) (GEBREGIORGIS AMABYE, 2015) também apresentaram semelhanças. De acordo com Ziani et al., (2019) a variação no teor de lipídios está relacionada com a parte da planta analisada, que atua na distribuição da gordura na planta, podendo ser influenciada pela genética, fotoperíodo, condições climáticas e também a metodologia empregada para a análise. Além dos lipídios, também são solubilizados compostos não lipídicos no momento da análise como clorofila, carotenoides, saponinas, óleos essenciais, ceras e compostos fenólicos de baixo peso molecular (MEDEIROS; TOBIAS, 2015).

Estudos sobre os ácidos graxos nas folhas de *M. oleifera* relataram a presença de até 22 moléculas de ácidos graxos, sendo ácido linoléico, ácido oleico, ácido α -linolênico e ácido palmítico os ácidos graxos predominantes (Moyo et al., 2011; Stadlander e Becker, 2017; Fejér et al., 2019; Ziani et al., 2019).

O menor valor obtido para fibra em detergente neutro (FDN) foi 14,2% na amostra madura da região Sul no período do outono (So-m) e o maior valor foi 40,8% na amostra jovem do Sudeste no inverno (SEi-j), uma variação de 64%. Os valores de FDN corroboram com os estudos de Rodríguez et al., (2014) sobre o valor nutritivo das folhas de *M. oleifera* cultivadas em Cuba para alimentação de ruminantes (40,5%), e de Macambira et al., (2018) que analisaram as folhas de *M. oleifera* cultivadas no Rio Grande do Norte-Brasil para a alimentação de frango de corte (42%). García et al., (2020) relataram teores de 27,6%, 35,7% e 42% em plantas cultivadas em localidades diferentes da Colômbia. Em estudo com as folhas de *M. oleifera* obtidas em diferentes estádios de maturação e cultivadas no Equador, Malavé (2019) obteve valores de 40,4% e 41,4%, Mireles et al., (2017) também avaliaram as folhas de *M. oleifera* com 60 e 120 dias e obtiveram teores superiores aos obtidos neste estudo (50,0% e 60,1%).

Em relação a fibra em detergente ácido (FDA), o menor valor encontrado foi 5,8% (So-j) e o maior 22,9% (SEi-j), os quais são teores próximos aos relatados por García et al., (2020) (15 a 25%) e por Macambira et al., (2018) (23,5%). No entanto, Malavé (2019) relatou teores de FDA variando entre 27,1% e 30,9%.

Os teores de carboidratos totais variaram entre 57,1% (SEi-j) e 65,9% (So-j), valores que se assemelham ao de Gebregiorgis amabye (2015) que encontrou 57,6% e ao estudo de Passos et al., (2013) (60,3%). No entanto alguns autores relataram valores de carboidratos inferiores tais como os de Teixeira et al., 2014 (44,4%) e Cuellar-Nuñez et al., (2018) (31 e 38%) em amostras de *M. oleifera* cultivadas no Brasil e México respectivamente. Dentre outros fatores, essas diferenças podem estar relacionadas ao método empregado para o cálculo para carboidratos totais por diferença, pois alguns autores utilizaram equações que levam em consideração o teor de umidade, equação diferente da utilizada nesse estudo.

Os parâmetros cor (Tabela 5) analisados foram: C, L*, hue, a* e b*. Os valores do parâmetro C variaram entre 10,9 e 15,7 nas amostras. A luminosidade (L*) variou de 39,7 a 44,2 valor semelhante ao encontrado por Rodrigues de Oliveira (2017) em folhas de *M. oleifera* cultivadas no Mato Grosso do Sul-Brasil (41,4). Os valores para o ângulo hue variaram de 101,2 a 126,3.

Tabela 5 - Valores médios \pm desvio padrão dos parâmetros de cor das diferentes amostras de *M. oleifera* e comparação de médias pelo teste de Tukey para cada parâmetro.

Amostras	C	L*	hue	a*	b*
Sv-j	12,69 ^{cdef} \pm 0,47	40,44 ^b \pm 1,86	123,62 ^{ab} \pm 0,84	-7,03 ^{gh} \pm 0,42	10,56 ^{de} \pm 0,29
Sv-m	14,38 ^{abcd} \pm 0,62	39,95 ^b \pm 0,12	123,06 ^{abc} \pm 1,67	-7,83 ^{ij} \pm 0,28	12,05 ^{bcd} \pm 0,69
SEv-j	14,62 ^{abcd} \pm 1,18	42,23 ^{ab} \pm 0,92	114,95 ^{defg} \pm 2,41	-6,13 ^{ef} \pm 0,15	12,50 ^{abcd} \pm 0,01
SEv-m	14,25 ^{abcd} \pm 1,18	42,42 ^{ab} \pm 1,37	116,16 ^{cdefg} \pm 3,25	-6,24 ^{def} \pm 0,28	11,99 ^{bcd} \pm 0,16
NEv-j	14,70 ^{abcd} \pm 1,05	42,06 ^{ab} \pm 1,44	114,78 ^{efg} \pm 3,33	-5,77 ^{def} \pm 0,02	13,34 ^{abc} \pm 1,21
NEv-m	13,96 ^{abcde} \pm 1,21	42,71 ^{ab} \pm 0,48	117,51 ^{bcd} \pm 3,98	-6,39 ^{fg} \pm 0,38	12,38 ^{abcd} \pm 1,52
So-j	13,35 ^{abcdef} \pm 0,45	41,12 ^{ab} \pm 0,42	122,30 ^{abcd} \pm 1,39	-7,13 ^{hi} \pm 0,03	11,29 ^{cde} \pm 0,56
So-m	13,16 ^{abcdef} \pm 0,97	39,81 ^b \pm 1,20	126,29 ^a \pm 1,41	-7,77 ^{ij} \pm 0,33	10,62 ^{de} \pm 0,96
SEo-j	13,87 ^{abcde} \pm 1,00	40,64 ^b \pm 1,18	112,63 ^{fgh} \pm 1,91	-5,32 ^{cd} \pm 0,24	12,81 ^{abcd} \pm 1,07
SEo-m	13,84 ^{abcde} \pm 0,53	40,28 ^b \pm 0,42	112,38 ^{fgh} \pm 2,98	-5,25 ^{cd} \pm 0,45	12,79 ^{abcd} \pm 0,76
NEo-j	14,50 ^{abcd} \pm 1,10	42,60 ^{ab} \pm 2,27	113,08 ^{fgh} \pm 2,50	-5,65 ^{de} \pm 0,25	13,34 ^{abc} \pm 1,24
NEo-m	14,40 ^{abcd} \pm 0,24	42,71 ^{ab} \pm 1,09	113,62 ^{fgh} \pm 0,37	-5,77 ^{def} \pm 0,01	13,20 ^{abc} \pm 0,25
Si-j	15,70 ^a \pm 0,19	44,24 ^a \pm 0,97	121,59 ^{abcde} \pm 0,76	-8,22 ^j \pm 0,25	13,37 ^{abc} \pm 0,11
Si-m	15,39 ^{ab} \pm 0,06	41,76 ^{ab} \pm 0,61	123,47 ^{abc} \pm 0,87	-8,48 ^j \pm 0,17	12,83 ^{abcd} \pm 0,18
SEi-j	14,40 ^{abcd} \pm 1,23	40,55 ^b \pm 0,92	111,30 ^{fgh} \pm 2,11	-5,21 ^{cd} \pm 0,04	13,43 ^{abc} \pm 1,32

SEi-m	14,12 ^{abcde} ± 1,16	40,26 ^b ± 1,16	109,90 ^{ghi} ± 2,38	-4,77 ^{bc} ± 0,19	13,28 ^{abc} ± 1,28
NEi-j	14,24 ^{abcd} ± 0,51	40,30 ^b ± 0,62	109,46 ^{ghi} ± 1,08	-4,77 ^{bc} ± 0,16	13,42 ^{abc} ± 0,55
NEi-m	14,32 ^{abcd} ± 0,95	40,36 ^b ± 0,59	109,37 ^{ghi} ± 1,39	-4,73 ^{bc} ± 0,01	13,52 ^{abc} ± 1,01
Sp-j	12,26 ^{def} ± 1,18	40,38 ^b ± 1,50	122,12 ^{abcde} ± 5,20	-6,44 ^{fgh} ± 0,25	11,30 ^{cde} ± 0,13
Sp-m	11,55 ^{ef} ± 0,76	39,67 ^b ± 1,73	122,86 ^{abc} ± 3,54	-6,23 ^{ef} ± 0,27	9,12 ^e ± 0,16
SEp-j	15,20 ^{abc} ± 0,27	40,30 ^b ± 0,25	106,62 ^{hij} ± 0,17	-4,35 ^b ± 0,11	14,57 ^a ± 0,25
SEp-m	10,93 ^f ± 0,22	40,14 ^b ± 0,55	102,65 ^{ij} ± 2,79	-2,55 ^a ± 0,24	10,60 ^{de} ± 0,25
NEp-j	14,95 ^{abc} ± 0,17	40,40 ^b ± 0,59	106,70 ^{hij} ± 0,34	-4,27 ^b ± 0,03	14,32 ^{ab} ± 0,18
NEp-m	12,95 ^{bcdef} ± 0,93	39,93 ^b ± 1,10	101,19 ^j ± 0,91	-2,45 ^a ± 0,14	12,44 ^{abcd} ± 0,62

Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \geq 0,05$). N = 3.

Sv-j: Sul verão jovem; **Sv-m**: Sul verão madura; **SEv-j**: Sudeste verão jovem; **SEv-m**: Sudeste verão madura; **NEv-j**: Nordeste verão jovem; **NEv-m**: Nordeste verão madura; **So-j**: Sul outono jovem; **So-m**: Sul outono madura; **SEo-j**: Sudeste outono jovem; **SEo-m**: Sudeste outono madura; **NEo-j**: Nordeste outono jovem; **NEo-m**: Nordeste outono madura; **Si-j**: Sul inverno jovem; **Si-m**: Sul inverno madura; **SEi-j**: Sudeste inverno jovem; **SEi-m**: Sudeste inverno madura; **NEi-j**: Nordeste inverno jovem; **NEi-m**: Nordeste inverno madura; **Sp-j**: Sul primavera jovem; **Sp-m**: Sul primavera madura; **SEp-j**: Sudeste primavera jovem; **SEp-m**: Sudeste primavera madura; **NEp-j**: Nordeste primavera jovem; **NEp-m**: Nordeste primavera madura.

O parâmetro a^* (**+a** vermelho e **-a** verde) indicou valores entre -8,5 e -2,5 , sendo que valores inferiores estão relacionados ao verde mais intenso que foi obtido para as amostras da região Sul (Figura 8), enquanto os valores superiores foram obtidos para as amostras das regiões Sudeste e Nordeste que apresentaram uma cor mais amarelada, o que corrobora com o diagrama de cor. Em relação ao parâmetro b (**+b** amarelo e **-b** azul) os resultados variaram de 9,1 a 14,6, onde os maiores valores foram definidos para a maior parte das amostras das regiões Sudeste e Nordeste, o que está relacionada a coloração mais amarelada das folhas quando comparada as amostras da região Sul (Figura 8).

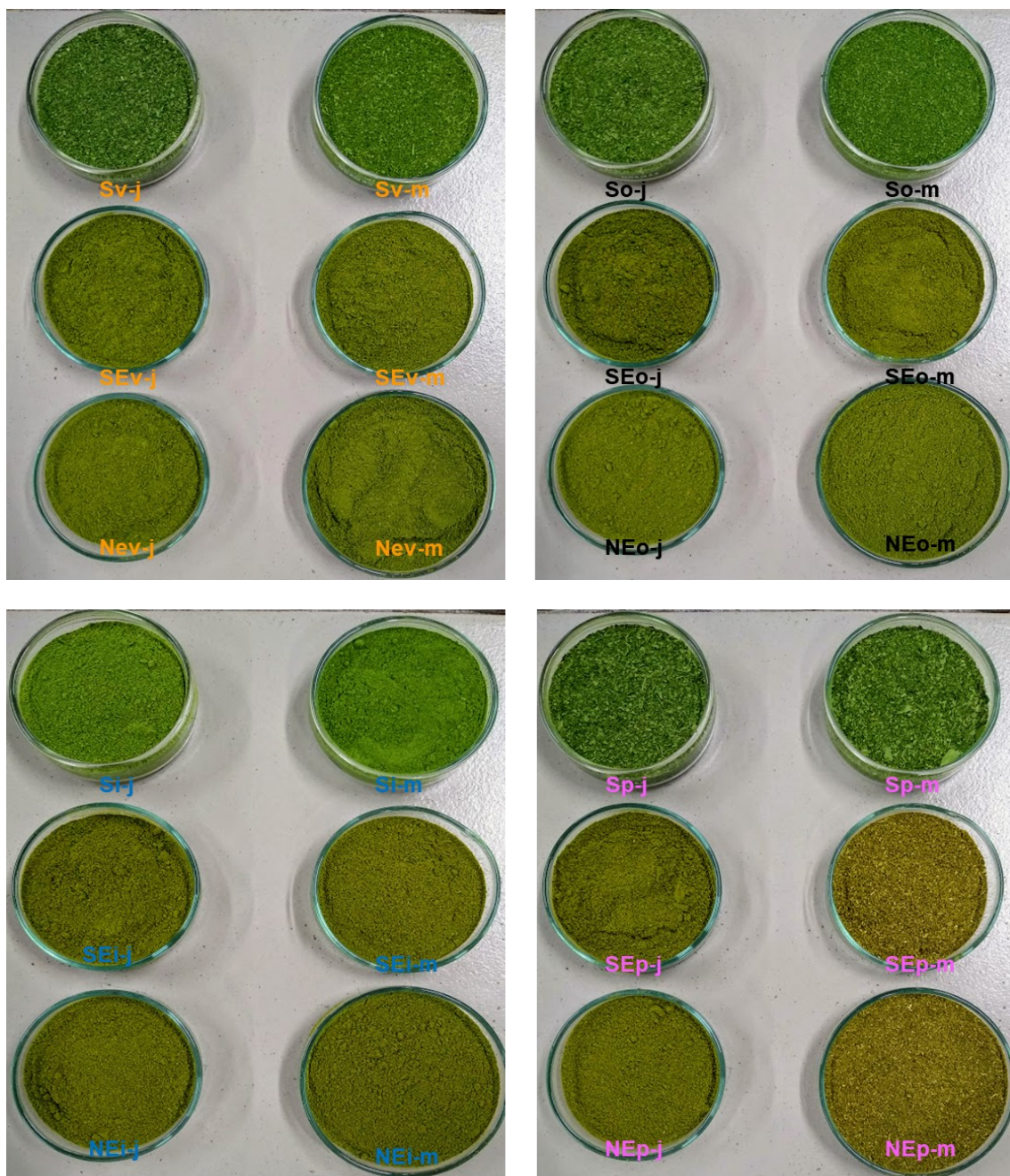


Figura 8 - Amostras de *M. oleifera* em pó.

Sv-j: Sul verão jovem; **Sv-m**: Sul verão madura; **SEv-j**: Sudeste verão jovem; **SEv-m**: Sudeste verão jovem; **NEv-j**: Nordeste verão jovem; **NEv-m**: Nordeste verão madura; **So-j**: Sul outono jovem; **So-m**: Sul outono madura; **SEo-j**: Sudeste outono jovem; **SEo-m**: Sudeste outono madura; **NEo-j**: Nordeste outono jovem; **NEo-m**: Nordeste outono madura; **Si-j**: Sul inverno jovem; **Si-m**: Sul inverno madura; **SEi-j**: Sudeste inverno jovem; **SEi-m**: Sudeste inverno madura; **NEi-j**: Nordeste inverno jovem; **NEi-m**: Nordeste inverno madura; **Sp-j**: Sul primavera jovem; **Sp-m**: Sul primavera madura; **SEp-j**: Sudeste primavera jovem; **SEp-m**: Sudeste primavera madura; **NEp-j**: Nordeste primavera jovem; **NEp-m**: Nordeste primavera madura.

Os minerais (Tabela 6) analisados nas folhas de *M. oleifera* foram: Mg, Ca, K e Na (macrominerais) e Mn, Cu, Zn e Fe (microminerais).

De acordo com a ANVISA adultos requerem 260 mg por dia de magnésio. O maior teor de Mg foi determinado nas folhas jovens cultivadas na primavera na região Sudeste (SEp-j) (1251 mg 100 g⁻¹) e o menor teor foi quantificado nas folhas jovens também cultivadas na primavera na região Sul (Sp-j) com (245 mg 100 g⁻¹), o que indica uma variação de 5 vezes no teor deste mineral. Em estudos realizados por Oyeyinka et al. (2015) e Ziani et al. (2019) foram obtidos teores de 448 e 382 mg 100 g⁻¹ respectivamente. Pode se sugerir uma ingestão diária de 20,8 g de folhas de *M. oleifera* secas para alcançar os níveis de Mg recomendados levando-se em consideração ao maior teor aqui encontrado.

A ingestão diária recomendada de cálcio para adultos é de 1000 mg segundo a ANVISA. Os valores obtidos de Ca variaram de 120 a 2517 mg 100 g⁻¹, variação superior a 20%. Os menores teores foram calculados a partir de amostras da região Sul e os maiores em amostras das regiões Sudeste e Nordeste. Segundo Anjorin; Ikkoh e Okolo (2010) que estudaram a composição mineral de folhas *M. oleifera* em duas regiões da Nigéria, o teor de Ca variou entre 346 e 382 mg 100 g⁻¹. As variações no teor deste mineral podem estar relacionadas à metodologia empregada na análise e ao tipo de solo cultivado.

A WHO recomenda uma ingestão de potássio de 3510 mg por dia para adultos. Os teores de K variaram entre 724 e 2064 mg 100 g⁻¹, sendo os maiores teores obtidos para as amostras cultivadas na região Sul. Oyeyinka et al., (2015) obtiveram 1782mg 100 g⁻¹ em folhas de *M. oleifera* colhidas na Nigéria, enquanto Nouman et al., (2016) determinou teores variando 197-335 mg 100 g⁻¹ em amostras cultivadas no Paquistão.

A WHO recomenda uma redução para <2 g por dia de Na (5 g por dia de sal) em adultos. As amostras de folhas de *M. oleifera* apresentaram valores de Na que variaram entre 20 e 200 mg 100 g⁻¹, a região Sul apresentou os menores teores e as regiões Sudeste e Nordeste os maiores teores de Na. Valores estes que são superiores ao relatado por Gebregiorgis Amabye (2015) em *M. oleifera* (8,1 mg 100 g⁻¹) da Etiópia, semelhantes aos de Oyeyinka et al., (2015) (26,5 mg 100 g⁻¹) da Nigéria e menores do que o estudado por Ziani et al., (2019) (319 mg 100 g⁻¹).

Tabela 6 - Valores médios \pm desvio padrão dos macrominerais e microminerais encontrados nas folhas de *M. oleifera* e comparação de médias pelo teste de Tukey.

Amostras	Minerais (mg 100 g ⁻¹)							
	Mg	Ca	K	Na	Mn	Cu	Zn	Fe
Sv-j	413,49 ⁱ \pm 0,11	309,52 ^j \pm 9,35	1486,27 ^{cde} \pm 11,63	59,98 ^f \pm 0,01	6,22 ^h \pm 0,19	6,44 ^a \pm 0,43	3,19 ^{abc} \pm 0,05	10,07 ^{hij} \pm 0,53
Sv-m	275,53 ^l \pm 6,17	1151,01 ^h \pm 23,41	1838,41 ^{ab} \pm 1,48	59,95 ^f \pm 0,05	11,69 ^a \pm 0,51	3,21 ^c \pm 0,06	2,39 ^{cdefgh} \pm 0,13	12,83 ^{efgh} \pm 0,52
SEv-j	915,64 ^{de} \pm 6,12	2108,73 ^{def} \pm 5,15	866,27 ^f \pm 30,84	159,93 ^{cd} \pm 0,07	8,87 ^{fg} \pm 0,23	6,41 ^b \pm 0,32	1,70 ^h \pm 0,01	12,91 ^{efgh} \pm 0,35
SEv-m	917,93 ^d \pm 21,51	2420,05 ^{abc} \pm 81,92	839,66 ^f \pm 19,92	146,60 ^{cde} \pm 11,46	9,17 ^{efg} \pm 0,53	2,83 ^{cd} \pm 0,10	1,91 ^{gh} \pm 0,17	13,47 ^{efg} \pm 1,46
NEv-j	950,65 ^{cd} \pm 19,89	2517,33 ^a \pm 18,75	865,75 ^f \pm 12,35	153,18 ^{cde} \pm 11,68	9,16 ^{efg} \pm 0,45	2,22 ^d \pm 0,13	1,98 ^{fgh} \pm 0,06	15,72 ^{de} \pm 0,58
NEv-m	957,37 ^{cd} \pm 1,10	2404,68 ^{abc} \pm 77,23	853,22 ^f \pm 11,59	153,31 ^{cde} \pm 11,53	8,87 ^{fg} \pm 0,11	2,97 ^c \pm 0,17	1,84 ^{gh} \pm 0,19	15,86 ^{de} \pm 0,73
So-j	257,99 ⁱ \pm 7,75	185,11 ^j \pm 5,17	1650,25 ^{bc} \pm 9,89	39,93 ^{fg} \pm 0,06	5,70 ^{hi} \pm 0,14	4,83 ^b \pm 0,49	3,21 ^{abc} \pm 0,11	13,20 ^{efgh} \pm 0,75
So-m	381,84 ⁱ \pm 12,56	275,08 ^j \pm 10,41	1396,87 ^{de} \pm 100,42	59,86 ^f \pm 0,07	6,77 ^h \pm 0,59	4,56 ^b \pm 0,01	1,74 ^h \pm 0,07	14,22 ^{def} \pm 1,13
SEo-j	912,73 ^{de} \pm 1,70	2272,52 ^{bcd} \pm 96,71	768,99 ^f \pm 23,69	145,84 ^{de} \pm 11,49	10,67 ^{abc} \pm 0,47	4,73 ^b \pm 0,49	2,07 ^{fgh} \pm 0,02	14,08 ^{def} \pm 0,26
SEo-m	835,56 ^{ef} \pm 20,87	2404,14 ^{abc} \pm 79,42	724,75 ^f \pm 46,52	146,28 ^{cde} \pm 11,61	10,49 ^{abc} \pm 0,34	3,36 ^c \pm 0,05	2,22 ^{efgh} \pm 0,07	13,37 ^{efg} \pm 0,24
NEo-j	878,75 ^{de} \pm 18,46	2479,49 ^{ab} \pm 117,73	892,39 ^f \pm 61,30	186,47 ^{ab} \pm 11,68	8,52 ^g \pm 0,33	0,95 ^e \pm 0,05	1,96 ^{fgh} \pm 0,12	11,77 ^{fghi} \pm 0,39
NEo-m	944,52 ^{cd} \pm 6,77	2235,33 ^{cde} \pm 49,79	890,27 ^f \pm 13,42	199,31 ^a \pm 0,58	9,15 ^{efg} \pm 0,18	4,97 ^b \pm 0,50	2,27 ^{defgh} \pm 0,15	14,32 ^{def} \pm 0,51
Si-j	245,35 ^j \pm 10,73	263,27 ^j \pm 10,91	1549,29 ^{cde} \pm 50,43	39,98 ^{fg} \pm 0,02	4,28 ^j \pm 0,03	0,00 ^f \pm 0,07	3,04 ^{bode} \pm 1,11	6,06 ^k \pm 0,50
Si-m	248,67 ^l \pm 4,45	728,71 ⁱ \pm 70,63	1359,82 ^e \pm 0,31	20,00 ^g \pm 0,00	6,04 ^{hi} \pm 0,32	0,00 ^f \pm 0,62	2,51 ^{cdefgh} \pm 0,15	17,07 ^{cd} \pm 1,92

SEi-j	1083,07 ^b ± 33,60	2268,43 ^{bcd} ± 79,90	786,36 ⁱ ± 46,31	139,94 ^{de} ± 0,03	10,40 ^{bcd} ± 0,83	0,00 ^f ± 0,91	1,83 ^{gh} ± 0,13	19,28 ^c ± 1,65
SEi-m	719,66 ^g ± 57,40	2424,02 ^{abc} ± 63,99	813,11 ^f ± 64,22	186,62 ^{ab} ± 11,52	10,87 ^{bc} ± 0,34	0,00 ^f ± 1,06	2,04 ^{fgh} ± 0,14	12,37 ^{fgh} ± 0,81
NEi-j	771,94 ^{fg} ± 33,66	1951,41 ^{fg} ± 33,86	799,47 ^f ± 20,23	189,87 ^{ab} ± 9,95	9,61 ^{cdefg} ± 0,13	0,00 ^f ± 0,76	2,40 ^{cdefgh} ± 0,18	11,97 ^{fghi} ± 0,81
NEi-m	930,90 ^{cd} ± 26,50	2277,00 ^{bcd} ± 125,00	820,00 ^f ± 0,00	200,00 ^a ± 0,00	10,22 ^{bcd} ± 0,45	0,00 ^f ± 0,34	2,63 ^{cdefg} ± 0,18	11,29 ^{fghi} ± 0,40
Sp-j	245,30 ⁱ ± 15,97	120,73 ^j ± 8,64	2064,61 ^a ± 155,38	39,99 ^{fg} ± 0,01	3,05 ^k ± 0,36	0,00 ^f ± 0,00	2,79 ^{bcd} ± 0,23	10,52 ^{ghij} ± 1,17
Sp-m	294,54 ^j ± 17,61	144,19 ^j ± 8,49	1828,65 ^{ab} ± 129,73	39,97 ^{fg} ± 0,00	4,89 ^{ij} ± 0,34	0,00 ^f ± 0,00	2,94 ^{bcd} ± 0,01	9,12 ^{ijk} ± 0,33
SEp-j	1250,84 ^a ± 56,24	1997,81 ^{fg} ± 173,47	879,87 ^f ± 79,81	129,98 ^e ± 9,97	9,25 ^{defg} ± 0,68	0,00 ^f ± 0,00	3,19 ^{abc} ± 0,29	7,68 ^{jk} ± 0,80
SEp-m	943,16 ^{cd} ± 39,83	2037,59 ^{ef} ± 26,20	1599,68 ^{cd} ± 0,32	169,97 ^{bc} ± 9,98	10,69 ^{abc} ± 0,03	0,00 ^f ± 0,00	3,93 ^a ± 0,02	41,29 ^a ± 2,13
NEp-j	1008,76 ^{bc} ± 42,85	1926,03 ^{fg} ± 71,32	928,76 ^f ± 29,96	139,81 ^{de} ± 0,03	9,78 ^{bcd} ± 0,25	0,00 ^f ± 0,00	3,10 ^{abcd} ± 0,14	10,55 ^{ghij} ± 0,36
NEp-m	631,79 ^h ± 8,39	1806,03 ^g ± 15,66	1491,54 ^{cde} ± 219,13	153,15 ^{cde} ± 11,53	10,31 ^{bcd} ± 0,02	0,00 ^f ± 3,14	3,48 ^{ab} ± 0,23	32,13 ^b ± 1,98

Médias seguidas de letras iguais na mesma coluna não diferem significativamente pelo teste de Tukey ($P \geq 0,05$). N = 9.

Sv-j: Sul verão jovem; **Sv-m**: Sul verão madura; **SEv-j**: Sudeste verão jovem; **SEv-m**: Sudeste verão madura; **NEv-j**: Nordeste verão jovem; **NEv-m**: Nordeste verão madura; **So-j**: Sul outono jovem; **So-m**: Sul outono madura; **SEo-j**: Sudeste outono jovem; **SEo-m**: Sudeste outono madura; **NEo-j**: Nordeste outono jovem; **NEo-m**: Nordeste outono madura; **Si-j**: Sul inverno jovem; **Si-m**: Sul inverno madura; **SEi-j**: Sudeste inverno jovem; **SEi-m**: Sudeste inverno madura; **NEi-j**: Nordeste inverno jovem; **NEi-m**: Nordeste inverno madura; **Sp-j**: Sul primavera jovem; **Sp-m**: Sul primavera madura; **SEp-j**: Sudeste primavera jovem; **SEp-m**: Sudeste primavera madura; **NEp-j**: Nordeste primavera jovem; **NEp-m**: Nordeste primavera madura.

Manganês (11,7 mg 100 g⁻¹) e ferro (41,3 mg 100 g⁻¹) apresentaram os maiores teores dos macrominerais analisados para as amostras da região Sul e Sudeste, teores estes que corroboram com os estudos de Ilyas et al. (2015), Castillo-López et al. (2017), Kane et al., (2017) e Ziani et al. (2019). As recomendações diárias desses elementos é de 2,3 mg de Mn e 14 mg de Fe, é possível sugerir que um consumo diário de 100 g de folhas supera em 5x e 3x respectivamente a ingestão diária de Fe e Mg recomendada pela ANVISA, (2005).

Os elementos cobre e zinco foram obtidos em menor concentração em relação aos demais minerais, sendo os maiores teores 6,4 mg de Cu 100 g⁻¹ e 3,9 mg de Zn 100 g⁻¹, teores que estão de acordo com os estudos de Ogbe e Affiku (2011), El-Sohaimy et al., (2015) e Leone et al., (2015). De acordo com a ANVISA a ingestão desses minerais é de 900 µg de Cu e 7 mg de Zn diariamente.

A partir da análise estatística ANOVA multifatorial (Tabela 7) foi possível concluir o efeito significativo entre as amostras na maioria dos parâmetros analisados quanto a idade, região, estação, e também com relação às interações: idade-região, idade-estação, região-estação e idade-região-estação. Observa-se que o estágio de maturação das folhas não apresentou influência significativa nos teores de lipídios, FDA, L*, hue e Zn. A região de cultivo não influenciou de forma significativa os parâmetros de FDA e L*. Os parâmetros de cor, de maneira geral, sofreram menor influência das interações entre os parâmetros.

Tabela 7 - Tabela com P valores da ANOVA multifatorial

Tabela com P valores da ANOVA multifatorial							
Parâmetro	Idade	Região	Estação	Idade-Região	Idade-Estação	Região-Estação	Idade-Região-Estação
Cinzas	0,000001	0,000000	0,000000	0,000000	0,000624	0,000000	0,000000
Proteínas	0,043968	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000061	0,000000
Lipídios	0,254311	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000
FDN	0,005052	0,000000	0,000000	0,031462	0,000000	0,000000	0,000000
FDA	0,072425	0,142807	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000
Carboidratos	0,047740	0,000000	0,000000	0,000000	0,000188	0,000000	0,000012

L*	0,098663	0,205071	0,001422	0,096277	0,592159	0,000003	0,920928
C	0,003549	0,021448	0,000002	0,024339	0,000100	0,000522	0,051935
hue	0,916672	0,000000	0,000000	0,135844	0,031562	0,000013	0,314924
a*	0,008612	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,011233
b*	0,000078	0,000000	0,000029	0,302790	0,000005	0,002386	0,050583
Mg	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000
Ca	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000
Na	0,000005	0,000000	0,000000	0,000488	0,000462	0,000000	0,000000
Mn	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000058	0,000000	0,000000
Cu	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000	0,000000
Zn	0,444474	0,000057	0,000000	0,000000	0,000418	0,000000	0,035498
Fe	0,000000	0,000000	0,000000	0,000002	0,000000	0,000000	0,000000

A Tabela 8 mostra os dados climáticos registrados durante o período experimental.

Tabela 8 - Dados climáticos de cada região de coleta.

Região/cidade	Estação	Temperatura média (°C)	Precipitação total (mm)
Sul/Itajaí-SC	Verão	24,8	202,9
	Outono	22,1	142,2
	Inverno	16,9	54,7
	Primavera	20,3	138,5
Sudeste/Silveiras-SP	Verão	24,3	211,1
	Outono	22,2	132,1
	Inverno	17,6	22,9
	Primavera	22,3	105,0
Nordeste/Santa Cruz Cabralia-BA	Verão	25,9	83,4
	Outono	25,8	91,1
	Inverno	21,4	158,7
	Primavera	23,4	94,9

Com o objetivo de melhor entender a influência das variáveis independentes, região de cultivo, sazonalidade e estágio de maturação, foi aplicado a análise multivariada de componentes principais (PCA), a qual identificou dois principais componentes (PC), sendo eles a PC1 (68,5%) e PC2 (15,1%) que juntos explicam 83,6% da variância total, onde as variáveis de entrada são apresentadas na Figura 9ab.

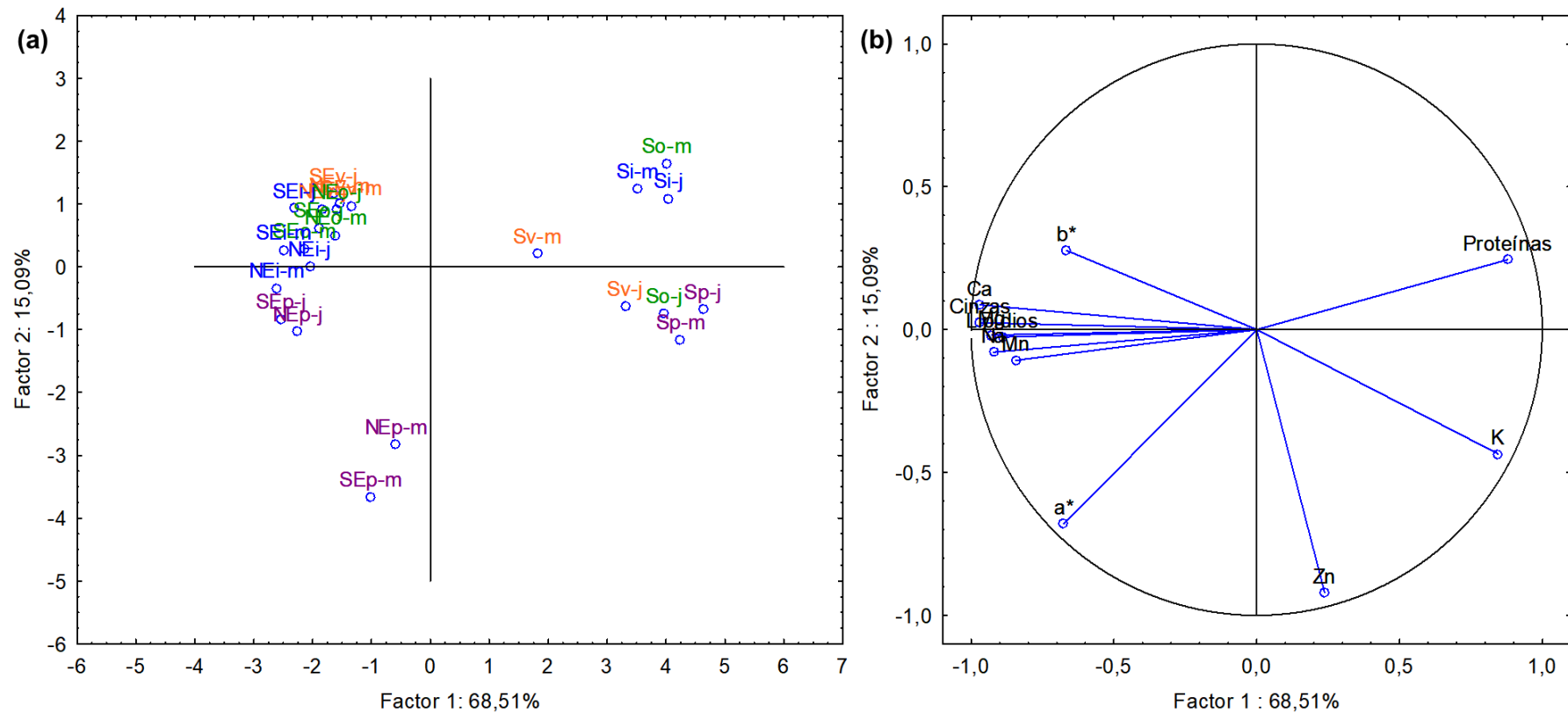


Figura 9 - (a) Projeção dos casos no plano do fator (1 x 2). (b) Projeção das variáveis no plano de fatores (1 x 2).

Sv-j: Sul verão jovem; Sv-m: Sul verão madura; SEv-j: Sudeste verão jovem; SEv-m: Sudeste verão madura; NEv-j: Nordeste verão jovem; NEv-m: Nordeste verão madura; So-j: Sul outono jovem; So-m: Sul outono madura; SEo-j: Sudeste outono jovem; SEo-m: Sudeste outono madura; NEo-j: Nordeste outono jovem; NEo-m: Nordeste outono madura; Si-j: Sul inverno jovem; Si-m: Sul inverno madura; SEi-j: Sudeste inverno jovem; SEi-m: Sudeste inverno madura; NEi-j: Nordeste inverno jovem; NEi-m: Nordeste inverno madura; Sp-j: Sul primavera jovem; Sp-m: Sul primavera madura; SEp-j: Sudeste primavera jovem; SEp-m: Sudeste primavera madura; NEp-j: Nordeste primavera jovem; NEp-m: Nordeste primavera madura.

A partir do fator 1 (Figura 9a) com maior poder de explicação (68,5%), observa-se a divisão das amostras por regiões, com diferenciação entre as cultivadas na região Sul daquelas das regiões Sudeste e Nordeste. Os parâmetros de proteína e dos minerais K e Zn, contribuem para essa classificação pois, foram determinados em maior quantidade nas amostras da região Sul, tanto jovem como madura, como nas diferentes estações do ano. Pode se observar (Tabela 8) que o índice de precipitação total foi maior na região Sul, o que pode ter favorecido os maiores teores de proteína nessa região.

Os minerais Zn e K foram encontrados em maiores concentrações nas amostras da região Sul, cultivadas na primavera (Sp-j e Sp-m) indiferente da idade das folhas e nas amostras do outono (So-j) e verão (Sv-j) no estágio mais jovem da folha.

As amostras das regiões Sudeste e Nordeste estão melhor relacionadas com os maiores teores de lipídios, parâmetros físicos de cor e cinzas as quais estão associadas a alguns minerais (Ca, Mg, Na e Mn). Sendo que as amostras jovens cultivadas na primavera nas regiões Sudeste (SEp-j) e Nordeste (NEp-j) apresentaram maiores teores dos minerais Na e Mn.

Os parâmetros de cor a^* e b^* , discriminaram mais as amostras do Sudeste e Nordeste daquelas do Sul, pois elas apresentam uma coloração mais verde amarelada do que as amostras cultivadas no Sul que são mais verdes escuras, o que pode ser observado nas imagens das amostras de *M. oleifera* em pó (Figura 8).

E pelo fator 2 (15,1%) podemos verificar uma divisão das amostras por estações do ano, discriminando a primavera das outras estações, não interferindo na região ou o estágio de maturação, pode se observar claramente que a primavera se diferenciou com maiores teores de minerais como: Mn, Zn e K.

5.2 ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E COMPOSIÇÃO QUÍMICA POR CROMATOGRAFIA LÍQUIDA DE ALTA EFICIÊNCIA

As tabelas a seguir apresentam respectivamente os resultados obtidos para as análises do método de redução do reagente Folin-Ciocalteu (TCFT), as análises antioxidantes pelos métodos de sequestro dos radicais ABTS e DPPH e método de

redução do Ferro (FRAP) (Tabela 9) e para os marcadores químicos da *Moringa oleifera* (Tabela 12) pelos aspectos unidimensionais que foram submetidos à análise de variância (ANOVA).

Os resultados da análise dos compostos fenólicos totais (TCFT) variaram entre 29,5 e 80,2 mg EAG g⁻¹, as folhas maduras cultivadas na região Sul no período do inverno (Si-m) apresentaram o menor teor enquanto as folhas maduras cultivadas no Sudeste no período do outono (SEo-m) apresentaram o maior teor de compostos fenólicos totais. Os resultados obtidos corroboram com os estudos realizados pelo nosso grupo de pesquisa com as folhas de *M. oleifera* cultivadas no estado de Santa Catarina, região Sul do Brasil: 30,3 mg EAG g⁻¹ (MERLIN et al., 2017) e 83,4, mg EAG g⁻¹ (OLDONI et al., 2019) e também com as cultivadas no estado da Paraíba, região Nordeste do Brasil: 53,8 mg EAG g⁻¹ (NASCIMENTO et al., 2016).

Em estudos com plantas cultivadas no México, Vázquez-León et al., (2017) analisaram as folhas de *M. oleifera* em diferentes épocas de colheita, em três diferentes tipos de solo, sendo cada um em diferentes estádios de maturação, encontraram teores que variaram entre 20,1 a 41,8 mg EAG g⁻¹, enquanto Castillo-López et al., (2017) analisaram as folhas em de *M. oleifera* obtendo teores de 71,1 e 76,6 mg EAG g⁻¹. Nobossé; Fombang; Mbofung (2018) avaliaram o teor de compostos fenólicos totais em folhas frescas de *M. oleifera* cultivadas em Camarões, em diferentes idades de coleta (30, 45 e 60 dias), relatando teores de compostos fenólicos que variaram entre 21 e 46 mg EAG g⁻¹.

A capacidade antioxidante determinada por meio do radical ABTS variou entre 228,4 a 459,7 µmol TEAC g⁻¹ sendo os menores teores obtidos nas amostras cultivadas na época do verão e os maiores teores na época da primavera e do inverno. Os valores obtidos neste estudo corroboram com aqueles relatados por Lin et al., (2020) em estudo com as folhas de *M. oleifera* cultivadas na Índia com teores que variaram de 275,1 a 484,1 µmol TEAC g⁻¹. Em amostras cultivadas no Sul do Brasil, Merlin et al., (2017) e Oldoni et al., (2019) obtiveram teores de 600 e 928,5 µmol TEAC g⁻¹ em folhas de *M. oleifera* respectivamente.

Tabela 9 - Teores de compostos fenólicos totais (TCFT) e capacidade antioxidante das diferentes amostras de *M. oleifera*.

Amostras	TCFT	ABTS	DPPH	FRAP
	(mg EAG g ⁻¹ extrato seco)	(μmol TEAC g ⁻¹ extrato seco)	(μmol TEAC g ⁻¹ extrato seco)	(μmol de Fe ²⁺ g ⁻¹ extrato seco)
Sv-j	70,24 ^{abcd} ± 0,92	228,43 ^m ± 4,77	328,01 ^{ab} ± 6,70	1104,76 ^{fg} ± 11,43
Sv-m	55,67 ^{ef} ± 4,96	231,31 ^m ± 7,75	191,03 ^j ± 6,90	773,81 ^h ± 12,86
SEv-j	75,56 ^{ab} ± 5,50	254,50 ^l ± 6,23	305,59 ^{abcd} ± 25,23	1167,94 ^{efg} ± 115,75
SEv-m	74,68 ^{abc} ± 7,38	270,73 ^l ± 5,41	314,66 ^{abc} ± 27,15	1100,95 ^{fg} ± 12,38
NEv-j	68,95 ^{bcd} ± 2,67	288,70 ^k ± 8,30	268,24 ^{defgh} ± 1,72	1149,52 ^{efg} ± 36,19
NEv-m	69,89 ^{bcd} ± 2,31	309,27 ⁱ ± 6,63	310,70 ^{abcd} ± 17,33	1120,48 ^{fg} ± 30,00
So-j	66,37 ^{bcd} ± 3,58	325,81 ^{ij} ± 4,02	289,12 ^{abcdef} ± 8,00	1098,10 ^{fg} ± 77,14
So-m	49,60 ^{fg} ± 1,97	341,09 ^{hi} ± 7,04	139,89 ^k ± 5,17	760,63 ^h ± 70,69
SEo-j	75,96 ^{ab} ± 5,59	357,15 ^{gh} ± 3,46	258,21 ^{efghi} ± 21,54	1146,83 ^{efg} ± 74,72
SEo-m	80,24 ^a ± 0,50	368,89 ^{fg} ± 3,96	221,11 ^{ij} ± 15,13	1259,05 ^{cdef} ± 30,48
NEo-j	63,27 ^{de} ± 0,63	384,19 ^f ± 7,29	238,35 ^{ghi} ± 9,00	964,76 ^{gh} ± 3,81
NEo-m	65,31 ^{cde} ± 4,84	403,09 ^e ± 5,24	279,16 ^{cdefg} ± 14,30	1474,29 ^{abc} ± 146,67
Si-j	33,43 ^{jk} ± 2,53	417,03 ^{de} ± 2,91	294,48 ^{abcde} ± 5,56	1198,25 ^{defg} ± 93,75
Si-m	29,47 ^k ± 1,13	430,47 ^{bcd} ± 6,85	223,93 ^{hij} ± 13,83	1135,71 ^{fg} ± 70,15
SEi-j	46,71 ^{fgh} ± 3,86	444,97 ^{ab} ± 0,67	330,26 ^a ± 16,82	1632,22 ^a ± 104,69
SEi-m	41,86 ^{ghij} ± 2,43	442,85 ^{ab} ± 2,79	303,02 ^{abcde} ± 27,15	1505,87 ^{abc} ± 67,36

NEi-j	44,36 ^{ghi} ± 1,19	436,63 ^{bc} ± 1,12	321,18 ^{abc} ± 13,39	1480,16 ^{abc} ± 26,96
NEi-m	40,08 ^{ghij} ± 1,03	430,63 ^{bcd} ± 3,12	285,16 ^{abcdef} ± 6,99	1450,95 ^{abcd} ± 16,19
Sp-j	37,90 ^{hijk} ± 2,03	423,17 ^{cd} ± 1,07	282,47 ^{bcdefg} ± 9,15	1347,14 ^{bcdef} ± 65,29
Sp-m	39,69 ^{ghij} ± 2,02	419,54 ^{cde} ± 0,63	292,87 ^{abcde} ± 23,72	1477,94 ^{abc} ± 115,19
SEp-j	44,23 ^{ghi} ± 2,17	414,26 ^{de} ± 1,98	317,96 ^{abc} ± 4,97	1652,54 ^a ± 86,69
SEp-m	36,10 ^{ijk} ± 0,42	422,16 ^{cd} ± 6,75	243,41 ^{fghi} ± 2,51	1428,10 ^{abcd} ± 138,80
NEp-j	39,85 ^{ghij} ± 1,49	442,37 ^{ab} ± 1,80	293,41 ^{abcde} ± 5,56	1586,51 ^{ab} ± 160,78
NEp-m	38,54 ^{hijk} ± 1,99	459,70 ^a ± 14,16	277,22 ^{cdefg} ± 11,35	1396,67 ^{abcde} ± 87,76

Valores expressos como médias ± desvio padrão (n=9). Letras diferentes, na mesma coluna, indicam diferença significativa pelo teste Tukey (P ≤ 0,05).

Sv-j: Sul verão jovem; **Sv-m**: Sul verão madura; **SEv-j**: Sudeste verão jovem; **SEv-m**: Sudeste verão madura; **NEv-j**: Nordeste verão jovem; **NEv-m**: Nordeste verão madura; **So-j**: Sul outono jovem; **So-m**: Sul outono madura; **SEo-j**: Sudeste outono jovem; **SEo-m**: Sudeste outono madura; **NEo-j**: Nordeste outono jovem; **NEo-m**: Nordeste outono madura; **Si-j**: Sul inverno jovem; **Si-m**: Sul inverno madura; **SEi-j**: Sudeste inverno jovem; **SEi-m**: Sudeste inverno madura; **NEi-j**: Nordeste inverno jovem; **NEi-m**: Nordeste inverno madura; **Sp-j**: Sul primavera jovem; **Sp-m**: Sul primavera madura; **SEp-j**: Sudeste primavera jovem; **SEp-m**: Sudeste primavera madura; **NEp-j**: Nordeste primavera jovem; **NEp-m**: Nordeste primavera madura.

Os resultados obtidos com o método de sequestro do radical DPPH variaram de 139,9 a 330,3 $\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$, a amostra madura da região Sul, no período do outono (So-m) apresentou o menor valor e a amostra jovem da região Sudeste na época do inverno (SEi-j) apresentou o maior teor antioxidante. Os resultados obtidos corroboram com os dados relatados em estudos no Brasil com as folhas de *M. oleifera* da região Sul (150 $\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$) (MERLIN et al., 2017), (341,6 $\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$) (OLDONI et al., 2019). No entanto, alguns estudos relataram maiores potenciais em amostras de folhas de *M. oleifera* cultivadas em Camarões (981 e 969 $\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$) (CASTILLO-LÓPEZ et al., 2017) e na Índia (375,82–541,53 $\mu\text{mol TEAC g}^{-1}$) (LIN et al., 2020).

A determinação da atividade antioxidante pelo método FRAP apresentou teores que variaram entre 760,6 e 1652,5 $\mu\text{mol de Fe}^{2+} \text{ g}^{-1}$, no qual as amostras maduras da região Sul no período do verão (Sv-m) e outono (So-m) apresentaram os menores teores e as amostras jovens da região Nordeste no período do inverno e primavera os maiores teores. Esses resultados estão de acordo com os obtidos por (OLDONI et al., 2019) (1293,5 $\mu\text{mol de Fe}^{2+} \text{ g}^{-1}$).

O método de análise dos compostos fenólicos por CLAE, foi desenvolvido e otimizado, pelo grupo de pesquisa. A Figura 10 mostra o cromatograma da mistura de padrões injetadas na concentração de 25 mg L^{-1} a 255 nm.

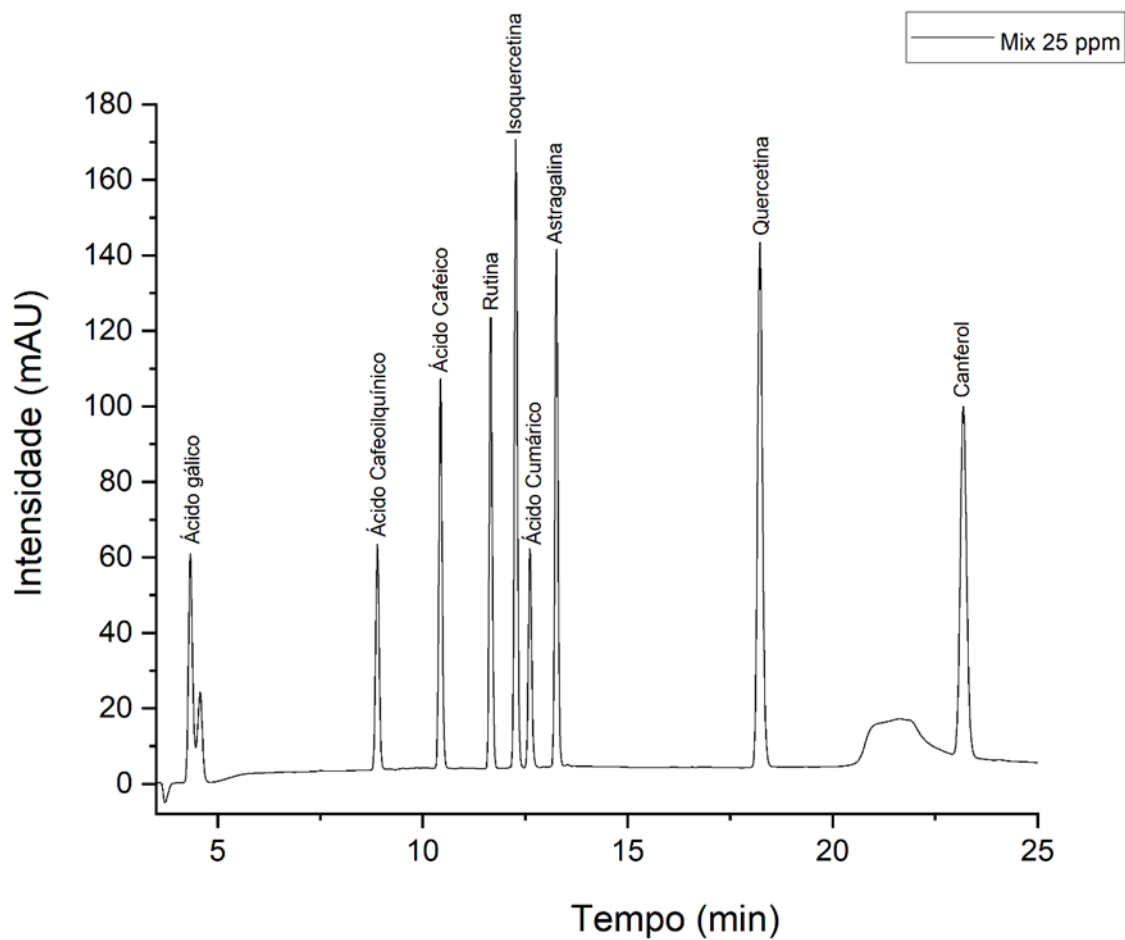


Figura 10 - Cromatograma dos padrões na concentração de 25 mg L⁻¹.

Após a injeção de diferentes concentrações da mistura de padrões, cada sinal obtido foi comparado com o padrão disponível na biblioteca do equipamento, previamente atualizada, e comparados os comprimentos de onda de máxima absorção (Figura 11).

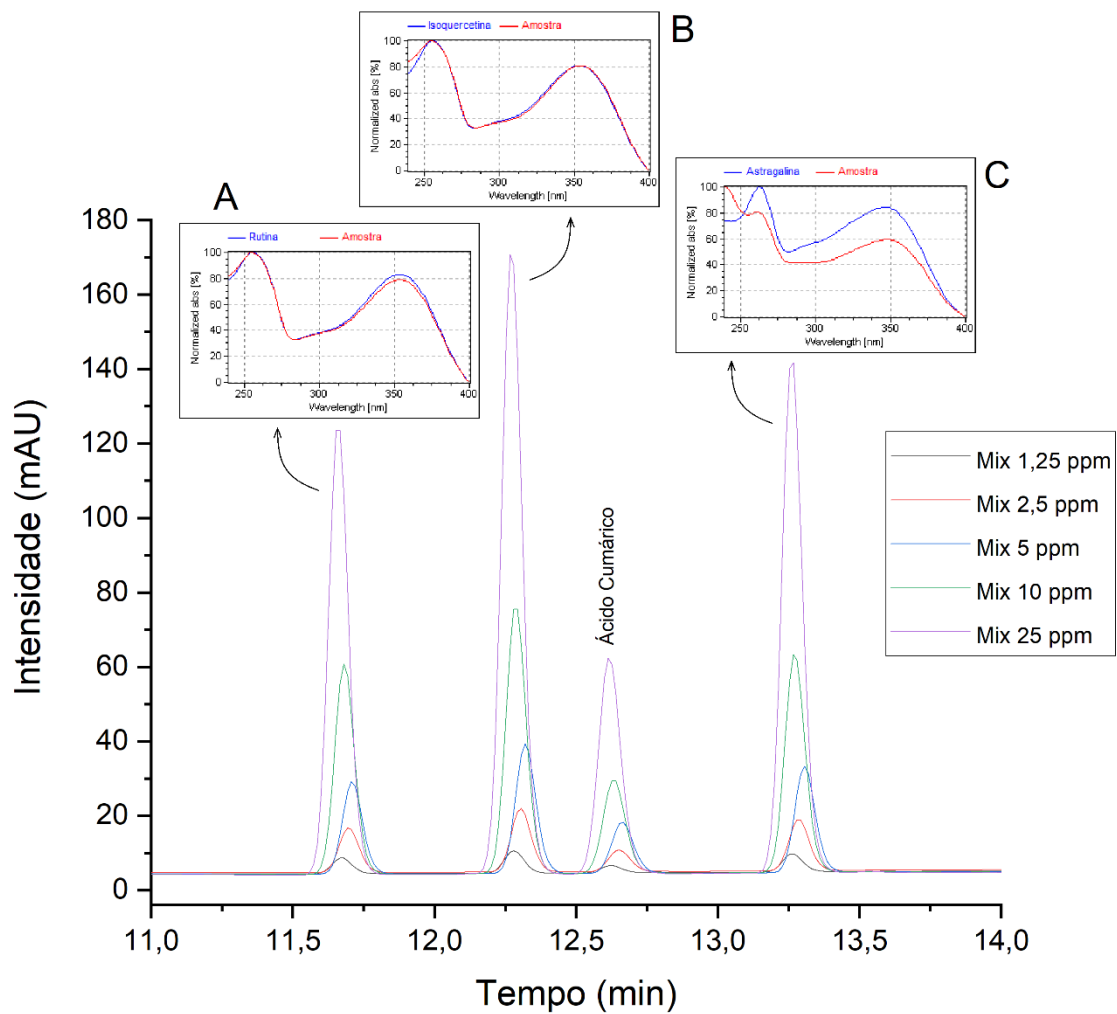


Figura 11 - Cromatogramas ampliados e perfis de absorção da rutina (A), isoquercetina (B) e astragalina (C).

A quantificação dos compostos fenólicos presentes nos extratos das folhas de *M. oleifera*, foram realizadas por meio das equações de reta da curva de calibração analítica, que está apresentada na Tabela 10, junto com as outras informações sobre os padrões utilizados no desenvolvimento do método pelo grupo de pesquisa.

Tabela 10 - Informações sobre os padrões utilizados

Composto	TR (min)	$\lambda_{\text{máx}}$ (nm)	Equação de reta	R ²	~LD (mg L ⁻¹)	~LQ (mg L ⁻¹)
Ácido gálico	4,25	271	$y = 3,1159x - 0,0058$	0,999	0,740	2,467
Ácido clorogênico	8,92	325	$y = 4,1595x + 0,0565$	0,999	0,007	0,023
Ácido cafeíco	10,45	323	$y = 2,5803x - 0,1004$	0,999	0,132	0,441
Rutina	11,68	254 - 354	$y = 2,3737x - 0,1039$	0,994	0,006	0,021
Isoquercetina	12,29	255 - 354	$y = 1,6951x + 0,0203$	0,999	0,006	0,020
Ácido cumárico	12,63	308	$y = 4,514x - 0,4134$	0,995	0,004	0,012
Astragalina	13,27	263 - 346	$y = 2,0353x + 0,0388$	0,999	0,006	0,020
Quercetina	18,24	263 - 366	$y = 1,3053x - 1,0397$	0,980	0,014	0,048
Canferol	23,19	252 - 370	$y = 1,1904x - 0,1181$	0,999	0,012	0,039

E na Tabela 11 estão dispostos os valores dos parâmetros de qualidade calculados pelo grupo de pesquisa, os quais foram satisfatórios: fator de retenção (k), seletividade (α), resolução (Rs), eficiência (N) e altura de prato teórico (H).

Tabela 11 - Parâmetros de qualidade do cromatograma.

Compostos	t'R	K	α	Wh	Rs	N	Neff	H	Heff
Ácido gálico	1,60	0,53	3,70	0,11	24,21	9696,9	1173,2	0,00258	0,02131
Ácido clorogênico	5,92	1,97	1,26	0,10	9,48	44119,6	19433,2	0,00057	0,00129
Ácido cafeíco	7,45	2,48	1,17	0,09	8,52	74756,5	37995,2	0,00033	0,00066
Rutina	8,68	2,89	1,07	0,08	4,49	118197,2	65277,1	0,00021	0,00038
Isoquercetina	9,29	3,10	1,04	0,08	2,35	130865,6	74774,4	0,00019	0,00033
Ácido cumárico	9,63	3,21	1,07	0,09	4,43	109200,1	63484,7	0,00023	0,00039
Astragalina	10,27	3,42	1,48	0,08	27,86	152568,0	91382,4	0,00016	0,00027
Quercetina	15,24	5,08	1,32	0,13	19,42	109160,2	76205,2	0,00023	0,00033
Canferol	20,19	6,73	-	0,17	-	103182,3	78212,5	0,00024	0,00032
Valores ideais	-	1 < k > 10	$\alpha > 1,2$	-	Rs > 1,5	-	-	-	-

Os teores de ácido clorogênico variaram entre 3,2 e 10,0 mg g⁻¹, a amostra jovem da região Sul, no período do outono apresentou o maior teor (So-j), seguida das amostras cultivadas na região Sul, no período do inverno e verão.

Os teores de ácido cafeíco nas amostras de *M. oleifera* variaram de 0,2 a 2,9 mg g⁻¹, os menores teores foram encontrados nas amostras cultivadas na região Sul, no período do inverno e primavera (Si-j, Si-m, Sp-j e Sp-m) e o maior teor de ácido cafeíco na amostra jovem cultivada no Nordeste no período do verão (NEv-j). Teores que estão de acordo com os estudo de Oldoni et al., (2019) (2129 µg g⁻¹) com *M. oleifera* cultivada no Brasil e Al Juhaimi et al., (2017) (2,3 mg g⁻¹) cultivadas no Sudão.

Os teores de rutina obtidos foram de 4,3 e 22,2 mg g⁻¹, as amostras cultivadas na região Sul apresentaram as menores concentrações de rutina e as amostras cultivadas nas regiões Sudeste e Nordeste apresentaram os maiores teores de rutina. Lin et al., (2020) estudaram diferentes métodos de extração com folhas de *M. oleifera* cultivadas na Índia, obtiveram teores que variaram de 0,8-1,9 mg de rutina g⁻¹.

Tabela 12 - Teores dos marcadores químicos presente nas diferentes amostras de *M. oleifera*.

Amostras	Ácido clorogênico (mg g ⁻¹)	Ácido cafeico (mg g ⁻¹)	Rutina (mg g ⁻¹)	Isoquercetina (mg g ⁻¹)	Astragalina (mg g ⁻¹)
Sv-j	7,75 ^{bc} ± 0,62	1,79 ^{efg} ± 0,15	11,02 ^{fgh} ± 0,82	10,35 ^{bc} ± 0,16	3,47 ^{cd} ± 0,17
Sv-m	7,13 ^{cd} ± 0,83	2,74 ^a ± 0,26	10,70 ^{gh} ± 0,83	7,31 ^{def} ± 0,68	6,14 ^a ± 0,41
SEv-j	4,01 ^{hijk} ± 0,21	2,48 ^{abcd} ± 0,26	19,12 ^{abc} ± 1,71	7,65 ^{def} ± 0,34	2,55 ^{efgh} ± 0,24
SEv-m	5,67 ^{efg} ± 0,21	2,14 ^{cde} ± 0,15	16,43 ^{cde} ± 1,45	6,18 ^f ± 0,52	2,28 ^{fghi} ± 0,20
NEv-j	5,67 ^{efg} ± 1,04	2,87 ^a ± 0,13	22,21 ^a ± 0,95	8,58 ^{cde} ± 0,42	2,99 ^{de} ± 0,10
NEv-m	4,22 ^{hijk} ± 0,42	2,61 ^{abc} ± 0,39	20,67 ^{ab} ± 2,49	7,56 ^{def} ± 1,10	2,79 ^{ef} ± 0,31
So-j	10,04 ^a ± 0,83	1,58 ^{fgh} ± 0,13	10,70 ^{gh} ± 0,59	8,83 ^{cd} ± 0,68	3,91 ^c ± 0,20
So-m	5,33 ^{efgh} ± 0,48	1,53 ^{gh} ± 0,15	4,25 ^j ± 0,36	3,30 ^h ± 0,10	5,53 ^b ± 0,35
SEo-j	4,42 ^{ghijk} ± 0,21	2,65 ^{ab} ± 0,15	19,76 ^{abc} ± 0,14	7,03 ^{ef} ± 0,10	2,68 ^{efg} ± 0,00
SEo-m	6,09 ^{de} ± 0,21	2,48 ^{abcd} ± 0,26	19,04 ^{abc} ± 2,02	6,72 ^f ± 0,42	2,79 ^{ef} ± 0,10
NEo-j	3,25 ^{jk} ± 0,24	2,14 ^{cde} ± 0,15	14,77 ^{de} ± 1,58	6,21 ^f ± 0,08	2,01 ^{hij} ± 0,12
NEo-m	3,18 ^k ± 0,63	1,19 ^h ± 0,26	8,80 ^{hi} ± 1,31	3,16 ^h ± 0,42	1,36 ^k ± 0,10
Si-j	7,54 ^c ± 0,00	0,16 ^j ± 0,00	5,51 ^{ij} ± 0,55	14,26 ^a ± 0,17	2,79 ^{ef} ± 0,10
Si-m	9,00 ^{ab} ± 0,21	0,42 ^{ij} ± 0,00	5,67 ^{ij} ± 0,36	11,09 ^b ± 0,60	2,14 ^{ghij} ± 0,12
SEi-j	7,13 ^{cd} ± 0,42	2,05 ^{def} ± 0,15	16,35 ^{cde} ± 1,31	10,98 ^b ± 0,85	2,35 ^{fghi} ± 0,12
SEi-m	4,22 ^{hijk} ± 0,00	1,96 ^{efg} ± 0,00	16,43 ^{cde} ± 1,45	10,70 ^b ± 1,06	2,35 ^{fghi} ± 0,24

NEi-j	4,63 ^{fg hij} ± 0,00	1,96 ^{efg} ± 0,00	17,38 ^{bcd} ± 0,36	11,32 ^b ± 0,43	2,48 ^{efgh} ± 0,00
NEi-m	4,63 ^{fg hij} ± 0,42	1,96 ^{efg} ± 0,00	15,21 ^{de} ± 0,83	10,11 ^{bc} ± 0,59	2,28 ^{fg hi} ± 0,00
Sp-j	5,88 ^{def} ± 0,00	0,42 ^{ij} ± 0,00	9,63 ^h ± 0,41	15,39 ^a ± 0,99	3,43 ^{cd} ± 0,12
Sp-m	5,19 ^{efgh} ± 0,24	0,67 ⁱ ± 0,00	10,93 ^{gh} ± 0,12	14,85 ^a ± 0,08	2,82 ^{ef} ± 0,24
SEp-j	4,91 ^{efghi} ± 0,24	2,22 ^{bcde} ± 0,00	17,46 ^{bcd} ± 1,23	11,43 ^b ± 0,80	2,55 ^{efgh} ± 0,24
SEp-m	3,18 ^k ± 0,21	1,79 ^{bcde} ± 0,15	13,19 ^{efg} ± 0,24	6,63 ^f ± 0,17	1,67 ^{lk} ± 0,00
NEp-j	4,22 ^{ghijk} ± 0,36	1,83 ^{efg} ± 0,13	15,09 ^{de} ± 0,71	9,77 ^{bc} ± 0,25	2,18 ^{ghij} ± 0,10
NEp-m	3,52 ^{ijk} ± 0,24	1,88 ^{efg} ± 0,15	14,53 ^{def} ± 0,60	7,42 ^{def} ± 0,26	1,87 ^{ijk} ± 0,00

Valores expressos como médias ± desvio padrão (n=9). Letras diferentes, na mesma coluna, indicam diferença significativa pelo teste Tukey ($P \leq 0,05$).

Sv-j: Sul verão jovem; **Sv-m**: Sul verão madura; **SEv-j**: Sudeste verão jovem; **SEv-m**: Sudeste verão madura; **NEv-j**: Nordeste verão jovem; **NEv-m**: Nordeste verão madura; **So-j**: Sul outono jovem; **So-m**: Sul outono madura; **SEo-j**: Sudeste outono jovem; **SEo-m**: Sudeste outono madura; **NEo-j**: Nordeste outono jovem; **NEo-m**: Nordeste outono madura; **Si-j**: Sul inverno jovem; **Si-m**: Sul inverno madura; **SEi-j**: Sudeste inverno jovem; **SEi-m**: Sudeste inverno madura; **NEi-j**: Nordeste inverno jovem; **NEi-m**: Nordeste inverno madura; **Sp-j**: Sul primavera jovem; **Sp-m**: Sul primavera madura; **SEp-j**: Sudeste primavera jovem; **SEp-m**: Sudeste primavera madura; **NEp-j**: Nordeste primavera jovem; **NEp-m**: Nordeste primavera madura.

A isoquercetina apresentou concentrações que variaram de 6,2 a 15,4 mg g⁻¹, apresentando os menores teores nas amostras maduras cultivadas na região Nordeste (NEo-m) e Sul (So-m) na época do outono e os maiores teores nas amostras cultivadas na região Sul (Sp-j e Sp-m) no período da primavera.

Os teores de astragalina nas amostras foram de 1,4 a 6,1 mg g⁻¹, os menores teores foram encontrados nas amostras das regiões Nordeste e Sudeste e as maiores concentrações de astragalina estão presentes nas amostras cultivadas na região Sul do Brasil. Os resultados obtidos corroboram com os dados relatados em estudos com *M. oleifera* cultivada na Índia (1,3-2,8 mg g⁻¹) (LIN et al., 2020), no Paquistão (1,4-6,9 mg g⁻¹) (ENGSUWAN et al., 2017).

Todos esses compostos: ácido clorogênico, ácido cafeíco, rutina, isoquercetina e astragalina foram identificados em todas as 24 amostras de *M. oleifera*, caracterizando-os como marcadores químicos da *M. oleifera*, os quais conferem a atividade antioxidante da planta.

A partir da análise estatística ANOVA multifatorial (Tabela 13) foi possível concluir o efeito significativo da região, estágio de maturação e estação do ano e suas interações na maioria dos parâmetros analisados, observa-se que a idade das folhas não apresentou influência significativa nos teores do ácido cafeíco e na astragalina. A interação idade-região não influenciou de forma significativa no ensaio antioxidante do radical ABTS e na rutina. A interação da idade-estação não diferiu significativamente no ensaio dos compostos fenólicos totais (TCFT) e na análise da capacidade antioxidante do radical DPPH.

Por meio da análise multidimensional foi realizada a análise de componentes principais (PCA), a qual identificou duas principais componentes (PC), sendo elas a PC1 (38,44%) e PC2 (30,18%) que juntas explicam 68,62% da variância total, onde as variáveis de entrada são apresentadas nos gráficos abaixo (Figura 12).

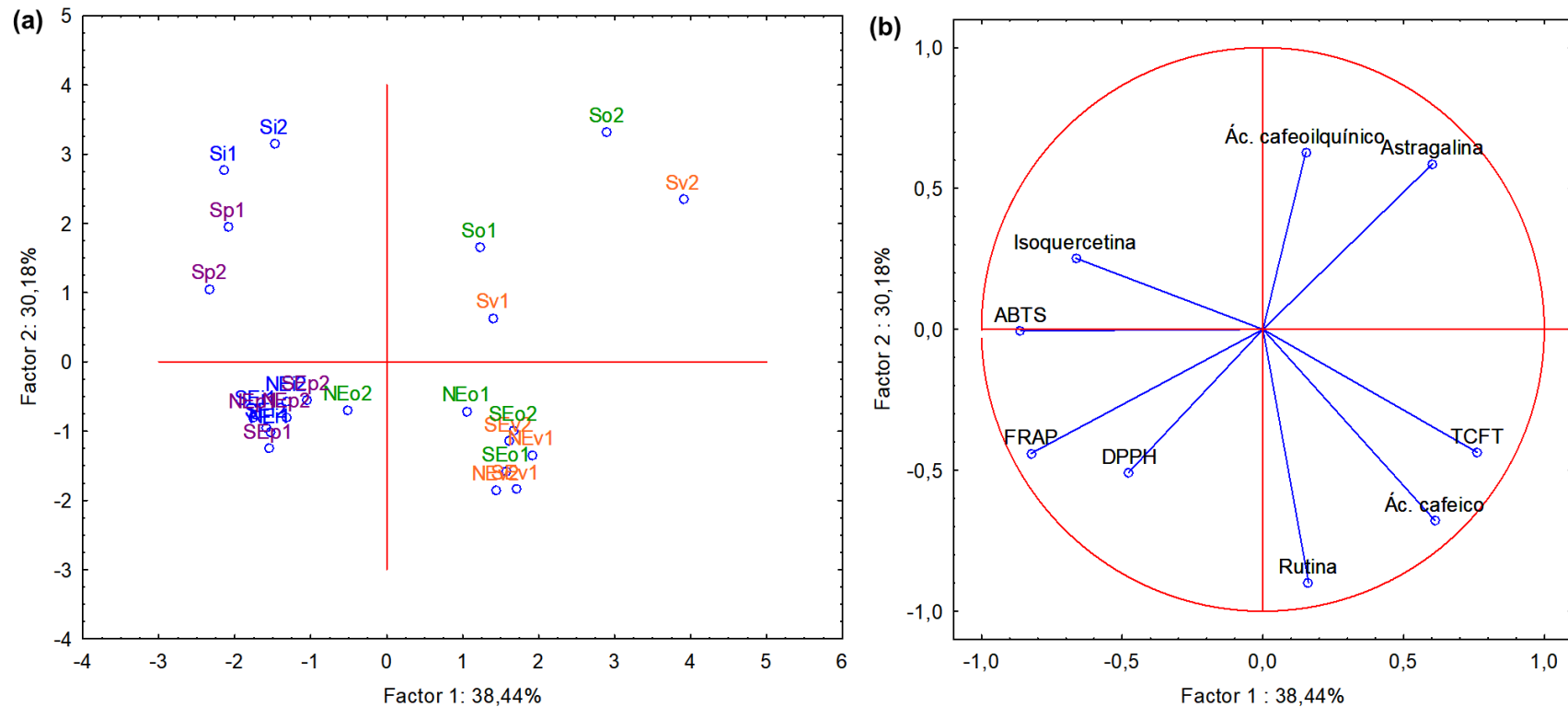


Figura 12 - (a) Projeção das amostras no plano do fator (1 x 2). (b) Projeção das variáveis no plano de fatores (1 x 2).

Sv-j: Sul verão jovem; Sv-m: Sul verão madura; SEv-j: Sudeste verão jovem; SEv-m: Sudeste verão jovem; NEv-j: Nordeste verão jovem; NEv-m: Nordeste verão madura; So-j: Sul outono jovem; So-m: Sul outono madura; SEo-j: Sudeste outono jovem; SEo-m: Sudeste outono madura; NEO-j: Nordeste outono jovem; NEO-m: Nordeste outono madura; Si-j: Sul inverno jovem; Si-m: Sul inverno madura; SEi-j: Sudeste inverno jovem; SEi-m: Sudeste inverno madura; NEi-j: Nordeste inverno jovem; NEi-m: Nordeste inverno madura; Sp-j: Sul primavera jovem; Sp-m: Sul primavera madura; SEp-j: Sudeste primavera jovem; SEp-m: Sudeste primavera madura; NEp-j: Nordeste primavera jovem; NEp-m: Nordeste primavera madura.

A partir da PC1 (Figura 12) com maior poder de explicação (38,4%), observa-se a divisão das amostras por estações do ano, com diferenciação entre as amostras cultivadas no período do verão e outono, daquelas cultivadas no período do inverno e da primavera. Os resultados do teor de compostos fenólicos totais (TCFT), ácido cafeíco, rutina, ácido clorogênico e astragalina, contribuem para essa classificação, pois foram determinados em maiores quantidades nas amostras coletadas no verão e outono. Os teores de ácido clorogênico e astragalina discriminam mais as amostras da região Sul, tanto no período do verão (Sv-j e Sv-m) quanto do outono (So-j e So-m), indiferente do estágio de maturação das folhas.

O TCFT, ácido cafeíco e rutina foram produzidos em maiores quantidades nas amostras das regiões Sudeste e Nordeste, no período do verão (SEv-j, SEv-m, NEv-j e NEv-m) e outono (SEo-j, SEo-m e NEo-j), em suas diferentes idade de maturação, exceto pela amostra madura da região Nordeste no outono (NEo-m), essas amostras apresentaram a maior temperatura média e precipitação total (Tabela 8).

As amostras da região Sul que foram produzidas no inverno e na primavera (Si-j, Si-m, Sp-j e Sp-m) destacaram-se nos maiores teores de isoquercetina e na maior capacidade antioxidante pelo radical ABTS, esses teores podem estar relacionados a menor quantidade de chuva e temperaturas médias menores observadas nesse período (Tabela 8).

Já as amostras das regiões Sudeste (SEi-j, SEi-m, SEp-j e SEp-m) e Nordeste (NEi-j, NEi-m, NEp-j e NEp-m) no período do inverno e primavera, apresentaram as menores temperaturas médias e menores índices precipitação total, essas amostras discriminaram mais nas análises antioxidantes de FRAP e DPPH.

As amostras cultivadas na região Sudeste, no período do verão e outono são amostras que não diferenciaram entre si, mas diferiram das amostras cultivadas no período primavera e inverno. As temperaturas médias não variaram de forma significativa, mas o índice de precipitação total variou. Sendo que nas estações do verão e outono foram observadas as maiores quantidades de chuva, favorecendo a produção de compostos fenólicos e mais especificamente rutina e ácido cafeíco.

E pela componente principal 2 (PC2) (30,2%) podemos verificar claramente uma divisão das amostras por regiões, discriminando a região Sul das outras regiões. Sendo assim, a região Sul destacou-se na capacidade antioxidante do

radical ABTS e nos marcadores químicos: isoquercetina, ácido clorogênico e astragalina.

6 CONCLUSÃO

Apesar de existirem poucos estudos das folhas de *Moringa oleifera* cultivadas no Brasil, os resultados obtidos neste estudo são evidências convincentes de que são uma fonte de compostos bioativos, proteínas e elementos essenciais para a nutrição humana. A proteína e os macro elementos K e Zn permitiram a diferenciação de amostras cultivadas no Sul do Brasil daquelas de outras regiões, sem interferência da estação ou idade da planta. As amostras cultivadas nas regiões Sudeste e Nordeste mostraram-se ricas em lipídios, cinzas e minerais (Ca, Mg, Na e Mn). Os resultados também indicam que a estação da primavera foi discriminada de outras estações e os minerais manganês, zinco e potássio tiveram destaque e se relacionaram melhor com a primavera.

O teor de compostos fenólicos totais, ácido cafeíco, rutina, ácido clorogênico e astragalina permitiram a diferenciação entre as amostras cultivadas no período do verão e outono das outras estações, sem interferência da região ou idade da planta. E os teores de isoquercetina, capacidade antioxidante pelo radical ABTS, DPPH e o método de redução do Ferro (FRAP) foram mais elevados nas amostras cultivadas no inverno e na primavera, indiferente da idade ou região.

Os resultados obtidos neste trabalho trazem uma importante contribuição para os estudos sobre a composição química, a capacidade antioxidante e o potencial tecnológico das folhas de *M. oleifera* cultivadas no Brasil, há necessidade de se aprofundar mais nas relações que existem entre os parâmetros de temperatura, índice pluviométrico, tipo de solo e idade da planta, o que será realizado em trabalhos futuros.

7 REFERÊNCIAS

- AGAMOU, J. A. A.; FOMBANG, E. N.; MBOFUNG, C. M. F. Particular benefits can be attributed to Moringa oleifera lam leaves based on origin and stage of maturity. **Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences**, v. 3, n. 6, p. 541–555, 17 dez. 2015.
- AL JUHAIMI, F. et al. Comparative study of mineral and oxidative status of Sonchus oleraceus, Moringa oleifera and Moringa peregrina leaves. **Journal of Food Measurement and Characterization**, v. 11, n. 4, p. 1745–1751, 27 dez. 2017.
- ALMEIDA, M. M. B. et al. Determinação de umidade, fibras, lipídios, cinzas e Sílica em plantas medicinais. **Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**, v. 21, n. 2, 2003.
- AMAGLO, N. K. et al. Profiling selected phytochemicals and nutrients in different tissues of the multipurpose tree Moringa oleifera L., grown in Ghana. **Food Chemistry**, v. 122, n. 4, p. 1047–1054, out. 2010.
- 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, 1 out. 2015.
- ANJORIN, T. S.; IKOKOH, P.; OKOLO, S. Mineral composition of Moringa oleifera leaves, pods and seeds from two regions in Abuja, Nigeria. **International Journal of Agriculture and Biology**, v. 12, n. 3, p. 431–434, 2010.
- ANVISA. Resolução de Diretoria Colegiada - RDC N° 269. **Diário Oficial da União**, v. 2005, n. 132, p. 7, 2005.
- ANVISA. Resolução da diretoria colegiada - RDC N° 26. **Diário Oficial da União**, p. 34, 2014.
- ANVISA. **RESOLUÇÃO-RE N° 1.478.** Disponível em: <<http://pesquisa.in.gov.br/imprensa/jsp/visualiza/index.jsp?data=04/06/2019&jornal=515&pagina=42>>.
- ANVISA, A. N. DE V. SANITÁRIA. **Resolução RDC nº 360, de 23 de dezembro de 2003** **Diário Oficial da União (DOU)** Brasil, 2003. Disponível em: <http://portal.anvisa.gov.br/documents/33880/2568070/res0360_23_12_2003.pdf/5d4fc713-9c66-4512-b3c1-afee57e7d9bc>
- ANWAR, F. et al. Moringa oleifera: a food plant with multiple medicinal uses.

Phytotherapy Research, v. 21, n. 1, p. 17–25, 1 jan. 2007.

AZEVEDO, F. R. DE.; ALBUQUERQUE, L. DE F.; BATISTA, A. S. M. QUALIDADE DA CARNE DE FRANGOS DE CORTE. **Essentia - Revista de Cultura, Ciência e Tecnologia da UVA**, v. 17, n. 2, p. 64–86, 2016.

BELVYNAGLOBAL. **THE MORINGA PLANT (Part 1)**. Disponível em: <<http://www.belvynaglobal.com/the-moringa-plant-part-1>>. Acesso em: 17 jun. 2019.

BENNETT, R. N. et al. Profiling Glucosinolates and Phenolics in Vegetative and Reproductive Tissues of the Multi-Purpose Trees *Moringa oleifera* L. (Horseradish Tree) and *Moringa stenopetala* L. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 51, n. 12, p. 3546–3553, jun. 2003.

BENZIE, I. F. F.; STRAIN, J. J. The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of “Antioxidant Power”: The FRAP Assay. **Analytical Biochemistry**, v. 239, n. 1, p. 70–76, 1996.

BEZERRA, A. S.; STANKIEVICZ, S. A.; UCZAY, J. Composição nutricional e atividade antioxidante de plantas alimentícias não convencionais da região sul do Brasil. **Arquivos Brasileiros de Alimentação**, v. 1, n. 1, p. 182–188, 2017.

BIOCHEMICAL, L. **Pó de folha de Orgânicos Moringa Oleifera**. Disponível em: <<http://pt.lfherb-extract.com/herbal-medicine/immune-system-herbs/manufacturers-moringa-oleifera-leaf-powder.html>>. Acesso em: 17 jun. 2019.

BOTREL, N. et al. Nutritional value of unconventional leafy vegetables grown in the Cerrado Biome/Brazil. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 23, 2020.

BRAND-WILLIAMS, W.; CUVÉLIER, M. E.; BERSET, C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. **LWT - Food Science and Technology**, v. 28, n. 1, p. 25–30, 7 jan. 1995.

CASTILLO-LÓPEZ, R. I. et al. Nutritional and phenolic characterization of moringa *Oleifera* leaves grown in Sinaloa, México. **Pakistan Journal of Botany**, v. 49, n. 1, p. 161–168, 2017.

CHEN, X. et al. Is antioxidant activity of flavonoids mainly through the hydrogen-atom transfer mechanism? **Food Research International**, nov. 2018.

COPPIN, J. P. et al. Determination of flavonoids by LC/MS and anti-inflammatory activity in *Moringa oleifera*. **Journal of Functional Foods**, v. 5, n. 4, p. 1892–1899, 1 out. 2013.

CUELLAR-NUÑEZ, M. L. et al. Physicochemical and nutraceutical properties of moringa (*Moringa oleifera*) leaves and their effects in an in vivo AOM/DSS-induced

colorectal carcinogenesis model. **Food Research International**, v. 105, p. 159–168, mar. 2018.

D'ARCHIVIO, M. et al. Polyphenols, dietary sources and bioavailability. **Annali dell'Istituto superiore di sanita**, v. 43, n. 4, p. 348–61, 2007.

DAI, J.; MUMPER, R. J. Plant Phenolics: Extraction, Analysis and Their Antioxidant and Anticancer Properties. **Molecules**, v. 15, n. 10, p. 7313–7352, 21 out. 2010.

DUTRA, R. C. et al. Medicinal plants in Brazil: Pharmacological studies, drug discovery, challenges and perspectives. **Pharmacological Research**, v. 112, p. 4–29, 23 jan. 2016.

EL-SOHAIFY, S. A. et al. Biochemical and functional properties of Moringa oleifera leaves and their potential as a functional food. **Global Advanced Research Journal of Agricultural Science**, v. 4, n. 4, p. 188–199, 2015.

EMBRAPA. Manual de análises químicas de solos , plantas e fertilizantes. **Embrapa**, p. 197–198, 2009.

ENGSUWAN, J. et al. HPLC methods for quality control of Moringa oleifera extract using isothiocyanates and astragalins as bioactive markers. **ScienceAsia**, v. 43, n. 3, p. 169, 2017.

FAHEY, J.; D., S. Moringa oleifera: A Review of the Medical Evidence for Its Nutritional, Therapeutic, and Prophylactic Properties. Part 1. **Trees for Life Journal**, p. 1–15, set. 2005.

FALOWO, A. B. et al. Multi-functional application of Moringa oleifera Lam. in nutrition and animal food products: A review. **Food Research International**, v. 106, p. 317–334, 1 abr. 2018.

FEJÉR, J. et al. First Report on Evaluation of Basic Nutritional and Antioxidant Properties of Moringa Oleifera Lam. from Caribbean Island of Saint Lucia. **Plants**, v. 8, n. 12, p. 537, 23 nov. 2019.

FRANCO, G. **Tabela de Composicao Quimica dos Alimentos**. 9ª ed. São Paulo: Atheneu, 2004.

GARCÍA, I. I. et al. Kinetics of gas production of fodder of Moringa oleifera Lam grown in tropical dry forest areas from Colombia. **Agroforestry Systems**, v. 94, n. 4, p. 1529–1537, 12 ago. 2020.

GEBREGIORGIS AMABYE, T. Chemical Compositions and Nutritional Value of Moringa Oleifera Available in the Market of Mekelle. **Journal of Food and Nutrition Sciences**, v. 3, n. 5, p. 187, 2015.

- GERON, L. J. V. et al. Avaliação do teor de fibra em detergente neutro e ácido por meio de diferentes procedimentos aplicados às plantas forrageiras. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 35, n. 3, p. 1533, 25 jun. 2014.
- GLÓRIA, B. A. DA; GUERREIRO, S. M. C. PARÊNQUIMA, COLÊNQUIMA E ESCLERÊNQUIMA. In: **Anatomia vegetal**. 2. ed. Viçosa: [s.n.]. p. 430.
- GÜLÇİN, İ. Antioxidant activity of food constituents: an overview. **Archives of Toxicology**, v. 86, n. 3, p. 345–391, 20 nov. 2012.
- HUANG, D.; OU, B.; PRIOR, R. L. The Chemistry behind Antioxidant Capacity Assays. **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 53, p. 1841–1856, 2005.
- ILYAS, M. et al. Antioxidant potential and nutritional comparison of moringa leaf and seed powders and their tea infusions. **Journal of Animal and Plant Sciences**, v. 25, n. 1, p. 226–233, 2015.
- INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Métodos Físico-Químicos para Análise de Alimentos**. 4. ed. São Paulo: Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz., 2008.
- IQBAL, S.; BHANGER, M. I. Effect of season and production location on antioxidant activity of Moringa oleifera leaves grown in Pakistan. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 19, n. 6–7, p. 544–551, 1 set. 2006.
- JAHAN, I. A. et al. Antioxidant activity of Moringa oleifera seed extracts. **Oriental Pharmacy and Experimental Medicine**, v. 18, n. 4, p. 299–307, 3 dez. 2018.
- JANICK, J.; PAULL, R. E. Moringaceae. In: JANICK, J.; PAULL, R. E. (Eds.). **The Encyclopedia of Fruit & Nuts**. Cambridge: CABI, 2008. p. 509–512.
- JONGRUNGRUANGCHOK, S.; BUNRATHEP, S.; SONGSAK, T. NUTRIENTS AND MINERALS CONTENT OF ELEVEN DIFFERENT SAMPLES OF MORINGA OLEIFERA CULTIVATED IN THAILAND. **J Health Res**, v. 24, n. 3, p. 123–127, 2010.
- KANE, F. C. et al. Nutritional value of a dietary supplement of Moringa oleifera and Pleurotus ostreatus. **African Journal of Food Science**, v. 11, n. 6, p. 171–177, 2017.
- KOU, X. et al. Nutraceutical or Pharmacological Potential of Moringa oleifera Lam. **Nutrients**, v. 10, n. 343, p. 1–12, 12 mar. 2018.
- LEONE, A. et al. Nutritional Characterization and Phenolic Profiling of Moringa oleifera Leaves Grown in Chad, Sahrawi Refugee Camps, and Haiti. **Int. J. Mol. Sci**, v. 16, p. 18923–18937, 2015.
- LIN, M.; ZHANG, J.; CHEN, X. Bioactive flavonoids in Moringa oleifera and their

health-promoting properties. **Journal of Functional Foods**, v. 47, p. 469–479, 1 ago. 2018.

LIN, X. et al. Ultrasonic-assisted extraction for flavonoid compounds content and antioxidant activities of India *Moringa oleifera* L. leaves: Simultaneous optimization, HPLC characterization and comparison with other methods. **Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants**, p. 100284, 18 nov. 2020.

LIU, H. et al. Flavonoids from *Halostachys caspica* and Their Antimicrobial and Antioxidant Activities. **Molecules**, v. 15, n. 11, p. 7933–7945, 5 nov. 2010.

MA, Z. F. et al. Evaluation of phytochemical and medicinal properties of *Moringa* (*Moringa oleifera*) as a potential functional food. **South African Journal of Botany**, p. 7, 2 jan. 2018.

MACAMBIRA, G. M. et al. Caracterização nutricional das folhas de *Moringa oleifera* (MOL) para frangos de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 70, n. 2, p. 570–578, 1 mar. 2018.

MAGALHÃES, A. U. DE; DELLA TORRE, A. C. G. Composição química e análise sensorial do iogurte grego comercializado no sul do estado de Minas Gerais. **Revista do Instituto de Laticínios Cândido Tostes**, v. 73, n. 1, p. 10–18, 22 ago. 2018.

MAHMOOD, K. T.; MUGAL, T.; HAQ, I. U. *Moringa oleifera*: A natural gift - A review. **Journal of Pharmaceutical Sciences and Research**, v. 2, n. 11, p. 775–781, 2010.

MALAVÉ, M. V. P. **CALIDAD NUTRICIONAL DE LA MORINGA (*Moringa oleifera* Lam) EN LAS CONDICIONES AMBIENTALES DE LA PARROQUIA MANGLARALTO**. [s.l: s.n.].

MARTENS, S.; PREUSS, A.; MATERN, U. Multifunctional flavonoid dioxygenases: Flavonol and anthocyanin biosynthesis in *Arabidopsis thaliana* L. **Phytochemistry**, v. 71, n. 10, p. 1040–1049, 8 maio 2010.

MARTÍNEZ-GONZÁLEZ, C. L. et al. *Moringa oleifera*, a species with potential analgesic and anti-inflammatory activities. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 87, p. 482–488, mar. 2017.

MEDEIROS, S. R. DE; TOBIAS, C. Valor nutricional dos alimentos na nutrição de ruminantes e sua determinação. **Nutrição de bovinos de corte: Fundamentos e aplicações**, p. 1–16, 2015.

MÉNDEZ, Y.; MURILLO, B. Bromatological characterization of *Moringa oleifera* foliage in different development stages. **Cuban Journal of Agricultural Science**, v.

52, n. 3, p. 337–346, 2018.

MENG, X. et al. A kaempferol-3-O- β -d-glucoside, intervention effect of astragalin on estradiol metabolism. **Steroids**, v. 149, p. 108413, set. 2019.

MERLIN, N. **Isolamento Bioguiado de Compostos com Atividade Antioxidante das Folhas de Moringa oleifera**. [s.l.] Universidade Tecnológica Federal do Paraná, 2017.

MERLIN, N. et al. Potencial antioxidante e perfil de compostos fenólicos em plantas com indicativo medicinal. **Synergismus scyentifica UTFPR**, v. 12, n. 1, p. 94–101, 2017.

MERTENS, D. R. et al. Gravimetric determination of amylase-treated neutral detergent fiber in feeds with refluxing in beakers or crucibles: Collaborative study. **Journal of AOAC International**, v. 85, n. 6, p. 1217–1240, 2002.

MESSIAS, M. C. T. B. et al. Uso popular de plantas medicinais e perfil socioeconômico dos usuários: um estudo em área urbana em Ouro Preto, MG, Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 17, n. 1, p. 76–104, mar. 2015.

MINOLTA, K. **Comunicação precisa da cor**, out. . Disponível em: <<http://sensing.konicaminolta.com.br/>>

MIRELES, S. et al. Edad de corte y balance de N en cerdos alimentados con harina de follaje de Moringa oleifera. **Revista Cubana de Ciencia Agrícola**, v. 51, n. 2, p. 191–196, 2017.

MOYO, B. et al. Nutritional characterization of Moringa (Moringa oleifera Lam.) leaves. **African Journal of Biotechnology**, v. 10, n. 60, p. 12925–12933, 5 out. 2011.

MUHAMMAD, H. I.; ASMAWI, M. Z.; KHAN, N. A. K. A review on promising phytochemical, nutritional and glycemic control studies on Moringa oleifera Lam. in tropical and sub-tropical regions. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine**, v. 6, n. 10, p. 896–902, out. 2016.

MURKOVIC, M. Phenolic Compounds: Occurrence, Classes, and Analysis. In: **Encyclopedia of Food and Health**. [s.l.] Elsevier, 2016. p. 346–351.

NASCIMENTO, J. A. et al. Assessment of the Antioxidant Effects of Moringa oleifera Lam. Extracts in Fish Oil during Storage. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 40, n. 1, p. 29–36, 1 fev. 2016.

NAVEED, M. et al. Chlorogenic acid (CGA): A pharmacological review and call for further research. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 97, p. 67–74, 1 jan. 2018.

- NDHLALA, A. et al. Antioxidant, Antimicrobial and Phytochemical Variations in Thirteen Moringa oleifera Lam. Cultivars. **Molecules**, v. 19, n. 7, p. 10480–10494, 18 jul. 2014.
- NOBOSSÉ, P.; FOMBANG, E. N.; MBOFUNG, C. M. F. Effects of age and extraction solvent on phytochemical content and antioxidant activity of fresh Moringa oleifera L. leaves. **Food Science & Nutrition**, v. 6, n. 8, p. 2188–2198, nov. 2018.
- NOUMAN, W. et al. Profiling of polyphenolics, nutrients and antioxidant potential of germplasm's leaves from seven cultivars of Moringa oleifera Lam. **Industrial Crops and Products**, v. 83, p. 166–176, 1 maio 2016.
- OGBE, A. O.; AFFIKU, J. P. Proximate Study, Mineral and Anti-Nutrient Composition of Moringa Oleifera Leaves Harvested From Lafia, Nigeria: Potential Benefits in Poultry Nutrition and Health. **Journal of Microbiology**, v. 12, n. 3, p. 296–308, 2011.
- OKIKI, P. A. et al. Evaluation of Proximate , Minerals , Vitamins and Phytochemical Composition of Moringa oleifera Lam. Cultivated in Ado Ekiti, Nigeria. **Advances in Biological Research**, v. 9, n. 6, p. 436–443, 2015.
- OLDONI, T. L. C. et al. Bioguided extraction of phenolic compounds and UHPLC-ESI-Q-TOF-MS/MS characterization of extracts of Moringa oleifera leaves collected in Brazil. **Food Research International**, v. 125, p. 108647, 1 nov. 2019.
- OLDONI, T. L. C. et al. Antihyperglycemic activity of crude extract and isolation of phenolic compounds with antioxidant activity from Moringa oleifera Lam. leaves grown in Southern Brazil. **Food Research International**, v. 141, p. 110082, 1 mar. 2021.
- OLIVEIRA, E. F. R. DE. **COMPOSIÇÃO NUTRICIONAL E POTENCIAL AGROALIMENTAR DE PLANTAS ALIMENTÍCIAS NÃO CONVENCIONAIS**. [s.l.] UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS FACULDADE DE ENGENHARIA CURSO DE ENGENHARIA DE ALIMENTOS, 2017.
- OUÉDRAOGO, M. et al. Protective effect of Moringa oleifera leaves against gentamicin-induced nephrotoxicity in rabbits. **Experimental and Toxicologic Pathology**, v. 65, n. 3, p. 335–339, mar. 2013.
- OYEYINKA, A. et al. Physicochemical properties of stiff dough 'amala' prepared from plantain (Musa Paradisica) flour and Moringa (Moringa oleifera) leaf powder. **Hrana u zdravlju i bolesti : znanstveno-stručni časopis za nutricionizam i dijetetiku**, v. 4, n. 1, p. 48–58, 31 ago. 2015.
- PASSOS, R. M. DOS et al. Qualidade pós-colheita da moringa (moringa oleifera lam)

utilizada na forma in natura e seca. **Revista Gestão, Inovação e Tecnologias**, v. 3, n. 1, p. 113–120, 15 mar. 2013.

PRIOR, R. L.; WU, X.; SCHAICH, K. Standardized Methods for the Determination of Antioxidant Capacity and Phenolics in Foods and Dietary Supplements. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 53, n. 10, p. 4290–4302, maio 2005.

RE, R. et al. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free radical biology & medicine**, v. 26, n. 9–10, p. 1231–7, maio 1999.

REISCHE, D. W.; LILLARD, D. A.; EITENMILLER, R. R. Antioxidants. In: AKOH, C. C.; MIN, D. B. (Eds.). . **Food Lipids: Chemistry, Nutrition, and Biotechnology**. 3rd. ed. Boca Raton: CRC Press, 2008. p. 409–433 cap.15.

RIBAUDO, G.; POVOLO, C.; ZAGOTTO, G. Moringa oleifera Lam.: A Rich Source of Phytoactives for the Health of Human Being. In: **Studies in Natural Products Chemistry**. [s.l.] Elsevier B.V., 2019. v. 62p. 179–210.

RIBEIRO, D. . et al. Potencial terapêutico e uso de plantas medicinais em uma área de Caatinga no estado do Ceará, nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 16, n. 4, p. 912–930, 1 dez. 2014.

RODRÍGUEZ-PÉREZ, C. et al. Optimization of extraction method to obtain a phenolic compounds-rich extract from Moringa oleifera Lam leaves. **Industrial Crops and Products**, v. 66, p. 246–254, abr. 2015.

RODRÍGUEZ, R. et al. Valor nutritivo de harinas de follaje de cuatro especies arbóreas tropicales para rumiantes. **Revista Cubana de Ciencia Agrícola**, v. 48, n. 4, p. 371–378, 2014.

ROJAS, C. M. et al. Regulation of primary plant metabolism during plant-pathogen interactions and its contribution to plant defense. **Frontiers in Plant Science**, v. 5, n. FEB, p. 17, 10 fev. 2014.

ROSS, A. C. et al. Overview of Calcium. In: **Dietary Reference Intakes for Vitamin D and Calcium**. [s.l: s.n.]. p. 35–43.

SÁNCHEZ-MACHADO, D. I. et al. Nutritional Quality of Edible Parts of Moringa oleifera. **Food Analytical Methods**, v. 3, n. 3, p. 175–180, 16 set. 2010.

SANKHALKAR, S.; VERNEKAR, V. Quantitative and Qualitative analysis of Phenolic and Flavonoid content in Moringa oleifera Lam and Ocimum tenuiflorum L. **Pharmacognosy Research**, v. 8, n. 1, p. 16, 2016.

SAUCEDO-POMPA, S. et al. Moringa plants: Bioactive compounds and promising

applications in food products. **Food Research International**, v. 111, p. 438–450, 1 set. 2018.

SHAHIDI, F. Antioxidants: principles and applications. In: SHAHIDI, F. (Ed.). . **Handbook of Antioxidants for Food Preservation**. 1. ed. St. John's: Elsevier, 2015. p. 1–14.

SHERVINGTON, L. A. et al. A Comparative HPLC Analysis of Myricetin, Quercetin and Kaempferol Flavonoids Isolated From Gambian and Indian Moringa oleifera Leaves. **International Journal of Chemistry**, v. 10, n. 4, p. 28, 12 nov. 2018.

SIBIYA, N. P.; KAYITESI, E.; MOTEETEE, A. Mineral composition of selected indigenous wild southern African fruits. **South African Journal of Botany**, v. 132, p. 87–94, ago. 2020.

SIDDIQUI, M. W. et al. Dynamics of changes in bioactive molecules and antioxidant potential of Capsicum chinense Jacq. cv. Habanero at nine maturity stages. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 35, n. 4, p. 1141–1148, 20 abr. 2013.

SILVA, D. J.; QUEIROZ, A. C. DE. **Análise de alimentos Métodos Químicos e Biológicos**. [s.l: s.n.].

SIMÕES, C. M. O. **Farmacognosia: do produto natural ao medicamento**. ARTMED EDI ed. Porto Alegre: [s.n.].

SINGLETON, V. L.; ORTHOFER, R.; LAMUELA-RAVENTÓS, R. M. [14] Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. In: **Biotechnology and bioengineering**. [s.l: s.n.]. v. 17p. 152–178.

SNIFFEN, C. J. et al. A net carbohydrate and protein system for evaluating cattle diets: II. Carbohydrate and protein availability. **Journal of animal science**, v. 70, n. 11, p. 3562–3577, 1992.

SOUZA-MOREIRA, T. M.; SALGADO, H. R. N.; PIETRO, R. C. L. R. O Brasil no contexto de controle de qualidade de plantas medicinais. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 20, n. 3, p. 435–440, 2010.

SOUZA, M. R. DE M. et al. Protein yield and mineral contents in pereskia aculeata under high-density planting system. **Pesquisa Agropecuaria Tropical**, v. 50, p. 1–8, 10 jun. 2020.

SREELATHA, S.; PADMA, P. R. Antioxidant activity and total phenolic content of Moringa oleifera leaves in two stages of maturity. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 64, n. 4, p. 303–311, 11 dez. 2009.

- STADTLANDER, T.; BECKER, K. Proximate Composition, Amino and Fatty Acid Profiles and Element Compositions of Four Different Moringa Species. **Journal of Agricultural Science**, v. 9, n. 7, p. 46, 7 jun. 2017.
- TABART, J. et al. Comparative antioxidant capacities of phenolic compounds measured by various tests. **Food Chemistry**, v. 113, n. 4, p. 1226–1233, 2009.
- TAN, J. B. L.; LIM, Y. Y. Critical analysis of current methods for assessing the in vitro antioxidant and antibacterial activity of plant extracts. **Food Chemistry**, v. 172, p. 814–822, 1 abr. 2015.
- TEDESCO, M. J. et al. **Análises de solo, plantas e outros materiais**. 2 ed ed. Porto Alegre: UFRGS/Departamento de Solos, 1995.
- TEIXEIRA, E. M. B. et al. Chemical characteristics and fractionation of proteins from Moringa oleifera Lam. leaves. **Food chemistry**, v. 147, p. 51–4, 15 mar. 2014.
- VAGULA, J. M.; ROQUE, A. M. T. **Alimentação e qualidade de vida**. Editora e ed. [s.l: s.n.].
- VALDEZ-SOLANA, M. A. et al. Nutritional Content and Elemental and Phytochemical Analyses of Moringa oleifera Grown in Mexico. **Journal of Chemistry**, v. 2015, p. 1–9, 2015.
- VALENTOVÁ, K. et al. Isoquercitrin: Pharmacology, toxicology, and metabolism. **Food and Chemical Toxicology**, v. 68, p. 267–282, 1 jun. 2014.
- VÁZQUEZ-LEÓN, L. A. et al. Variation in bioactive compounds and antiradical activity of Moringa oleifera leaves: influence of climatic factors, tree age, and soil parameters. **European Food Research and Technology**, v. 243, n. 9, p. 1593–1608, 24 set. 2017.
- VEITCH, N. C.; GRAYER, R. J. Flavonoids and their glycosides, including anthocyanins. **Natural Product Reports**, v. 28, n. 10, p. 1626–1695, 2011.
- VERMA, A. R. et al. In vitro and in vivo antioxidant properties of different fractions of Moringa oleifera leaves. **Food and Chemical Toxicology**, v. 47, n. 9, p. 2196–2201, 1 set. 2009.
- VIEIRA, L. M. et al. CARACTERIZAÇÃO DE EXTRATOS ANTIOXIDANTES DE NOZ PECÃ (CARYA ILLINOINENSIS) OBTIDOS POR TECNOLOGIA LIMPA. In: **Avanços em Ciência e Tecnologia de Alimentos**. [s.l: s.n.]. p. 55–72.
- VONGSAK, B. et al. Maximizing total phenolics, total flavonoids contents and antioxidant activity of Moringa oleifera leaf extract by the appropriate extraction method. **Industrial Crops and Products**, v. 44, p. 566–571, 1 jan. 2013.

VONGSAK, B.; SITHISARN, P.; GRITSANAPAN, W. Simultaneous Determination of Crypto-Chlorogenic Acid, Isoquercetin, and Astragalin Contents in Moringa oleifera Leaf Extracts by TLC-Densitometric Method. **Evidence-based complementary and alternative medicine : eCAM**, v. 2013, p. 917609, 25 fev. 2013.

WHO. **Trace elements in human nutrition and health World Health Organization**. Geneva: WHO, 1996.

WHO. Guideline: Sodium intake for adults and children. **World Health Organization (WHO)**, p. 46, 2012a.

WHO. Guideline: Sodium intake for adults and children. **World Health Organization (WHO)**, p. 53, 2012b.

YANG, B. et al. New insights on bioactivities and biosynthesis of flavonoid glycosides. **Trends in Food Science & Technology**, v. 79, p. 116–124, 26 jul. 2018.

YASSA, H. D.; TOHAMY, A. F. Extract of Moringa oleifera leaves ameliorates streptozotocin-induced Diabetes mellitus in adult rats. **Acta Histochemica**, v. 116, n. 5, p. 844–854, jun. 2014.

ZIANI, B. E. C. et al. Detailed chemical composition and functional properties of Ammodaucus leucotrichus Cross. & Dur. and Moringa oleifera Lamarck. **Journal of Functional Foods**, v. 53, n. October 2018, p. 237–247, fev. 2019.