



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE TECNOLOGIA
PROGRAMA PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E
TECNOLOGIA DE ALIMENTOS

JANNE SANTOS DE MORAIS

**AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E
BIOACESSIBILIDADE DE COMPOSTOS FENÓLICOS
EM DIFERENTES ESPÉCIES DE FLORES COMESTÍVEIS**

JOÃO PESSOA

2020

JANNE SANTOS DE MORAIS

**AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E
BIOACESSIBILIDADE DE COMPOSTOS FENÓLICOS
EM DIFERENTES ESPÉCIES DE FLORES COMESTÍVEIS**

JOÃO PESSOA

2020

JANNE SANTOS DE MORAIS

AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E
BIOACESSIBILIDADE DE COMPOSTOS FENÓLICOS EM
DIFERENTES ESPÉCIES DE FLORES COMESTÍVEIS

Dissertação apresentada ao
Programa de Pós-Graduação em
Ciência e Tecnologia de Alimentos,
Centro de Tecnologia,
Universidade Federal da Paraíba
em cumprimento dos requisitos
para obtenção do título de Mestre
em Ciência e Tecnologia de
Alimentos.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Marciane Magnani

JOÃO PESSOA

2020

Catálogo na publicação
Seção de Catalogação e Classificação

M827a Morais, Janne Santos de.

AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E BIOACESSIBILIDADE
DE COMPOSTOS FENÓLICOS EM DIFERENTES ESPÉCIES DE FLORES
COMESTÍVEIS / Janne Santos de Morais. - João Pessoa,
2020.

64 f. : il.

Orientação: Marciane Magnani.

Dissertação (Mestrado) - UFPB/CT.

1. antocianinas. 2. capacidade antioxidante. 3. Cosmos
sulphureus Cav. 4. digestão in vitro. 5. flavonoides.
6. Rosa chinensis Jacq. I. Magnani, Marciane. II.
Título.

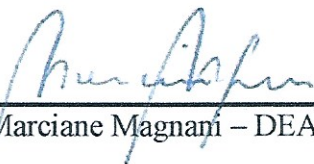
UFPB/BC

JANNE SANTOS DE MORAIS

AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE E BIOACESSIBILIDADE DE
COMPOSTOS FENÓLICOS EM DIFERENTES ESPÉCIES DE FLORES
COMESTÍVEIS

Dissertação APROVADA em: 18/02/2020

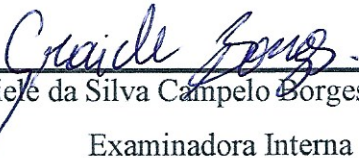
BANCA EXAMINADORA



Prof.^a Dr.^a Marciane Magnani – DEA/CT/UFPB
Presidente da Banca Examinadora



Prof. Dr. Anderson de Souza Sant'Ana - DCA/FEA/UNICAMP
Examinador Externo



Prof.^a Dr.^a Graciele da Silva Campelo Borges – DTA/CTDR/UFPB
Examinadora Interna

JOÃO PESSOA

2020

*Ao meu Deus, por ser essencial em minha vida,
autor de meu destino, meu guia, socorro
presente na hora da angústia. Aos meus pais
Ivan e Fátima, em reconhecimento ao apoio,
incentivo e amor incondicional a mim
concedidos.*

Dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, a Deus, por estar sempre ao meu lado em todos os momentos de minha vida, me mostrando que os planos dele para mim são infinitamente melhores que os meus. A ti Senhor toda honra e toda a glória.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa, e pelo apoio a educação e a ciência e à Universidade Federal da Paraíba (UFPB), em particular ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos (PPGCTA) pela oportunidade e estrutura fornecidos, ao corpo docente pelos ensinamentos essenciais e a seus funcionários pela disponibilidade e gentileza.

À minha orientadora, Prof.^a Dr.^a Marciane Magnani, por ter me escolhido para fazer parte de sua equipe, pela brilhante orientação, pela disponibilidade e apoio constante, pelos valiosos ensinamentos e por confiar e acreditar em meu potencial. És um exemplo de determinação, profissionalismo e dedicação no qual me espelho e busco seguir. Obrigada por contribuir de forma tão especial para a realização desta pesquisa que é um sonho para mim. Que nosso bom Deus derrame infinitas bênçãos sobre a sua vida. Jamais poderei retribuir tudo que tens feito por mim.

A professora Janneyre Ferreira Maciel por ter acreditado no meu potencial, seu apoio, conselhos, ensinamentos e amizade durante toda a minha graduação, foram essenciais para que eu conseguisse ser aprovada no mestrado. Jamais esquecerei o fizeste por mim.

Em especial aos meus pais Ivan e Fátima, pelo exemplo de força, superação, por terem me ensinado a sempre acreditar e lutar pelos meus objetivos, por todo amor, carinho, apoio e dedicação durante todos os momentos da minha vida, por estarem sempre torcendo e vibrando junto comigo a cada conquista. Ao meu noivo, Thiago, pelo amor, paciência, amizade, companheirismo, compreensão e pelas palavras de incentivo. Aos meus irmãos e demais familiares pelo apoio, carinho e incentivo. A vocês meus eternos agradecimentos.

À família do “LAB” Laboratório de Processamento Microbiano em Alimentos – UFPB, e aos demais que fazem parte desse grupo científico, pela ajuda, amizade e bons momentos de convívio. E a todos que, direta ou indiretamente, cooperaram para realização deste trabalho e torceram pela realização dessa conquista.

MUITO OBRIGADA!!!

“Todos aqueles que passam por nós nunca vão sós,
deixam um pouco de si e levem um pouco de nós.”

Antoine de Saint-Exupéry

RESUMO

O uso de flores como ingredientes da alta gastronomia tem aumentado devido as características exóticas que estas conferem a alimentos e bebidas. Dentre as flores comestíveis, mini rosa e mini margarida se destacam pela aparência delicada, begônia e tagete pelo sabor cítrico, clitoria pela cor vibrante, cravina pelo sabor picante e torênia pela textura aveludada. Além disso, flores comestíveis possuem antioxidantes, que podem beneficiar a saúde dos consumidores. O objetivo deste estudo foi avaliar atividade antioxidante e bioacessibilidade de compostos fenólicos de oito espécies de flores comestíveis denominadas mini rosa, torênia, mini margarida, clitória, cosmos, cravina, begônia e tagete. A bioacessibilidade dos fenólicos presentes nas flores foi determinada por um sistema de digestão *in vitro* acoplado a barreira intestinal simulada. A atividade antioxidante das flores antes da digestão *in vitro*, e das suas frações dialisada e não dialisada, foi avaliada pelos métodos capacidade de remover os radicais hidrato de 2,2-difenil-2-picrilhidrazida (DPPH•), poder antioxidante redutor férrico (FRAP) e capacidade de absorção de espécies reativas de oxigênio (ORAC). Todas as flores avaliadas apresentaram em sua composição ácidos fenólicos, estilbenos, flavanols, antocianinas, flavonols e flavanonas, porém diferentes compostos em quantidades distintas foram encontradas em cada flor. Cosmos apresentou maiores ($p < 0,05$) conteúdos de fenólicos, flavanonas e estilbenos, sendo hesperidina e tras-resveratrol os principais compostos detectados nesta flor. Em contrapartida, tagete apresentou menores ($p < 0,05$) conteúdos de fenólicos, flavonols e antocianinas. A bioacessibilidade variou entre os fenólicos e entre as flores estudadas ($p < 0,05$). A maior ($p < 0,05$) bioacessibilidade total foi verificada na cosmos que apresentou maiores quantidades de flavanols e flavonols na fração dialisada, em particular dos compostos catequina e quercetina 3-glucosídeo. A menor ($p < 0,05$) bioacessibilidade total foi verificada na mini rosa e a torenia apresentou menor bioacessibilidade do grupo flavonol. Diversos compostos foram detectados na fração não dialisada das flores avaliadas, sendo detectados maior e menor conteúdo na cravina e tagete, respectivamente ($p < 0,05$). Cosmos apresentou maior ($p < 0,05$) atividade antioxidante no ensaio ORAC antes da digestão *in vitro* e nas frações dialisada e não dialisada derivadas; a atividade observada foi correlacionada ($r = 0,9$) aos seus compostos majoritários hesperidina e rutina, bem como ao ácido cafárico e procianidina B2. Mini rosa apresentou maior ($p < 0,05$) atividade antioxidante nos ensaios FRAP e DPPH antes da digestão *in vitro*; sua fração dialisada e não dialisada apresentou maior ($p < 0,05$) atividade no ensaio FRAP, que foi correlacionada com os compostos pelargonidina 3,5-diglucosídeo, catequina, galato de epicatequina, galato de epicagocatequina, procianidina A2, quercitina 3-glucosídeo e *trans*-reveratrol ($r = 0,9$). No ensaio DPPH, mini rosa mostrou maior ($p < 0,05$) atividade na fração não dialisada, enquanto cravina apresentou maior ($p < 0,05$) atividade na fração dialisada, que foi correlacionada principalmente com ácido síngico ($r = 1,0$), pelargonidina 3,5- diglucósido e epicatequina ($r = 0,9$). Os resultados mostram variabilidade na composição fenólica e sua bioacessibilidade entre as flores comestíveis estudadas. As flores cosmos e mini rosa são sugeridas como fontes de fenólicos bioacessíveis com elevada atividade antioxidante.

Palavras-chaves: antocianinas, capacidade antioxidante, *Cosmos sulphureus* Cav., digestão *in vitro*, flavonoides, *Rosa chinensis* Jacq.

ABSTRACT

The use of flowers as ingredients in gourmet cuisine is increasing due to the exotic characteristics that confer to foods and drinks. Among the edible flowers, mini rose and mini daisy stand out for their delicate appearance, begonia and tagete for their citrus flavor, clitoria for their vibrant color, cravine for their spicy flavor and torenia for their velvety texture. Edible flowers have antioxidants, which can benefit consumers' health. The objective of this study was to evaluate antioxidant activity and bioaccessibility of phenolic compounds from eight species of edible flowers, namely in mini rose, torenia, mini daisy, clitoria, cosmos, cravine, begonia e tagete. The bioaccessibility of phenolics present in flowers was determined using an in vitro digestion system coupled to a simulated intestinal barrier. The antioxidant activity of flowers before in vitro digestion, and their dialyzed and non-dialyzed fractions, was evaluated by the ability to remove the radicals 2,2-diphenyl-2-picrilhidrazide hydrate (DPPH•), ferric reducing antioxidant power (FRAP) and Oxygen radical absorption capacity (ORAC). All evaluated flowers presented in their composition phenolic acids, stilbenes, flavanols, anthocyanins, flavonols and flavanones, but different compounds and quantities were found in each flower. Cosmos presented highest ($p < 0.05$) contents of phenolics, flavanones and stilbenes, being hesperidin and *trans*-resveratrol, the main compounds detected in this flower. In contrast, tagete presented lowest ($p < 0.05$) contents of phenolics, flavonols and anthocyanins. Bioaccessibility varied among phenolic and between flowers studied ($p < 0.05$). The highest ($p < 0.05$) bioaccessibility was found in the cosmos that presented the larger amounts of flavanols and flavonols in the dialyzed fraction, primarily catechin and quercetin 3-glucoside compounds. The lowest ($p < 0.05$) total bioaccessibility was found in mini rose, while torenia displayed the lowest ($p < 0.05$) bioaccessibility of the flavonols. Several compounds were detected in the non-dialyzed fraction of the evaluated flowers, with the highest ($p < 0.05$) and lowest ($p < 0.05$) contents in the cravine and tagete, respectively. Cosmos showed the highest ($p < 0.05$) antioxidant activity in the ORAC assay before in vitro digestion and in dialyzed and non-dialyzed fractions; the observed activity was correlated ($r = 0.9$) to its major compounds hesperidin and rutin, as well as to caffeic acid and procyanidin B2. Mini rose presented highest ($p < 0.05$) antioxidant activity in FRAP and DPPH assays before in vitro digestion; its dialyzed and non-dialyzed fraction showed the highest ($p < 0.05$) activity in FRAP, which was correlated with the compounds pelargonidine 3,5-diglucoside, catechin, epicatechin gallate, epicagocatechin gallate, procyanidin A2, quercetin 3-glucoside and *trans*-reveratrol ($r = 0.9$). In the DPPH assay, mini rose showed the highest ($p < 0.05$) activity in the non-dialyzed fraction, while cravine showed the highest ($p < 0.05$) activity in the dialyzed fraction, which was mainly correlated with sirinic acid ($r = 1.0$), 3,5-diglucoside pelargonidine. and epicatechin ($r = 0.9$). The results show variability in phenolic composition and its bioaccessibility among the edible flowers studied. The cosmos and mini rose flowers are suggested because they have bioaccessible phenolics with high antioxidant activity.

Keywords: anthocyanins, antioxidant capacity, *Cosmos sulphureus* Cav., flavonoids, in vitro digestion, *Rosa chinensis* Jacq.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

REVISÃO DA LITERATURA

Figura 1. Exemplos do uso de flores comestíveis reportados para a culinária gourmet.....	16
Figura 2. Exemplos de uso de flores comestíveis registrados pelo autor	16
Figura 3. Imagem das flores comestíveis mais populares e amplamente consumidas. .	20
Figura 4. Classificação dos compostos fenólicos	24
Figura 5. Classificação dos compostos fenólicos de acordo com a estrutura química geral.	24
Figura 6. Classificação dos flavonoides de acordo com a estrutura química geral.	25

ARTIGO

Fig. 1. Image of the eight flowers included in the study.....	49
Fig. 2. (A) Principal Component Analysis (PCA) graph of phenolics from dialyzed fractions of edible flowers of distinct colors with antioxidant assays; (B) distribution of the dialyzed fractions of eight edible flowers of distinct colors used in foods and drinks.	58
Fig. 3. (A) Principal Component Analysis (PCA) graph of phenolics from dialyzed fractions of edible flowers of distinct colors with antioxidant assays; (B) distribution of the dialyzed fractions of eight edible flowers of distinct colors used in foods and drinks.	59
Fig 4. (A) Principal Component Analysis (PCA) graph of phenolics from dialyzed fractions of edible flowers of distinct colors with antioxidant assays; (B) distribution of the dialyzed fractions of eight edible flowers of distinct colors used in foods and drinks.	60

LISTA DE TABELAS

REVISÃO DA LITERATURA

Tabela 1 – Lista das principais flores comestíveis.....	18
--	----

ARTIGO

Table 1. Phenolic composition in eight species of edible flowers of distinct colors used in foods and drinks.	52
Table 2. Phenolic compounds detected following the exposure to in vitro digestion coupled to a simulated intestinal barrier and their corresponding bioaccessibility in eight species of edible flowers of distinct color used in foods and drinks.....	53
Table 3. Antioxidant activity in eight species of edible flowers of distinct colors used in floods and drinks and their corresponding digestive fractions evaluated by DPPH, FRAP and ORAC methods.	57
Supplementary Table 1 - Pearson's correlation of phenolics detected in eight edible flowers of distinct colors used in food and drinks and antioxidant activity measured by distinct methods.	61
Supplementary Table 2 - Pearson's correlation of phenolics detected from dialyzed fractions derived from eight edible flowers of distinct colors used in food and drinks and antioxidant activity measured by distinct methods.	61
Supplementary Table 3 - Pearson's correlation of phenolics detected from non-dialyzed fractions derived from eight edible flowers of distinct colors used in food and drinks and antioxidant activity measured by distinct methods.	61

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	13
2 REVISÃO DE LITERATURA	15
2.1 FLORES COMESTÍVEIS: CARACTERÍSTICAS GERAIS	15
2.2 PRINCIPAIS FLORES UTILIZADAS PARA FINS CULINÁRIOS	17
2.3 COMPOSTOS FENOLICOS E ATIVIDADE ANTIOXIDANTE	23
2.4 BIOACESSIBILIDADE DE COMPOSTOS FENÓLICOS	28
3 MATERIAL E MÉTODOS	30
3.1 PADRÕES E REAGENTES	30
3.2 ESPÉCIES DE FLORES	30
3.3 BIOACESSIBILIDADE DE FLORES COMESTÍVEIS.....	31
3.4 EXTRAÇÃO DE COMPOSTOS FENÓLICOS DE FLORES COMESTÍVEIS E SUAS FRAÇÕES DIGESTIVAS.....	32
3.5 ATIVIDADE ANTIOXIDANTE EM FLORES COMESTÍVEIS E SUAS FRAÇÕES DIGESTIVAS SIMULADAS	32
3.6 DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO FENÓLICA EM FLORES COMESTÍVEIS E SUAS FRAÇÕES DIGESTIVAS	33
3.7 ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	35
REFERÊNCIAS.....	36
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	46
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	63

1 INTRODUÇÃO

Desde a antiguidade, flores comestíveis têm sido utilizadas para fins culinários (CHITRAKAR, ZHANG e BHANDARI, 2019), na última década seu uso tem aumentado devido a popularização da culinária *gourmet* (PIRES et al., 2018). Diferentes espécies de flores podem ser empregadas como ingredientes na composição de pratos sofisticados, em produtos de confeitaria e sobremesas, fornecendo além do valor nutritivo, uma combinação única de aroma, sabor e beleza (TAKAHASHI et al., 2019). Entretanto, a forma mais frequente de consumo de flores é *in natura* (ZHAO et al., 2019).

Dentre as diversas espécies de flores utilizadas em alimentos e bebidas, algumas são mais populares devido a cor e/ou características de sabor como a mini rosa, torênia, mini margarida, begônia, clitória, cosmos, cravina e tagete. A mini rosa (*Rosa chinensis* Jacq.) de coloração vermelho escuro tem sabor doce, é rica em antocianinas (ZHENG, MEENU e XU, 2019), podendo ser consumida em saladas, cristalizadas, compotas ou como enfeite de bolo (FERNANDES et al., 2016). A torênia (*Torenia fournieri* F. Lind.) tem coloração roxa, sabor ligeiramente doce, rica em compostos antioxidantes e muito utilizada na finalização de pratos devido ao seu aspecto aveludado (CHENSOM, OKUMURA e MISHIMA, 2019; LAOJUNTA, NARUMI-WASAKI e FUKAI, 2016). A mini margarida (*Bellis annua* L.) possui pétalas branca e centro amarelo, é uma flor delicada, possui sabor ligeiramente amargo, podendo ser utilizada em saladas, guisados e na finalização de pratos (BENVENUTI, BORTOLOTTI E MAGGINI, 2016; GONÇALVES, SILVA e CARLOS, 2019). A begônia (*Begônia x tuberhybrida* Voss.) possui coloração vermelho vivo, tem sabor levemente cítrico utilizada em preparações como geleias ou para ornamentar pratos (VELASCO, 2018).

A cosmos (*Cosmos sulphureus* Cav.) é amarelo, tem sabor ligeiramente amargo, é rica em flavonoides (CHENSOM, OKUMURA e MISHIMA, 2019; JABERI et al., 2018), pode ser utilizada na alimentação e medicina (MEDEIROS et al., 2017). A clitória (*Clitoria ternatea* L.) contém compostos fenólicos que conferem a esta flor propriedades antioxidantes, (MUHAMMAD EZZUDIN e RABETA, 2018), devido a sua tonalidade azul vibrante é muito utilizada na composição de drinks e para colorir ovos, risotos, entre outros (MELO et al., 2018). A cravina (*Dianthus chinensis* L.) tem coloração vinho, sabor picante, possui boa quantidade de antocianinas, flavonol e tem aplicações alimentícias em saladas e decoração de pratos (LI et al., 2014; ROBERTS, 2014). A tagete (*Tagetes patula* L.) é alaranjada, tem sabor cítrico, são

ricas em flavonoides e óleo essencial com aplicações alimentícias e medicinais (CHRYSGYRIS et al., 2019; CHKHIKVISHVILI et al., 2016).

As flores comestíveis são fontes de compostos bioativos que ao serem consumidos conferem benefícios à saúde do consumidor (TAKAHASHI et al., 2019). Particularmente os compostos fenólicos que também estão presentes em flores comestíveis têm ação antioxidante cedendo hidrogênio para desativar os radicais livres (ARNOSO, COSTA e SCHMIDT, 2019; ZHENG, YU, MANINDER e XU, 2018), que são responsáveis pelo aparecimento de doenças como diabetes, câncer, doenças cardiovasculares, entre outras (GONÇALVES et al., 2019; ZHENG, MEENU e XU, 2019). No entanto a atividade antioxidante depende de sua estrutura química e da concentração destes compostos fenólicos que é absorvida na circulação (BOMFIM, LIMA, VIANELO e SÃO JOSÉ, 2017). É importante conhecer a quantidade destes compostos na matriz alimentar, bem como a fração que será liberada no trato gastrointestinal, tornando-se disponível para absorção intestinal (ARNOSO, COSTA e SCHMIDT, 2019). Neste contexto, a fim quantificar os fenólicos durante as fases da digestão tem-se utilizado ensaios de digestão *in vitro* utilizando membranas que simulem a barreira intestinal, estes sistemas geram dados que apresentam melhor correlação com a digestão *in vivo* (DANTAS et al., 2019; DUTRA et al., 2017; GONÇALVES et al., 2019).

Considerando o crescente uso e a escassez de pesquisas com enfoque na composição fenólica e bioacessibilidade de flores, fica evidente a necessidade de novos estudos que contribuam para elucidar esse tema. Este estudo teve como objetivo investigar a composição fenólica, atividade antioxidante e a bioacessibilidade dos fenólicos de flores utilizando uma barreira intestinal simulada dos fenólicos de flores de diferentes cores supracitadas considerando sua popularidade no uso culinário. A atividade antioxidante das flores e das suas frações (dialisada e não dialisada) derivadas foram avaliadas utilizando os métodos capacidade de eliminar radicais livres de 2,2-difenil-1-picril-hidrazil (DPPH), capacidade redutora de Fe^{+3} (FRAP) e capacidade de absorção de espécies reativas de oxigênio (ORAC).

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 FLORES COMESTÍVEIS: CARACTERÍSTICAS GERAIS

As flores comestíveis têm sido utilizadas para fins culinários e medicinais desde os tempos antigos (ZHAO et al., 2019). Na França e Itália medieval as flores de calêndula e rosa já eram usadas como ingredientes em saladas, purês e omeletes (CHITRAKAR, ZHANG e BHANDARI, 2019). Nas últimas décadas houve um aumento das pesquisas com enfoque no potencial de flores comestíveis como fontes de compostos bioativos e a popularidade das flores comestíveis, bem como seu cultivo e consumo tem aumentado em todo o mundo (MLCEK e ROP, 2011; PIRES et al., 2018). Embora haja produção e comercialização por várias regiões, no Brasil as flores ainda são empregadas na culinária como alimentos exóticos, de custo elevado (FRANZEN et al., 2016).

Diferentes espécies de flores têm sido empregadas em salada, como enfeites ou como recheios ou ingredientes em produtos de confeitaria e sobremesas incluindo bolos e compotas (Figura 1 e 2), (CHITRAKAR, ZHANG e BHANDARI, 2019). Entretanto, a forma mais frequente de consumo de flores é na forma *in natura* (ROP et al., 2012). De acordo com Navarro et al. (2015) as flores de algumas plantas apresentam propriedades nutricionais e compostos que as tornam verdadeiras iguarias para uso na culinária. Além disso as flores comestíveis adicionam um aroma exótico, sabor delicado, frescor aos alimentos e podem contribuir para a saúde humana devido ao seu potencial antioxidante (CHITRAKAR, ZHANG e BHANDARI, 2019).



Figura 1. Exemplos do uso de flores comestíveis reportados para a culinária gourmet. **Fonte:** <http://www.paopinheirense.com.br/blog/alimentacao/salada-com-flores-comestiveis>. Instagram: Helena_chef. Instagram: #florescomestives

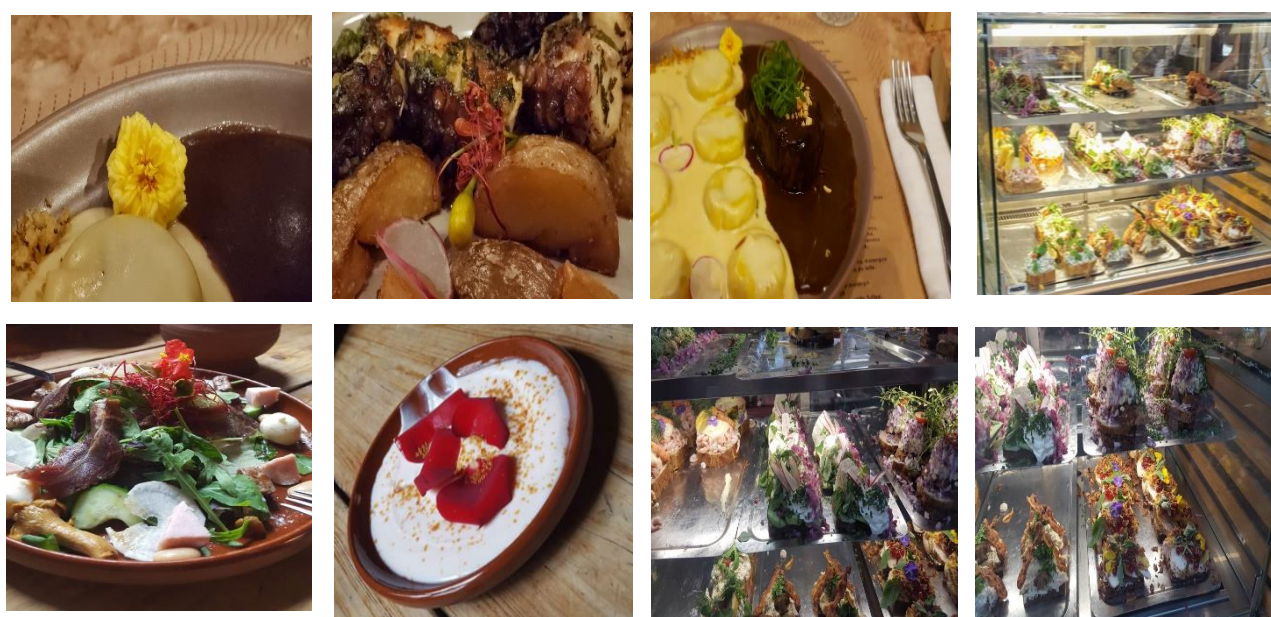


Figura 2. Exemplos de uso de flores comestíveis registrados pelo autor. Fonte: O autor

Cada flor apresenta uma composição nutricional distinta, entretanto a água é o componente predominante. As flores comestíveis contêm minerais como cálcio, cobre, ferro, potássio, magnésio, além de antocianinas, flavonoides, carotenoides e vitaminas (FERNANDES et al., 2017). Os compostos bioativos conferem às flores uma variedade de propriedades funcionais, incluindo atividades antialérgicas, antimicrobianas, anti-inflamatórias, antioxidantes e anticancerígenas (CHENSOM, OKUMURA e MISHIMA, 2019;

PIRES et al., 2018). No entanto, os efeitos desses compostos na saúde do consumidor estão diretamente relacionados com a biodisponibilidade e quantidades ingeridas (CROZIER, DEO RIO e CLIFFOD, 2010).

A caracterização dos compostos fenólicos das flores é importante a fim de conhecer sua potencial contribuição funcional (CHEN et al. 2015; CHEN, CHEN, XIAO e FU, 2018). O potencial de flores como alimentos que podem beneficiar a saúde humana tem sido reportado por vários autores e os efeitos biológicos observados são relacionados com a composição química de cada espécie (MACHADO, AZEVEDO e JACQUES, 2019). Extratos de flores de calêndula (*Calendula officinallis*) demonstraram atividade antiviral, imunoestimulante, anti-inflamatória, gastroprotetor, cardioprotetor, entre outros (MIGUEL et al., 2016), enquanto extratos de hibisco (*Hibiscus rosa-sinensis*) são utilizadas como diurético, para tratamento de desordem gastrointestinal, infecções hepáticas, febre e hipertensão (FRANZEN et al. 2016). Outros estudos relataram que flores de crisântemo (*Chrysanthemum* spp.) são utilizadas para o tratamento de sintomas de resfriado, alívio da febre, desintoxicação, exibem efeitos protetores contra isquemia cerebral, efeitos anticancerígena (PENG, LIN, ZHAO e SUN, 2019).

2.2 PRINCIPAIS FLORES UTILIZADAS PARA FINS CULINÁRIOS

De acordo com Lu, Li e Yin (2016), flores comestíveis podem ser obtidas de 97 famílias, 100 gêneros e 180 espécies no mundo inteiro. Na Tabela 1 é possível observar o nome científico, nome comum, uso culinário mais frequente e características de *flavor* das principais flores comestíveis.

Tabela 1 – Lista das principais flores comestíveis

Nome científico	Nome comum	Uso culinário	Características de Flavor/ Aroma	Estudos
<i>Antirrhinum majus</i> L.	boca-de-dragão	saladas, decorar pratos.	ligeiramente amargo	Fernandes et al., 2016
<i>Begônia x tuberhybrida</i> Voss.	begônia	saladas e guarnições.	ligeiramente cítrico, azedo	Fernandes et al., 2016
<i>Bellis annua</i> L.	mini-margarida	saladas.	levemente amarga	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011
<i>Borago officinalis</i> L.	borago	saladas e sopas.	sabor semelhante ao pepino	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011
<i>Calendula officinalis</i> L.	calêndula	saladas, sopas, manteiga, chá ou para dar cor a molhos.	ligeiramente amargo, picante, apimentado	Fernandes et al., 2016
<i>Centaurea cyanus</i> L.	centáurea	condimentar pão, saladas, queijos frescos, gelados.	ligeiramente doce, picante assemelha-se ao cravo-da-índia	Fernandes et al., 2016
<i>Cosmos sulphureus</i> Cav.	cosmos, cosmo-amarelo,	saladas, decorar pratos e bolos	ligeiramente amargo, picante	Silva, 2017
<i>Chrysanthemum</i> spp.	crisântemos	saladas, chá.	sabor ligeiramente a muito amargo	Fernandes et al., 2016
<i>Clitoria ternatea</i> L.	clitoria-azul, cunhã	saladas, refrescos, chás, sopas, sorvetes, arroz, tapiocas.	sabor neutro	Muhammad Ezzudin e Rabeta, 2018
<i>Dianthus chinensis</i> L.	cravina	decorar ou adicionar a bolos, sopas, saladas, geleias, compotas, vinagres e vinhos.	sabor picante floral	Fernandes et al., 2016
<i>Fuchsia hybrida</i> Plum.	brinco-de-princesa	massas, saladas, frutas e geleias.	sabor levemente ácido	Fernandes et al., 2016
<i>Hibiscus rosa-sinensis</i> L.	hibisco	saladas, chás.	leve sabor cítrico	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011

<i>Helianthus annuus</i> L.	girassol	saladas (pétalas) e aperitivo (sementes).	ligeiro sabor de frutos secos	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011
-----------------------------	----------	---	-------------------------------	---

Continuação da Tabela 1

Nome científico	Nome comum	Uso culinário	Características de Flavor/ Aroma	Estudos
<i>Hemerocallis</i> spp. L.	lírios-de-um-dia	saladas e guarnições.	ligeiramente doce,	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011
<i>Monarda didyma</i> L.	balsamo de abelha	saladas, guarnições e chá.	citrus, hortelã	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011
<i>Pelargonium hortorum</i> L.	gerânio	saladas, tortas, bolos e doces em geral, além de aromatizar vinagre e bebidas.	doce, aromático	Arrigoni-Blank, Almeida, oliveira e Blank, 2011
<i>Rosa chinensis</i> Jacq.	mini rosa	saladas, compotas, chá, cristalizadas e geleias.	doce, aromático	Fernandes et al., 2016; Mlcek e Rop, 2011
<i>Syringa vulgaris</i> L.	lilás ou violeta	saladas e cristalizadas.	limão, floral, picante, ligeiramente amargo	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011
<i>Tagetes patula</i> L.	tagete, cravo-de-defunto, calêndula francesa	infusão, Pratos de mariscos, saladas, decorar pratos e bolos.	sabor cítrico	Fernandes et al., 2016
<i>Tropaeolum majus</i> L.	capuchinha	pétalas em saladas, flores como enfeite e botões em conservas.	picante	Fernandes et al., 2016
<i>Torenia fournieri</i> (F.) Lind.	torênia, ou amor-perfeito-de-verão.	saladas, decorar pratos	ligeiramente doce	Mlcek e Rop, 2011
<i>Tulipa</i> spp. L.	tulipa	saladas.	sabor doce a alface, ervilhas frescas ou a pepino.	Jauron, Beiwel e Naeve, 2013; Mlcek e Rop, 2011
<i>Viola x wittrockiana</i> Wittr.	amor-perfeito	salada, guarnição, compotas e chá.	sabor perfumado e doce	Fernandes et al., 2016

Fonte: O autor

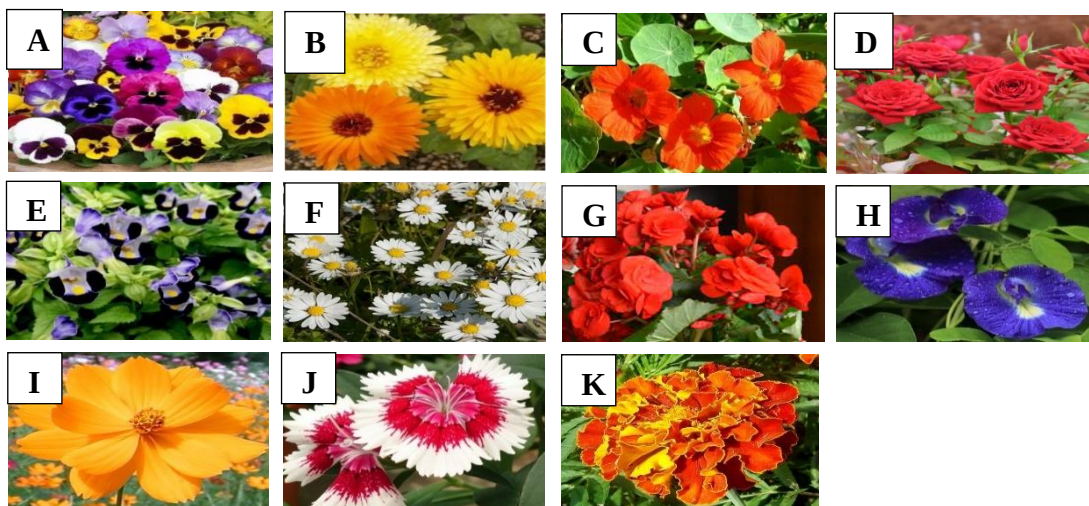


Figura 1. Imagem das flores comestíveis mais populares e amplamente consumidas. Flores de amor-perfeito (A), calêndula (B), capuchinha (C), mini rosa (D), torênia (E), mini margarida (F), begônia (G), clitória (H), cosmos (I), cravina (J) e tagete (K) **Fonte:** Instagram #florescomestives

Dentre as flores comestíveis, amor perfeito (*Viola x wittrockiana* Wittr.), calêndula (*Calendula officinalis* L.), capuchinha (*Tropaeolum majus* L.), mini rosa (*Rosa chinensis* Jacq.), torênia (*Torenia fournieri* F. Lind.), mini margarida (*Bellis annua* L.), clitória (*Clitoria ternatea* L.), cosmos (*Cosmos sulphureus* Cav.), cravina (*Dianthus chinensis* L.), begônia (*Begonia x tuberhybrida* Voss.) e tagete (*Tagetes patula* L.) são amplamente consumidas (Figura 2).

O amor-perfeito (*V. wittrockiana* Wittr.) é uma flor da família *Violaceae*, é originária da Europa Ocidental, é hermafrodita, pequena e delicada, podendo ser encontrada nas cores roxa, branca, azul, amarela, ou em cores combinadas (BENVENUTI, BORTOLOTTI E MAGGINI, 2016). As pétalas do amor-perfeito quase não têm sabor, porém a flor inteira possui aroma e sabor suaves. O amor-perfeito é utilizado na extração de corantes alimentares e sua textura aveludada permite a utilização em doces, saladas, sopas, bebidas (KOIKE et al., 2015). As propriedades antioxidantes do amor-perfeito são atribuídas a presença de compostos fenólicos em sua composição, incluindo particularmente a quercetina, kampferol, cianidina e ácido ascórbico (GONZÁLEZ-BARRIO et al., 2018).

A calêndula (*C. officinalis* L.) é uma flor da família *Asteraceae*, nativa da Europa, é aclimatada no sul do Brasil (BENVENUTI, BORTOLOTTI E MAGGINI, 2016). Na França medieval esta flor era utilizada para preparar omeletes, saladas ou como acompanhamento de queijo (LARA-CORTÉS et al., 2014). As flores de calêndula possuem coloração amarela alaranjada e são conhecidas popularmente como margarida dourada, malmequer, bem-me-quer e calêndula (SANTOS et al., 2015). São flores ricas em compostos como carotenoides, óleos

essenciais e flavonoides como quercetina e rutina (MIGUEL et al., 2016). A utilização da espécie na culinária requer a retirada do pólen já que este pode causar reações alérgicas (MOREIRA, 2015). As pétalas da calêndula possuem sabor ligeiramente amargo semelhante ao açafrão e podem ser utilizadas em arroz, saladas, sopas, guisados, manteigas, aves ou chá (FERNANDES et al., 2016).

A espécie de nome popular capuchinha (*T. majus* L.) pertence à família *Tropaeolaceae*, é originária da América do Sul, mas pode ser encontrada em diversas partes do mundo devido a sua fácil adaptação climática (FRANZEN et al., 2016). As flores de capuchinha podem ser encontradas nas cores amarela, laranja ou vermelha (KOIKE et al., 2015). A utilização da espécie na culinária varia conforme o país, por exemplo, na Índia todas as partes da planta são usadas na alimentação, enquanto na França apenas as flores, folhas e frutos são utilizados (FRANZEN et al., 2016). A capuchinha possui sabor picante semelhante ao agrião, sendo consumida na forma *in natura* ou utilizada em conservas, saladas frias, sucos, omeletes, refogados, purês, ou para finalização de pratos (FERNANDES et al., 2016; LIMA et al., 2016). Na composição química das flores de capuchinha estão presentes luteína, óleos essenciais, vitamina C, ácido clorogênico, pelargonidinas e sais minerais como cobre, ferro, potássio, magnésio, zinco e estrôncio (FERNANDES et al., 2017; NAVARRO et al., 2015),

O gênero *Rosa* pertence à família *Rosaceae* é considerado um dos gêneros mais cultivados no mundo e inclui mais de 100 espécies, dentre elas a mini rosa (*R. chinensis* Jacq.). Originária da China, a mini rosa floresce continuamente produzindo flores que vão do branco ao vermelho, passando pelo amarelo, rosa, laranja e púrpura (DINIZ, ALMEIDA, OLIVEIRA e VIDAL, 2014). As flores de mini rosa podem ser consumidas em mousses, cremes, saladas, chás, compotas, em combinações com sucos de frutas, como enfeites de bolo (FERNANDES et al., 2016) e em infusão para concentrar o sabor (PIRES et al., 2018). Mini rosa têm sido utilizada para tratamento de gripes, constipações e problemas digestivos (CHEN e WEI, 2017), por possuírem vitaminas, minerais e ácidos orgânicos (PIRES, DIAS, BARROS e FERREIRA, 2017). Ainda existem relatos de propriedades analgésicas, anti-inflamatórias, antipiréticas, calmantes, cicatrizantes e diuréticas associadas a mini rosa (FERNANDES et al., 2017).

A torênia (*T. fournieri* F. Lind.) é uma flor originária da Ásia, pertence à família *Scrophulariaceae* e é conhecida também como boca-de-leão e amor-perfeito-de-verão, (LAOJUNTA, NARUMI-WASAKI e FUKAI, 2016). Suas flores têm aspecto aveludado e forma semelhante à de um trompete, são geralmente encontradas nas cores azul na corola e um branco amarelado na “garganta”, porém podem ser encontradas em diversas cores como rosa, amarelo, roxo, violeta e vermelho (SPENCER, 2006). A torênia possui considerável quantidade

de compostos antioxidantes e tem sido amplamente utilizada na finalização de pratos e em saladas (MLCEK e ROP, 2011).

A espécie de nome popular mini margarida (*B. annua* L.) pertence à família Asteraceae, originária da Europa, suas flores são pequenas que podem ser simples ou dobrados (BENVENUTI, BORTOLOTTI E MAGGINI, 2016). As pétalas são brancas e o centro amarelo; possuem sabor ligeiramente amargo. A mini margarida é utilizada em saladas, guisados, frutos do mar e na finalização de pratos (MLCEK e ROP, 2011).

A flor da espécie *C. sulphureus* Cav. pertence ao gênero *Bidens* e à família Asteraceae, é conhecida como cosmos-amarelo ou picão-grande (MEDEIROS et al., 2017). Cosmos possui uma grande diversidade de fenólicos como flavonóis, fenilpropanoides, poliacetilenos e tiofeno (SILVA, 2017), que apresentam propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias, antigenotóxicas dentre outras (JABERI et al., 2018), sendo utilizada na alimentação e como fitoterápico (MODISE e ASHAFA, 2016).

A clitoria (*C. ternatea* L.) também conhecida como cunhã ou feijão borboleta pertence à família Fabaceae (ZAKARIA et al., 2018). As flores são azul-escuras ou branca, pode ser usada como corante natural na preparação de alimentos à base de água (arroz, macarrão, ovos, etc.), na confecção de drinks (que mudam da cor azul para lilás ao se acrescentar limão) ou consumidas com frango grelhado e peixe empanado (MUHAMMAD EZZUDIN e RABETA, 2018). As flores da clitória são ricas em compostos fenólicos como flavonóides, antocianinas, (LIJON et al. 2017). As propriedades já descritas para a clitória incluem efeito antidepressivo, ansiolítico, anticonvulsivante, anti-inflamatório e antipirético (MELO et al., 2018).

A cravina (*D. chinensis* L.) é nativa da Ásia e pertence à família Caryophyllaceae (HAN et al., 2015). As flores de cravina podem ser encontradas nos tons branco, rosa, roxo, vermelho ou bicolor, a cravina apresenta sabor picante, sendo usada em saladas, sanduíches, geleias, tortas e na aromatização de vinagre e vinho (KOIKE, ANTONIO, FERREIRA e VILLAVICENCIO, 2014). Cravinas possuem boa quantidade de antocianinas, flavonol (kampferol), eugenol e óleo essencial (MARTINETI et al., 2010). As propriedades já descritas para a cravina incluem atividade hipotensiva, anti-helmíntica, antitumoral e antioxidante e estímulo do peristaltismo intestinal (NHO, CHUN e KIM, 2012).

Existem 1.835 espécies de begônias (HUGHES, MOONLIGHT, JARA e PULLAN, 2015), divididas em seis grupos, onde as *B. tuberhybrida* Voss. são híbridas de espécies de begônias tuberosas originárias dos Andes (SANDGRIND, 2017). As flores de begônia são ricas em flavonoides (SEITZ et al., 2015), carotenoides, betalaínas (ZHAO e TAO, 2015) e

antocianinas (PINA, 2014), possuem sabor levemente cítrico e são utilizadas para decorar pratos ou na preparação de doces e geleias (FERNANDES et al., 2016).

A espécie tagete (*T. patula* L.) é nativa da América Central, pertencente à família *Asteraceae*, possui flores variando entre as cores amarelo, laranja, vermelho e marrom (CHITRAKAR et al., 2019) que podem ser usadas em bebidas refrescantes, bem como para colorir, enfeitar e dar sabor aos alimentos (FERNANDES et al., 2016). São ricas em tiofenos (SANTOS et al., 2015), alcaloides, ácidos graxos, flavonoides, terpenos (SANTOS, 2013), carotenoides e ácidos fenólicos (CHITRAKAR, ZHANG e BHANDARI, 2019), conferindo a esta flor propriedades imuno-estimulante, analgésica, laxante, antiespasmódica, (SANTOS et al., 2015) antioxidante, antifúngica, anti-inflamatória e antibacteriana (CHITRAKAR, ZHANG e BHANDARI, 2019).

Devido à grande diversidade de fitoquímicos já relatados nas flores, sua utilização na dieta vem sendo indicada para ampliar a ingestão de compostos bioativos (PIRES, et al., 2018).

2.3 COMPOSTOS FENOLICOS E ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

Os compostos fenólicos são produtos secundários do metabolismo vegetal que possuem um ou mais anéis aromáticos em sua estrutura, o que lhes permite atuar como agentes redutores (ARNOSO, COSTA e SCHMIDT, 2019). Constituem um dos grupos químicos mais numerosos e amplamente distribuídos no reino vegetal, divididos em grupos e subgrupos (Figuras 4), de acordo com o número de anéis aromáticos que contem e os elementos que ligam esses anéis entre si (Figura 5) (OLIVEIRA, 2014). Entre os compostos fenólicos mais conhecidos estão os ácidos fenólicos, cumarinas, flavonoides e taninos, sendo responsáveis pelo aroma, cor e sabor de vegetais (GONÇALVES, SILVA e CARLOS, 2019). Estes compostos possuem diversas funções biológicas como antialergênico, antiinflamatório, antiviral, antiulcerogênico, antiproliferativo, anticarcinogênico, auxiliando em particular contra o estresse oxidativo e doenças como parkinson, alzheimer e doenças cardiovasculares (ANANTHARAJU, GOWDA, VIMALAMBIKE e MADHUNAPANTULA, 2016).

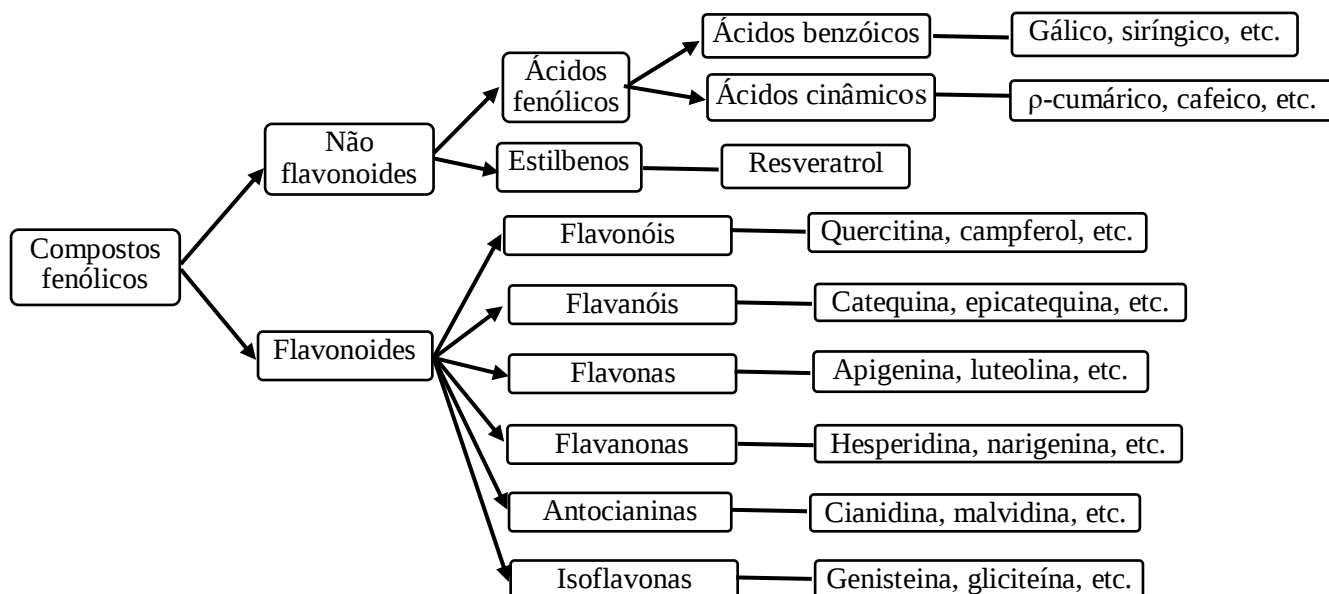


Figura 2. Classificação dos compostos fenólicos. **Fonte:** O autor.

Os ácidos fenólicos são compostos fenólicos não flavonoides derivados de ácidos benzoicos e de ácidos cinâmicos, que podem ser encontrados na forma livre ou conjugada. Os ácidos benzoicos compõem estruturas complexas como taninos hidrolisáveis, mas não estão presentes em grandes quantidades em frutas e vegetais, enquanto os ácidos cinâmicos são mais comuns nos alimentos e consistem majoritariamente em ácidos p-cumárico, cafeico, ferúlico e sinápico (ARNOSO, COSTA e SCHMIDT, 2019).

Os estilbenos são representados pelo resveratrol que pode se apresentar na forma *cis* ou *trans*, devido a presença do esqueleto de estilbeno hidroxilado em sua estrutura química exercem funções benéficas ao organismo como antioxidante, antiviral e anticancerígena (NIVELLE et al., 2017).

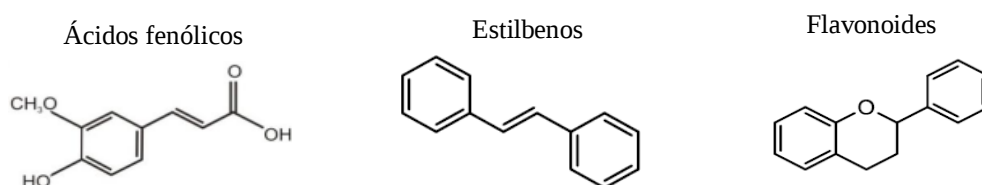


Figura 3. Classificação dos compostos fenólicos de acordo com a estrutura química geral. **Fonte:** AGUIAR, 2017, com adaptações.

Os flavonoides, maior grupo fenólicos vegetais, são compostos de baixo peso molecular, constituído por dois anéis aromáticos ligados por três átomos de carbono, com um ou mais substituintes hidroxilas. Podem atuar como sequestradores ou doadores de H^+ neutralizando ou estabilizando os radicais livres, dessa forma os flavonoides auxiliam reduzindo a incidência de

câncer, diabetes, problemas cardíacos e acidente vascular cerebral (OLIVEIRA, 2014). Os flavonoides são divididos em seis subgrupos (Figura 6) flavonóis, flavanóis, flavonas, flavanonas, antocianidinas e isoflavonas que variam de acordo com o padrão de hidroxilação, glicosilação e demais reações que possam alterar a molécula básica (BOROSKI, VISENTAINER, COTTICA e MORAIS, 2015).

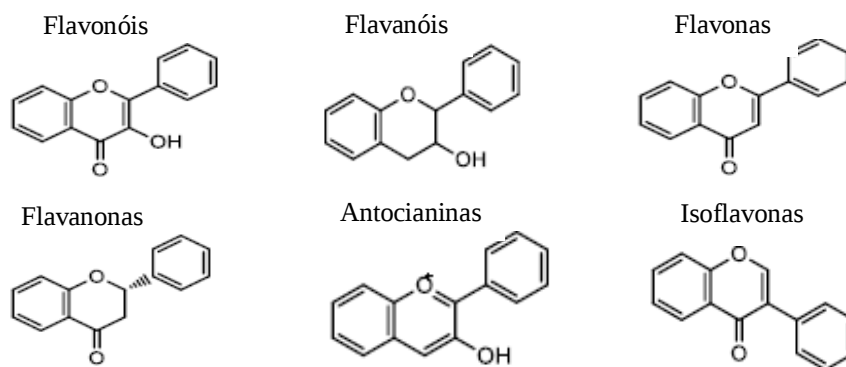


Figura 4. Classificação dos flavonoides de acordo com a estrutura química geral. **Fonte:** AGUIAR, 2017. Com adaptações

As flavanonas atuam como antioxidante e anticâncer, sendo representadas por compostos como naringina e hesperidina, e por suas agliconas, como naringenina e hesperetina (MISTRY, PATEL e KEUM, 2017). Os flavonóis são alguns dos flavonoides mais presentes no reino vegetal, ocorrendo mais comumente na forma glicosilada, sendo a quercetina e kampferol os mais comuns. Estes dois compostos tendem a se concentrar nas áreas das plantas mais expostas a luz, que estimula a biossíntese destes compostos (ARNOSO, COSTA e SCHMIDT, 2019). Já as flavonas são menos abundantes que os flavonóis, são constituídas principalmente por glicosídeos de luteolina e apigenina, atuando como neuroprotetoras e antimicrobianas e anticancerígenas (WAHYUONO et al., 2017). As isoflavonas possuem estruturas similares ao estrogênio e podem se ligar a receptores deste hormônio, seus principais compostos são a genisteína e daidzeína que possuem efeitos quimiopreventivos (NIEDZWIECKI, ROOMI, KALINOVSKY e RATH, 2016). Os flavanóis são constituídos basicamente por monômeros, sendo eles catequinas e epicatequinas e seus derivados, como galocatequina, epigalocatequina, entre outros, podendo formar oligômeros e polímeros, que ao serem despolimerizados geram compostos como as antocianidinas (ZHANG et al., 2017).

As antocianinas são pigmentos solúveis em água, com variação de cor entre o vermelho ao violeta e azul, estruturalmente são constituídas por glicosídeos, sendo a D-glicose, a D-ramnose e a D-galactose, os açúcares mais comuns (AGUIAR, 2017). São derivados hidroxilados ou metoxilados do fenil-2-benzopirílio. Entre os compostos químicos pertencentes

a este grupo estão a pelargonidina, petunidina, delphinidina, cianidina, peonidina e malvidina. A pigmentação das antocianinas varia, dependendo do grau de hidroxilação, padrão de glicosilação, padrão de metilação dos anéis aromáticos e do pH. O vermelho predomina em condições ácidas e o azul em condições básicas (ARNOSO, COSTA e SCHMIDT, 2019). Além de desempenhar papel importante na aparência do produto, este pigmento pode ter efeitos benéficos para a saúde, devido às suas propriedades antioxidantes, antiinflamatórias, anticancerígenas e antidiabéticas (PIRES et al., 2018a).

Os compostos fenólicos têm ação antioxidante pelo mecanismo primário, ou seja, neutralizam a cadeia de radicais cedendo hidrogênio a um radical livre e assumindo a forma de radical estável (AKOH e MIN, 2017). Os radicais livres são responsáveis pelo envelhecimento e aparecimento de diversas doenças como câncer, doenças cardiovasculares, catarata, declínio do sistema imune e disfunções cerebrais (GONÇALVES et al., 2019). No entanto a eficácia da ação antioxidante depende de sua estrutura química e da concentração destes compostos fenólicos no alimento, bem como da sua absorção (BOMFIM, LIMA, VIANELO e SÃO JOSÉ, 2017).

Os métodos de avaliação da atividade antioxidante diferem em relação tipo de radical e mecanismo da reação, dessa forma os resultados obtidos variam de acordo com o método de análise empregado é recomendado o uso de pelo menos dois métodos combinados para fornecer um resultado confiável da capacidade antioxidante total de um alimento (RIBEIRO, 2016).

Nesse contexto, os métodos colorimétricos para determinação da atividade antioxidante *in vitro* tem sido os mais aplicados onde um radical reage com moléculas alvos alterando a cor, fluorescência, perda ou ganho de elétrons (ressonância do spin eletrônico), entre outros indicando a presença de antioxidantes e permitindo sua quantificação (ALVES et al., 2010; BORGES, LÚCIO, GIL e BARBOSA, 2011).

A capacidade de eliminar radicais livres de 2,2-difenil-1-picril-hidrazil (DPPH) é um dos métodos mais utilizados por ser considerado prático, rápido e estável (IRONDI, AWOYALE, OBOH e BOLIGON, 2017). O DPPH é um radical livre estável em virtude da possibilidade de deslocamento de seus elétrons na molécula, que conferem uma intensa coloração púrpura (RUFINO, FERNANDES, ALVES e BRITO 2009). Quando uma determinada substância que age como doador de átomos de hidrogênio é adicionada a uma solução de DPPH, a hidrazina é obtida com mudança na coloração de violeta a amarelo, cuja absorbância pode ser medida no comprimento de onda de 515 nm e quanto maior o consumo de DPPH por uma amostra, maior a sua atividade antioxidante (ALVES et al., 2017).

A capacidade de eliminar ou inibir a formação cátion radical $\text{ABTS}^{\bullet+}$ [2,2'-azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico)] é um método bastante utilizado para medir a atividade antioxidante de compostos de natureza hidrofílica e lipofílica, devido à sua simplicidade que permite a aplicação na rotina de qualquer laboratório (KUSKOSKI et al., 2005). Neste método o radical $\text{ABTS}^{\bullet+}$ de cor verde escuro, ao ser oxidado pela reação de persulfato de potássio gera o radical $\text{ABTS}^{\bullet+}$ de cor verde claro, que é medido a uma absorbância de 734 nm. Na presença de antioxidantes, o radical $\text{ABTS}^{\bullet+}$ aparece com um tempo de atraso e a duração do tempo de atraso (t) é proporcional à capacidade antioxidante do antioxidante (JIA, LIU, KONG e SHEN, 2012).

O método FRAP está baseado na produção do íon Fe^{2+} (forma ferrosa) a partir da redução do íon Fe^{3+} (forma férrica) presente no complexo TPTZ [2,4,6-tris(2-piridil) -s-triazina] (RUFINO et al., 2006). Quando a redução ocorre, há uma alteração na tonalidade para uma cor azul intensa, cuja absorbância pode ser medida no comprimento de onda de 595 nm, assim quanto maior a absorbância ou intensidade da coloração, maior será o potencial antioxidante (GONZÁLEZ-BARRIO et al., 2018).

Enquanto os métodos anteriormente citados utilizam radicais não estão presentes em seres humanos o método ORAC é geralmente aplicado utilizando AAPH [L (+)-ácido ascórbico, galato de epicatequina, dicloridrato de 2,2'-azobis (2-metilpropionamidina)] como gerador de radical peroxil (que é um oxidante comumente encontrado em substratos biológicos) e um indicador fluorescente, tornando-se dessa forma, mais relevante para o sistema biológico humano (ALVES et al., 2010). Neste ensaio o radical peroxil, reage com o indicador fluorescente para formar um produto não fluorescente, cuja absorbância pode ser medida no comprimento de onda de 520 nm (GONÇALVES et al., 2019).

Ensaio de atividade antioxidante associados à bioacessibilidade de compostos fenólicos e atividade antioxidante das frações absovéveis constituem uma abordagem biologicamente mais relevante do que apenas os ensaios químicos, visto que os compostos fenólicos presentes nas amostras nem sempre refletem a quantidade disponível para ser absorvido e metabolizado pelo corpo humano, fazendo-se necessária a compreensão da bioacessibilidade e absorção destes compostos (SUN et al., 2019).

2.4 BIOACESSIBILIDADE DE COMPOSTOS FENÓLICOS

Os compostos fenólicos são fontes de antioxidantes na alimentação do ser humano, no entanto, para alcançar os benefícios desta função é necessário que a digestão, absorção e metabolização destes compostos sejam eficientes (ARNOSO, COSTA e SCHMIDT, 2019). Para que um metabólito desempenhe atividade biológica é importante conhecer a bioacessibilidade do composto bem como, estrutura química, complexidade da matriz alimentar, o tipo e quantidade dos outros compostos ingeridos, concentrações e atividades enzimáticas, o estado fisiológico e o maior ou menor tempo de esvaziamento gástrico ou de trânsito intestinal, podem influenciar na bioacessibilidade (HOLANDA, 2018; SANTIAGO, 2018).

A bioacessibilidade é definida como a quantidade de compostos que é liberada a partir da matriz alimentar, tornando-se disponível para absorção intestinal após a digestão, enquanto que a biodisponibilidade é definida como a fração dos compostos que é absorvida na circulação, tornando-se disponível para utilização em funções fisiológicas ou para armazenamento no corpo humano (RODRIGUEZ-AMAYA, 2015). Segundo Cardoso et al. (2015) a avaliação da bioacessibilidade e biodisponibilidade é importante para ampliar os conhecimentos sobre os benefícios associados ao consumo de alimentos fontes de compostos fenólicos. Entre os métodos de avaliação mais utilizados, as técnicas *in vitro* apresentam ampla produtividade, flexibilidade, praticidade, rapidez e custos moderados (DUTRA et al., 2017).

O modelo de digestão *in vitro*, simulando a digestão humana tem apresentado resultados confiáveis da bioacessibilidade de compostos bioativos e da capacidade antioxidante total em produtos vegetais, apresentando-se como uma alternativa a estudos em humanos ou animais (GONÇALVES et al., 2019). Entretanto, os modelos *in vitro* mais utilizados apresentam algumas limitações por não simularem a mobilidade de compostos através da barreira intestinal. Assim, os modelos que utilizam membranas de diálise para simular a barreira intestinal fornecem informações mais confiáveis sobre a bioacessibilidade de compostos bioativos, os compostos capazes de atravessar a barreira intestinal simulada são melhor correlacionados com os resultados de bioacessibilidade de abordagens *in vivo* (DANTAS et al., 2019).

Embora a biodisponibilidade seja fundamental para que os compostos fenólicos exerçam funções no organismo, este depende da bioacessibilidade do composto e da sua capacidade de atravessar a barreira intestinal (SANTIAGO, 2018; HELAL, TAGLIAZUCCHI, VERZELLNI e CONTE, 2014). De acordo com Arnoso et al. (2019) a biodisponibilidade dos

compostos fenólicos difere, e muitas vezes os alimentos que apresentam maiores quantidades desses compostos, podem não ser os que apresentam o melhor perfil de biodisponibilidade. Sobre o processo de digestão dos compostos fenólicos, sabe-se que o metabolismo começa no lúmen do intestino delgado e após a absorção eles sofrem modificações no fígado e outros órgãos, além disso os fenólicos podem atingir o intestino grosso e serem transformados pela microflora em compostos mais simples que poderão ser absorvidos e distribuídos para os tecidos entretanto, mais estudos precisam ser realizados para estabelecer o destino dos metabólitos provenientes dos compostos fenólicos ingeridos (FANARO, 2013).

Estudos envolvendo a bioacessibilidade são recentes e mostram a importância de se conhecer a fração dos compostos que é liberada da matriz alimentar, devendo ser considerada a bioacessibilidade dos polifenóis nos alimentos, visto que a biodisponibilidade destes pode variar quando em conjunto com a matriz do alimento (HOLANDA, 2018). Sendo assim, diante da importância dos compostos fenólicos é essencial compreender que além da quantidade presente nos alimentos, é necessário verificar a quantidade bioacessível dos mesmos, ou seja, a fração que supostamente pode ser absorvida após o processo da digestão, na tentativa de elucidar os efeitos dos compostos fenólicos absorvidos nas funções do organismo humano. Todavia, dadas as limitações para a realização de ensaios *in vivo* diante da variedade de matrizes alimentares disponíveis, ensaios *in vitro* que apresentem boa correlação com dados *in vivo* são essenciais para tal compreensão.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 PADRÕES E REAGENTES

Metanol e ácido clorídrico (HCl; 37% p/p) foram adquiridos da JT Baker (Phil-lipsburg, EUA). Os produtos químicos 2,2-difenil-2-picril-hidrazil hidratado (DPPH) e o hidroxil-2,5,7,8-tetrametilcromano-2-carboxilato (Trolox) foram obtidos da Sigma-Aldrich Chemical, SA (Hamburgo, Alemanha), e 2,4,6-tris-(2-piridil)-s-triazina (TPTZ) foi obtido da Sigma-Aldrich Chemical, SA (Milão, Itália). Pepsina, α -amilase, pancreatina, glicodoxicolato, taurodesoxicolato e taurocolato foram obtidos da Sigma-Aldrich (St. Louis, Missouri, EUA). Ácido clorídrico (HCl) (37% m/m) e metanol foram adquiridos da Neon (São Paulo, Brasil).

Padrões de compostos fenólicos (ácido gálico, ácido caftárico, ácido p-cumárico, ácido clorogênico, ácido cafeico, ácido siríngico, malvidina-3,5-diglucosídeo, malvidina-3-glucosídeo, delphinidina-3-glucosídeo, pelargonidina-3,5-diglucosídeo, pelargonidina-3-glucoside, cianidina-3,5-diglucoside, cianidina-3-glucósido, petunidina-3-glucósido, peonidina-3-glucósido, catequina, epicatequina, galato de epicatequina, galato de epigallocatequina, procianidina B1, procianidina B2, procianidina A2, naringenina, hesperidina, quercitina-3-glucósido, kaempferol-3-glucósido, miricetina, rutina, *cis*-resveratrol e *trans*-resveratrol) para cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC) foram adquiridos da Sigma-Aldrich (St. Louis, MO, EUA). Todos os reagentes eram de grau analítico, cromatográfico ou espectroscópico. A água foi tratada em um sistema de purificação de água Milli-Q 76 (TGI Pure Water Systems, Greenville, SC, EUA).

3.2 ESPÉCIES DE FLORES

Amostras de flores frescas de mini rosa (*Rosa chinensis* Jacq.), torenia [*Torenia fournieri* (F.) Lind.], mini margarida (*Bellis annua* L.), clitoria (*Clitoria ternatea* L.), cosmos (*Cosmos sulphureus* Cav.), cravina (*Dianthus chinensis* L.), begônia (*Begonia x tuberhybrida* Voss.) e tagete (*Tagetes patula* L.) foram coletadas na fase de floração completa. As flores foram adquiridas de uma empresa comercial localizada na cidade de João Pessoa - PB (Brasil).

que cultiva e vende flores comestíveis da produção orgânica. Entre dezembro de 2018 e maio de 2019 (dependendo da disponibilidade de cada espécie), um lote de 250 g de cada flor foi colhido pela manhã e transportado imediatamente para o laboratório em caixas térmicas (4 °C). A flor inteira foi considerada, porque todas as partes das espécies incluídas no estudo são normalmente consumidas. Os 250 g de cada espécie foram divididos em três amostras independentes e as análises realizadas conforme descrito nas seções a seguir. Os espécimes foram depositados no herbário Lauro Pires Xavier Herbarium, na Universidade Federal da Paraíba. Este estudo tem permissão de acesso à herança genética de plantas e está registrado na Plataforma SisGen (Registro AAF523E), seguindo a Lei Brasileira de Biodiversidade (13.123/2015).

3.3 BIOACESSIBILIDADE DE FLORES COMESTÍVEIS

O sistema de digestão gastrointestinal simulado incluiu três fases sequenciais (oral, gástrica e intestino delgado) acopladas à diálise usando uma membrana (corte de peso molecular de 12.000 Da) seguindo os procedimentos descritos por Oliveira et al. (2020). Para obter as amostras para o ensaio de digestão *in vitro*, 2,0 g da flor fresca foram macerados e homogeneizados usando vórtice até um volume final de 25 mL de água destilada. A fase oral foi simulada pela adição de 5 mL da solução salivar (2,38 g de Na₂HPO₄, 0,19 g de KH₂PO₄, 8 g de NaCl e 200 U / L de α -amilase), e a mistura foi mantida a 37 $\pm$ 2 °C sob rotação 90 rpm por 10 min. Posteriormente, 1 mL da solução de pepsina (0,108 g da pepsina diluída em 10 mL do HCl 0,1 M) foi adicionado para simular as condições gástricas (pH ajustado para 2,0 com HCl 6M). A mistura foi novamente incubada a 37 $\pm$ 2 °C a 90 rpm por 2 h. A fase intestinal foi simulada com 2,5 mL de solução de pancreatina (0,08 g de pancreatina em 10 mL de NaHCO₃ 0,5 M) e 2,5 mL de solução de sais biliares (0,5 g de sais biliares em 10 mL), com o pH ajustado para 7 usando NaOH 6M. As amostras foram incubadas novamente a 37 $\pm$ 2 °C por 2 h na mesma rotação descrita acima. A digestão simulada do intestino delgado foi realizada utilizando uma membrana de diálise de celulose preenchida com uma solução de NaHCO₃ 0,5 M imersa nas amostras digeridas. O sistema foi incubado a 37 $\pm$ 2 °C por 8 h a 90 rpm. A fração capaz de atravessar a membrana de diálise (fração dialisada; dentro da membrana) continha os fenólicos bioacessíveis e, portanto, supostamente disponíveis para absorção. Os fenólicos

considerados não absorvidos estavam na fração não dialisada (fora da membrana). Os resultados, expressos em porcentagem, foram determinados da seguinte forma (Eq. 1):

$$\text{Bioacessibilidade (\%)} = (\text{fração dialisada} / \text{fração não digerida}) \times 100 \quad \text{Eq. 1}$$

3.4 EXTRAÇÃO DE COMPOSTOS FENÓLICOS DE FLORES COMESTÍVEIS E SUAS FRAÇÕES DIGESTIVAS

Para extrair os fenólicos de cada flor, 2,0 g de flores frescas foram maceradas e homogeneizadas (1:10) com solução de ácido metanol (80% metanol, 19% H₂O e 1% de ácido clorídrico, v/v/v) usando vórtice por 2 min, ultrassônico a 40 kHz por 30 min a 25 °C (banho USC1800, UNIQUE, Brasil). A mistura foi centrifugada a 6000 x g durante 15 min e o sobrenadante foi removido. O procedimento foi repetido duas vezes e os sobrenadantes foram misturados em uma única amostra (volume final de 20 mL). Os extratos da fração dialisada e da fração não dialisada foram obtidos por adição direta de solução de ácido metanol seguida dos mesmos procedimentos acima. O solvente do extrato fenólico foi concentrado usando um evaporador rotativo a 35 ± 2 °C (Fisatom 802, São Paulo, Brasil). Uma alíquota de 1 mL do extrato foi filtrada através de um filtro de seringa de 0,45 µm (PTFE) e usada para quantificação de compostos fenólicos usando cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC). O mesmo extrato foi utilizado em ensaios de atividade antioxidante (DANTAS et al., 2019).

3.5 ATIVIDADE ANTIOXIDANTE EM FLORES COMESTÍVEIS E SUAS FRAÇÕES DIGESTIVAS SIMULADAS

A capacidade do fenólico de remover os radicais livres de hidrato de 2,2-difenil-2-picrilhidrazida (DPPH•) foi analisada de acordo com os procedimentos descritos por Rufino, Fernandes, Alves e Brito (2009), com pequenas modificações. Usando extratos de cada flor e suas correspondentes frações dialisadas e não dialisadas, uma alíquota de 0,1 mL de cada amostra foi adicionada aos poços da microplaca de 96 poços e diluída com 2,9 mL da solução DPPH• (preparada diluindo DPPH• 0,06 M em metanol; a absorvância à 515 nm ~ 0,980 ±

0,02). A microplaca foi incubada à temperatura ambiente por 30 min no escuro e a absorvância foi então medida a 515 nm. A curva padrão foi determinada usando Trolox e os resultados expressos em μM Trolox por 100 g de amostra (μM Trolox/100g).

O poder antioxidante redutor férrico (FRAP) foi medido de acordo com o descrito por Rufino et al. (2006), com pequenas modificações. Usando o extrato da flor ou suas correspondentes frações dialisadas e não dialisadas, uma alíquota de 90 μL foi adicionada a 270 μL de água destilada e 2,7 mL de reagente FRAP [preparado com tampão acetato de 0,3 M (pH 3,6) e 10 $\mu\text{mol/L}$ de 2,4,6-tris-(2 piridil)-s-triazina (TPTZ) em solução de 40 $\mu\text{mol/L}$ de HCl com 20 μM de FeCl_3]. A mistura foi agitada e incubada em banho-maria por 30 min a 37 ± 1 °C e a absorção foi medida a 595 nm. A curva padrão foi criada com Trolox e os resultados expressos em μM TEAC/100 g

A capacidade de absorção de radicais de oxigênio (ORAC) foi determinada seguindo os procedimentos descritos por Zulueta, Esteve e Frígola (2009), com modificações. Usando o extrato da flor ou suas correspondentes frações dialisadas e não dialisadas, uma alíquota de 20 mL foi adicionada a uma microplaca preta e carregada com 120 mL de solução de fluoresceína para iniciar a reação (0,4 mg/mL). A reação foi iniciada pela adição de 60 μL de 2,20-azobis 2 metilpropionamidina (AAPH) a cada poço após incubação por 10 min a 37 ± 1 °C. As leituras foram registradas por 80 min, a cada intervalo de 1 min, com emissão a 520 nm, excitação a 485 nm e temperatura controlada a 37 °C. A curva de calibração foi determinada com Trolox padrão (25 e 700 mg/mL) e uma amostra branca (sem extrato). Os resultados foram expressos em μM TEAC/100 g de amostra.

Todas as leituras nos ensaios DPPH, FRAP ou ORAC foram realizadas usando um leitor de microplacas (Fluorstar Omega, BMG LABTEC, Alemanha).

3.6 DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO FENÓLICA EM FLORES COMESTÍVEIS E SUAS FRAÇÕES DIGESTIVAS

Os compostos fenólicos foram identificados e quantificados usando um sistema de cromatografia líquida de alta eficiência (Agilent 1260 Infinity LC, Santa Clara, CA, EUA), acoplado a um detector de arranjo de díodos (DAD) (modelo G1315D). Uma pré-coluna Zorbax C18 (12,6 $\times$ 4,6 mm, 5 μm) (Zorbax, EUA) e uma coluna Zorbax Eclipse Plus RP-C18 (100 $\times$ 4,6 mm, 3,5 μm) foram utilizadas para a separação cromatográfica dos fenólicos. O volume da

amostra injetada foi de 20 µL e a temperatura da coluna foi ajustada para 35 °C. A fase móvel foi a solução de água acidificada com ácido fosfórico 0,1 M (pH = 2,0, fase A) e metanol ácido-fosfórico a 0,5% (fase B) usando uma taxa de fluxo de 0,8 mL/min (PADILHA et al., 2017).

A calibração foi realizada injetando os padrões três vezes em sete concentrações diferentes (0,01, 0,03, 0,05, 0,1, 0,25, 0,5 e 1,0 mg/mL). Os compostos fenólicos individuais foram identificados comparando o tempo de retenção cromatográfica (co-injeção) com os padrões autênticos de Sigma Aldrich. A quantificação foi baseada nas áreas de pico detectadas, calculadas usando o software de aquisição LabSolutions versão 5.42 SP4 Copyright (Shimadzu Corpo-ration), comparado às curvas de calibração predeterminadas. Todos os compostos analisados apresentaram curvas de calibração com $R^2 > 0,998$.

A detecção dos compostos foi realizada a 220 nm para catequina (LOD = 0,06 e LOQ = 0,08 mg/L), epicatequina (LOD = 0,06 e LOQ = 0,07 mg/L), galato de epicatequina (LOD = 0,06 e LOQ = 0,07 mg/L), galato de epigallocatequina (LOD = 0,04 e LOQ = 0,05 mg/L), procianidina B1 (LOD = 0,01 e LOQ = 0,012 mg/L), procianidina B2 (LOD = 0,04 e LOQ = 0,06 mg/L) e procianidina A2 (LOD = 0,06 e LOQ = 0,07 mg/L); 280 nm para ácido gálico (LOD = 0,12 e LOQ = 0,14 mg/L), ácido siríngico (LOD = 0,08 e LOQ = 0,12 mg/L), *cis*-resveratrol (LOD = 0,08 e LOQ = 0,10 mg/L), hesperidina (LOD = 0,12 e LOQ = 0,17 mg/L) e naringenina (LOD = 0,16 e LOQ = 0,22 mg/L); 320 nm para ácido caftarico (LOD = 0,09 e LOQ = 0,01 mg/L), ácido *p*-cumarico (LOD = 0,10 e LOQ = 0,12 mg/L), ácido clorogênico (LOD = 0,11 e LOQ = 0,15 mg/L), ácido cafeico (LOD = 0,01 e LOQ = 0,012 mg/L) e *trans*-resveratrol (LOD = 0,04 e LOQ = 0,06 mg/L); 360 nm para o campferol (LOD = 0,10 e LOQ = 0,12 mg/L), quercetina (LOD = 0,11 e LOQ = 0,14 mg/L), rutina (LOD = 0,08 e LOQ = 0,10 mg/L) e miricetina (LOD = 0,05 e LOQ = 0,07 mg/L); e 520 nm para malvidina 3-glucósido (LOD = 0,85 e LOQ = 1,41 mg/L), malvidina 3,5-diglucosídeo (LOD = 0,24 e LOQ = 0,28 mg/L), cianidina 3-glucósido (LOD = 0,11 e LOQ = 0,15 mg/L), cianidina 3,5-diglucosídeo (LOD = 0,07 e LOQ = 0,08 mg/L), pelargonidina 3-glucosídeo (LOD = 0,06 e LOQ = 0,08 mg/L), pelargonidina 3,5-diglucósido (LOD = 0,05 e LOQ = 0,05 mg/L), delphinidina 3-glucósido (LOD = 0,17 e LOQ = 0,22 mg/L) e petunidina 3-glucósido (LOD = 0,10 e LOQ = 0,12 mg/L).

3.7 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Todos os ensaios foram realizados em triplicata para cada replicado genuíno obtido do mesmo lote de cada flor ($n = 3$) e os resultados são expressos como a média desses ensaios $\pm$ desvio padrão. As análises estatísticas foram realizadas para determinar diferenças significativas ($p < 0,05$) usando ANOVA, seguido do teste t de Tukey ou Student. Os coeficientes de correlação linear de Pearson (r) entre fenólicos e atividade antioxidante foram calculados em correlações lineares bivariadas. A Análise de Componentes Principais (PCA) foi realizada para integrar dados significativos da atividade antioxidante e da composição fenólica. O Sigma Stat 3.5 (Jandel Scientific Software, San Jose, Califórnia) foi utilizado para as análises estatísticas.

REFERÊNCIAS

- AGUIAR, J. M. V. Determinação de compostos bioativos em frutas e vegetais consumidos na Região Autónoma da Madeira. **Dissertação** (Mestrado em Bioquímica Aplicada), Universidade da Madeira - UMA. Funchal. Portugal. 2017.
- AKOH, C. C.; MIN, D. B. **Food lipids: Chemistry, Nutrition and Biotechnology**. 4. ed. New York: CRC Press, 2017.
- ALVES, A. D. S.; TEIXEIRA, E. M. B.; OLIVEIRA, G. C.; ARANTES-PEREIRA, L.; OLIVEIRA, C. C.; COSTA, L. L. Physicochemical characterization and antioxidant activity of decolorized Moringa oleifera Lam leaf flour. **Nutrire**, v. 42, n. 1, p. 31, 2017
- ALVES, C. Q.; DAVID, J. M.; DAVID, J. P. D. L.; BAHIA, M. V.; AGUIAR, R. M. Métodos para determinação de atividade antioxidante in vitro em substratos orgânicos. **Química Nova**, vol. 33, No. 10, 2202-2210, 2010.
- ANANTHARAJU, P. G.; GOWDA, P. C.; VIMALAMBIKE, M. G.; MADHUNAPANTULA, S. V. An overview on the role of dietary phenolics for the treatment of cancers. **Nutrition Journal**, v. 15, n. 1, p. 99, 2016.
- ARNOSO, B. J. M.; COSTA, G. F.; SCHMIDT, B. Biodisponibilidade e classificação de compostos fenólicos. **Nutrição Brasil**, v. 18, n. 1, p. 39-48, 2019.
- ARRIGONI-BLANK, M. D. F.; ALMEIDA, S. A.; OLIVEIRA, A. C. L. D.; BLANK, A. F. Micropropagation and acclimatization of geranium (*Pelargonium graveolens* L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 13, n. 3, p. 271-275, 2011.
- BENVENUTI, S.; BORTOLOTTI, E.; MAGGINI, R. Antioxidant power, anthocyanin content and organoleptic performance of edible flowers. **Scientia horticulturae**, v. 199, p. 170 – 177, 2016.
- BOMFIM, M. P.; LIMA, G. P. P.; VIANELO, F.; SÃO JOSÉ, A. R. Caracterização dos compostos bioativos em frutas e hortaliças adquiridas no comércio de Padova-Itália. **Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha**, v. 18, n. 2, p. 82-92, 2017.
- BORGES, L. L.; LÚCIO, T. C.; GIL, E. D. S.; BARBOSA, E. F. Uma abordagem sobre métodos analíticos para determinação da atividade antioxidante em produtos naturais. **Enciclopédia Biosfera**, v. 7, n. 12, p. 1-20, 2011.

BOROSKI, M.; VISENTAINER, J.V.; COTTICA, S.M.; MORAIS, D.R. Antioxidantes: princípios e métodos analíticos, 1ª Ed, Curitiba: **Editora Appris**, 141p. 2015.

CARDOSO, C.; AFONSO, C.; LOURENÇO, H.; COSTA, S.; NUNES, M. L. Bioaccessibility assessment methodologies and their consequences for the risk–benefit evaluation of food. **Trends in Food Science & Technology**, v. 41, n. 1, p. 5-23, 2015.

CHEN, G. L.; CHEN, S. G.; XIAO, Y.; FU, N. L. Capacidades antioxidantes e conteúdo fenólico total de 30 flores. **Culturas e Produtos Industriais**, v. 111, p. 430-445, 2018.

CHEN, G. L.; CHEN, S. G.; XIE, Y. Q.; CHEN, F.; ZHAO, Y. Y.; LUO, C. X.; GAO, Y. Q. Total phenolic, flavonoid and antioxidant activity of 23 edible flowers subjected to in vitro digestion. **Journal of Functional Foods**, v. 17, p. 243-259, 2015.

CHEN, N. H.; WEI, S. Factors influencing consumers' attitudes towards the consumption of edible flowers. **Food Quality and Preference**, v. 56, p. 93-100, 2017.

CHENSOM, S.; OKUMURA, H.; MISHIMA, T. Primary Screening of Antioxidant Activity, Total Polyphenol Content, Carotenoid Content, and Nutritional Composition of 13 Edible Flowers from Japan. **Preventive Nutrition and Food Science**, v. 24, n. 2, p. 171, 2019.

CHITRAKAR, B.; ZHANG, M.; BHANDARI, B. Edible flowers with the common name “marigold”: Their therapeutic values and processing. **Trends in Food Science & Technology**, v. 89, p. 76-87, 2019.

CHKHIKVISHVILI, I.; SANIKIDZE, T.; GOGIA, N.; ENUKIDZE, M.; MACHAVARIANI, M.; KIPIANI, N.; VINOKUR, Y.; RODOV, V. Constituents of french marigold (*Tagetes patula* L.) flowers protect jurkat t-cells against oxidative stress. **Oxidative Medicine and Cellular Longevity**, v. 2016, 2016.

CHRYSGYRIS, A.; TZIONIS, A.; XYLIA, P.; NICOLA, S.; TZORTZAKIS, N. Physiochemical properties of petunia edible flowers grown under saline conditions and their postharvest performance under modified atmosphere packaging and ethanol application. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, 99 (7), 3644–3652. 2019.
<https://doi.org/10.1002/jsfa.9586>

CROZIER, A.; DEO RIO, D.; CLIFFORD, M. N. Bioavailability of dietary flavonoids and phenolic compounds. **Molecular Aspects of Medicine**. **31: 446-467**. 2010.

DANTAS, A. M.; MAFALDO, I. M.; OLIVEIRA, P. M. L.; LIMA, M. S.; MAGNANI, M.; BORGES, G. D. S. C. Bioaccessibility of phenolic compounds in native and exotic frozen pulps explored in Brazil using a digestion model coupled with a simulated intestinal barrier. **Food Chemistry**, v. 274, p. 202-214, 2019.

DINIZ, J. D. N.; ALMEIDA, J. L.; OLIVEIRA, A. B. D.; VIDAL, F. R. Multiplicação e enraizamento in vitro da China Rose. **Revista Ciência Agronômica**, v. 45, n. 1, p. 68-73, 2014.

DUTRA, R. L.; DANTAS, A. M.; MARQUES, D. A.; BATISTA, J. D. F.; MEIRELES, R. L. A.; CORDEIRO, A. M. T. M.; MAGNANI, M.; BORGES, G. S. C. Bioaccessibility and antioxidante activity of phenolic compounds in frozen pulps of Brazilian exotic fruits exposed to simulated gastrointestinal conditions. **Food Research International**, 100, 650–657. 2017.

FANARO, G. B. Efeito da radiação ionizante em chás da planta *Camellia sinensis* irradiados com diferentes atividades de água. 2013. 109 p. **Tese** (Doutorado em Ciências). Instituto de Pesquisas Energéticas e Nucleares – IPENCNEN. Universidade de São Paulo - USP. São Paulo. Brasil, 2013.

FERNANDES, L.; CASAL, S.; PEREIRA, J. A.; SARAIVA, J. A.; RAMALHOSA, E. Uma perspectiva nutricional sobre flores comestíveis. **Acta Portuguesa de Nutrição**, n. 6, p. 32 - 37. 2016.

FERNANDES, L.; CASAL, S.; PEREIRA, J. A.; SARAIVA, J. A.; RAMALHOSA, E. Edible flowers: A review of the nutritional, antioxidant, antimicrobial properties and effects on human health. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 60, p. 38-50. 2017.

FRANZEN, F. L.; RICHARDS, N. S. P. S.; OLIVEIRA, M. S. R.; BACKES, F. A. A. L.; MENEGAES, J. F.; ZAGO, A. P. Caracterização e qualidade nutricional de pétalas de flores ornamentais. **Acta Iguazu**, v. 5, n. 3, p. 58-70. 2016.

GONÇALVES, J.; SILVA, G. C. O.; CARLOS, L. A. Compostos bioativos em flores comestíveis. **Biológicas & Saúde**, v. 9, n. 29, 2019.

GONÇALVES, S.; MOREIRA, E.; ANDRADE, P. B.; VALENTÃO, P.; ROMANO, A. Effect of in vitro gastrointestinal digestion on the total phenolic contents and antioxidant activity of wild Mediterranean edible plant extracts. **European Food Research and Technology**, v. 245, n. 3, p. 753-762, 2019.

GONZÁLEZ-BARRIO, R.; PERIAGO, M. J.; LUNA-RECIO, C.; GARCIA-ALONSO, F. J.; NAVARRO-GONZÁLEZ, I. Chemical composition of the edible flowers, pansy (*Viola*

wittrockiana) and snapdragon (*Antirrhinum majus*) as new sources of bioactive compounds. **Food Chemistry**, v. 252, p. 373-380, 2018.

HAN, J.; HUANG, M.; WANG, Z.; ZHENG, Y.; ZENG, G.; ELE, W.; TAN, N. Ciclopentapeptídeos de *Dianthus chinensis*. **Journal of Peptide Science**, v. 21, n. 7, p. 550 - 553, 2015.

HELAL, A.; TAGLIAZUCCHI, D.; VERZELLONI, E.; CONTE, A. Bioaccessibility of polyphenols and cinnamaldehyde in cinnamon beverages subjected to *in vitro* gastro pancreatic digestion. **Journal of Functional Foods**, [S.l.], v. 7, p. 506-516, 2014.

HOLANDA, A. C. Atividade antioxidante, bioacessibilidade e identificação dos polifenóis presentes no mesocarpo e na amêndoa do babaçu (*Orbignya phalerata* Mart.). 74 f. **Dissertação** (Mestrado em Alimentos e Nutrição), Universidade Federal do Piauí - UFPI, Teresina. Brasil, 2018.

HUGHES, M.; MOONLIGHT, P.; JARA, A.; PULLAN, M. Begonia Resource Centre. **Royal Botanic Garden Edinburgh**. 2015. Available at: <http://elmer.rbge.org.uk/begonia/>

IRONDI, E. A.; AWOYALE, W.; OBOH, G.; BOLIGON, A. A. Effect of mango kernel flour addition on the phenolics profile, antioxidant activity and pasting properties of wheat flour. **Journal of Food Measurement and Characterization**, v. 11, n. 4, p. 2202-2210, 2017.

JABERI, M.; SHARAFI, A.; SHARAFI, A. A.; AZADI, P.; KHEIRI-MANJILI, H.; DANAFAR, H.; AHMADNIA, A. Tecnologia de Cultura Genética Basicamente Transformada em Plantas Medicinais *Cosmos bipinnatus*. **Revista Jundishapur de Produtos Farmacêuticos Naturais**, v. 13, n. 1, 2018.

JAURON, R.; BEIWEL, J.; NAEVE, L. Edible Flowers—**Iowa State University**—Extension and Outreach. 2013.

JIA, S. M.; LIU, X. F.; KONG, D. M.; SHEN, H. X. A simple, postadditional antioxidante capacity assay using adenosine triphosphate-stabilized 2,2'-azinobis(3-ethylbenzothiazoline) 6-sulfonic acid (ABTS) radical cation in a G-quadruplex DNAzyme catalyzed ABTS-H₂O₂ system. **Biosensors and Bioelectronics**, v. 35, n. 1, p. 407-412, 2012.

KOIKE, A.; ANTONIO, A. L.; FERREIRA, I. C.; VILLAVICENCIO, A. L. Flores comestíveis: múltiplas utilizações do mais belo da natureza. **Vida Rural**, n. 1801, p. 40-42, 2014.

KOIKE, A.; BARREIRA, J. C.; BARROS, L.; SANTOS-BUELGA, C.; VILLAVICENCIO, A. L.; FERREIRA, I. C. Flores comestíveis de *Viola tricolor* L. como novo alimento funcional: atividade antioxidante, fenólicos individuais e efeitos da irradiação gama e de feixe de elétrons. **Química dos Alimentos**, v. 179, p. 6-14 de 2015.

KUSKOSKI, E.M.; ASUERO, A.G.; TRONCOSO, A.M.; MANCINI_FILHO, J.; FETT, R. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. **Food Science and Technology**, v. 25, n. 4, p. 726-732, 2005.

LAOJUNTA, T.; NARUMI-KAWASAKI, T.; FUKAI, S. Características das cultivares comerciais *Torenia*. In: **I Simpósio Internacional de Ornamentais Tropicais e Subtropicais 1167**. p. 205-212. 2016.

LARA-CORTÉS, E.; MARTÍN-BELLOSO, O.; OSORIO-DÍAZ, P.; BARRERA-NECHA, L. L.; SÁNCHEZ-LÓPEZ, J. A.; BAUTISTA-BAÑOS, S. Antioxidant capacity nutritional and functional composition of edible dahlia flowers. **Revista Chapingo Serie Horticultura**, v. 20 n. 1, p. 101–116. 2014.

LIMA, I.; BOTREL, N.; BOAS, V.; MADEIRA, N.; MELO, R. D. C. Caracterização de flores da capuchinha (*Tropaeolum majus* L.) armazenadas em diferentes temperaturas. In: Embrapa Hortaliças-Artigo em anais de congresso (ALICE). In: Brazilian Meeting on **Chemistry of Food and Beverages**, 11; Simpósio de Engenharia e Ciência de Alimentos, 5., 2016, São José do Rio Preto. [Abstracts... São José do Rio Preto: Unesp], 2016.

LU, B.; LI, M.; YIN, R. Phytochemical content, health benefits, and toxicology of common edible flowers: a review (2000–2015). **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 56, n. sup1, p. S130-S148, 2016.

MACHADO, A. L. F.; AZEVEDO, M. L.; JACQUES, A. C. Atividade Antioxidante em Flor de Malvavisco (*Malvaviscus Arboreus*). **Anais do Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão**, v. 10, n. 2, 2019.

MARTINETI, V.; TOGNARINI, I.; AZZARI, C. et al. Inhibition of in vitro growth and arrest in the G0/G1 phase of HCT8 line human colon cancer cells by kaempferide triglycoside from *Dianthus caryophyllus*. **Phytotherapy Research**, v. 24, n. 9, p. 1302-1308, 2010.

MEDEIROS, N. F.; SEIXAS, D. P.; BATISTA, J C.; ALMEIDA, W. R.; SANTOS, J. C. Density-dependent regulation in a weed *Bidens sulphurea* (Cav.) Sch. Bip. (Asteraceae). **Journal of Environmental Analysis and Progress**, v. 2, n. 1, p. 7-10, 2017.

MELO, M. S.; SANTOS, M. C.; COSTA, J. G.; PIRES, L. L. S.; ROCHA, T. J. M.; SANTOS, A. F. Caracterização fitoquímica de *Clitoria ternatea* Linn biodirecionada pelo seu potencial contra micro-organismos multirresistentes. **Revista Diversitas**, v. 3, n. 2, p. 429 – 441, 2018.

MIGUEL, M.; BARROS, L.; PEREIRA, C.; CALHELHA, R. C.; GARCIA, P. A.; CASTRO, M.; SANTOS-BUELGA, C.; FERREIRA, I. C. Chemical characterization and bioactive properties of two aromatic plants: *Calendula officinalis* L. (flowers) and *Mentha cervina* L. (leaves). **Food & Function**, 7(5), 2223–2232. 2016.

MISTRY, B.; PATEL, R. V.; KEUM, Y. S. Access to the substituted benzyl-1, 2, 3-triazolyl hesperetin derivatives expressing antioxidant and anticancer effects. **Arabian Journal of Chemistry**, v. 10, n. 2, p. 157-166, 2017.

MLCEK, J.; ROP, O. Fresh edible flowers of ornamental plants—a new source of nutraceutical foods. **Trends in Food Science & Technology**, v. 22, n. 10, p. 561-569, 2011.

MODISE, S. A.; ASHAFA, A. O. T. Larvicidal, pupicidal and insecticidal activities of *Cosmos bipinnatus*, *Foeniculum vulgare* and *Tagetes minuta* against *Culex quinquefasciatus* mosquitoes. **Tropical Journal of Pharmaceutical Research**, v. 15, n. 5, p. 965-972, 2016.

MOREIRA, S. C. F. C. Estudo da aplicabilidade de pétalas de *Calendula officinalis* L. em produtos alimentares enriquecidos. 2015. **Dissertação** (Mestrado em Análises Laboratoriais Especializadas) Faculdade de Ciências da Saúde. Universidade Fernando Pessoa. Porto. 2015

MUHAMMAD EZZUDIN, R.; RABETA, M. S. A potential of Telang tree (*Clitoria ternatea*) in human health. **Food Research**, v. 2, n. 5, p. 415-420, 2018.

NAVARRO, I. G.; GONZÁLEZ, R. B.; VALVERDE, V. G.; ORTÍN, A. B. B.; PERIAGO, M. J. Nutritional Composition and Antioxidant Capacity in Edible Flowers: Characterization of Phenolic Compounds by HPLC-DAD-ESI/MSn. **International Journal of Molecular Sciences**, 16, 805-822. 2015.

NHO, K. J.; CHUN, J. M.; KIM, H. Kyoung. Ethanol extract of *Dianthus chinensis* L. induces apoptosis in human hepatocellular carcinoma HepG2 cells in vitro. **Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine**, v. 2012, 2012.

NIEDZWIECKI, A.; ROOMI, M. W.; KALINOVSKY, T.; RATH, M. Anticancer efficacy of polyphenols and their combinations. **Nutrients**, v. 8, n. 9, p. 552, 2016.

NIVELLE, L.; HUBERT, J.; COUROT, E.; JEANDET, P.; AZIZ, A.; NUZILLARD, J. M.; RENAULT, J. H.; CLÉMENT, C.; MARTINY, L.; DELMAS, D.; TARPIN, M. Anti-cancer activity of resveratrol and derivatives produced by grapevine cell suspensions in a 14 L stirred bioreactor. **Molecules**, v. 22, n. 3, p. 474, 2017.

OLIVEIRA, P. M. L.; DANTAS, A. M.; MORAIS, A. R. S.; GIBBERT, L., KRUGER, C. C. H.; LIMA, M. S.; MAGNANI, M.; BORGES, G. S. C. Juá fruit (*Ziziphus juazeiro*) from Caatinga: a source of dietary fiber and bioaccessible flavanols. **Food Research International**, v.129, p. 108-745. 2020. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108745>

OLIVEIRA, T. C. S. Principais compostos bioativos e capacidade antioxidante da polpa do camu-camu (*Myrciaria dúbia*) em diferentes estágios de maturação. **Dissertação** (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) Instituto de Tecnologia. Universidade Federal do Pará - UFPA. Belém. Brasil, 2014

PADILHA, C. V. S.; MISKINIS, G. A.; SOUZA, M. E. A. O.; PEREIRA, G. E.; OLIVEIRA, D.; BORDIGNON-LUIZ, M. T.; LIMA, M. S. Rapid determination of flavonoids and phenolic acids in grape juices and wines by RP-HPLC/DAD: Method validation and characterization of com-commercial products of the new Brazilian varieties of grape. **Food Chemistry**, v. 228, p. 106–115. 2017. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.01.137>

PENG, A.; LIN, L.; ZHAO, M.; SUN, B. Classification of edible chrysanthemums based on phenolic profiles and mechanisms underlying the protective effects of characteristic phenolics on oxidatively damaged erythrocyte. **Food Research International**, v. 123, p. 64-74, 2019.

PINA, F. Chemical Applications of Anthocyanins and Related Compounds. A Source of Bioinspiration. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 62 (29): 6885-6897. 2014

PIRES, T. C.; DIAS, M. I.; BARROS, L.; BARREIRA, J.; SANTOS-BUELGA, C.; FERREIRA, I. C. Desenvolvimento de novos produtos alimentares com corantes naturais obtidos a partir de flores comestíveis. **14º Encontro de Química dos Alimentos**, 2018a.

PIRES, T. C.; DIAS, M. I.; BARROS, L.; FERREIRA, I. C. Nutritional and chemical characterization of edible petals and corresponding infusions: Valorization as new food ingredients. **Food Chemistry**, v. 220, p. 337-343, 2017.

PIRES, T. C.; DIAS, M. I.; BARROS, L.; FERREIRA, I. C.; CALHELHA, R. C.; ALVES, M. J.; OLIVEIRA, M. B. P. P.; SANTOS-BUELGA, C. Edible flowers as sources of phenolic compounds with bioactive potential. **Food Research International**, v. 105, p. 580 – 588, 2018.

RIBEIRO, L. F. Avaliação dos compostos bioativos e atividade, antioxidante in vitro e in vivo em bagaços de uvas (*Vitis vinífera* E *Vitis labrusca*). **Tese** (Doutorado em Engenharia de Alimentos) Universidade Federal do Paraná -UFPR, Curitiba. Brasil, 2016.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Status of carotenoid analytical methods and in vitro assays for the assessment of food quality and health effects. **Current Opinion in Food Science**, v.1, p. 56-63, 2015.

ROP, O., MLCEK, J., JURIKOVA, T., NEUGEBAUEROVA, J., VABKOVA, J. Edible flowers – a new promising source of mineral elements in human nutrition. **Molecules**, v. 17 n. 6, p. 6672–6683. 2012.

RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S.; MORAIS, S. M.; SAMPAIO, C. G.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; SAURA-CALIXTO, F. D. Metodologia Científica. Determinação de Atividade Antioxidante Total em frutas pelo Método de Redução do Ferro (FRAP). Fortaleza: **Embrapa Agroindústria Tropical-Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, n. 125, p. 4, 2006.

RUFINO, M. S. M.; FERNANDES, F. A. N.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S. Free radical-scav-enging behaviour of some north-east Brazilian fruits in a DPPH_ system. **Food Chemistry**, v. 114, n. 2, p. 693–695. 2009. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.09.098>.

SANDGRIND, S. Breeding of *Begonia tuberhybrida* using modern biotechnology. **Dissertação** (Master of Science in Biology). Norwegian University of Life Sciences – NMBU. Ås. Noruega, 2017.

SANTIAGO, G. L. Compostos bioativos fenólicos de frutos nativos da família Myrtaceae: Avaliação da bioacessibilidade e do potencial funcional relacionado às doenças cardiovasculares. 2018. **Dissertação** (Mestrado em Ciências dos Alimentos). Faculdade de Ciências Farmacêuticas. Universidade de São Paulo - USP. Ribeirão Preto. Brasil, 2018.

SANTOS, J. M. Caracterização Química e efeito acaricida do óleo essencial de *Tagetes minuta* Linnaeus (Asteraceae) em diferentes espécies de carrapatos. **Dissertação** (Mestrado em Ciência Animal). Universidade Federal de Mato Grosso do Sul - UFMS, Campo Grande. Brasil, 2013.

SANTOS, P. C. D.; SANTOS, V. H. M. D.; MECINA, G. F.; ANDRADE, A. R. D.; FEGUEIREDO, P. A.; MORAES, V. M. O.; SILVA, L. P.; SILVA, R. M. G. D. Phytotoxicity of *Tagetes erecta* L. and *Tagetes patula* L. on plant germination and growth. **South African Journal of Botany**, v. 100, p. 114-121, 2015.

SEITZ, C.; AMERES, S.; SCHLANGEN, K.; FORKMANN, G.; HALBWIRTH, H. Multiple evolution of flavonoid 3',5'-hydroxylase. **Planta**, 242 (3): 561-573. 2015.

SILVA, B. P. Avaliação do Potencial Alelopático de *Cosmos sulphureus* Cav. 2017. **Tese** (Doutorado em Agronomia) Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinária. Universidade Estadual Paulista - UNESP. São Paulo. Brasil, 2017.

SPENCER, R. Horticultural flora of South Eastern Australia. Spencer, R. (eds). UNSW Press, **Melbourne**. pp 271. 2006.

SUN, Y.; TAO, W.; HUANG, H.; YE, X.; SUN, P. Flavonoids, phenolic acids, carotenoids and antioxidant activity of fresh eating citrus fruits, using the coupled in vitro digestion and human intestinal HEPG2 cells model. **Food Chemistry**, v. 279, p. 321-327, 2019.

TACO - TABELA BRASILEIRA DE COMPOSIÇÃO DE ALIMENTOS/ NEPA. 4. ed. rev. e amp. Campinas: NEPA-UNICAMP, 2011.

TAKAHASHI, J. A.; REZENDE, F. A. G. G.; FIDELIS, M. A.; DOMINGUETE, L. C. B.; SANDE, D. Edible flowers: bioactive profile and its potential to be used in food development. **Food Research International**, p. 108-868. 2019.
<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108868>

VELASCO, F. M. In vitro cultivation of petals of four varieties of *Begonia elatior*. **Revista Mexicana de Ciências Agrícolas**, v. 9, n. 6, p. 1207–1216. 2018.

WAHYUONO, R.; HESSE, J.; HIPLER, U. C.; ELSNER, P.; BÖHM, V. In vitro lipophilic antioxidant capacity, antidiabetic and antibacterial activity of citrus fruits extracts from Aceh, Indonesia. **Antioxidants**, v. 6, n. 1, p. 11, 2017.

ZAKARIA, N. N. A.; OKELLO, E. J.; HOWES, M. J.; BIRCH-MACHIN, M. A.; BOWMAN, A. In vitro protective effects of an aqueous extract of *Clitoria ternatea* L. flower against hydrogen peroxide-induced cytotoxicity and UV-induced mtDNA damage in human keratinocytes. **Phytotherapy Research**, v. 32, n. 6, p. 1064-1072, 2018.

ZHANG, L.; TAI, Y.; WANG, Y.; MENG, Q.; YANG, Y.; ZHANG, S.; YANG, H.; ZHANG, Z.; LI, D.; WAN, X. The proposed biosynthesis of procyanidins by the comparative chemical analysis of five *Camellia* species using LC-MS. **Scientific Reports**, v. 7, p. 46-131, 2017.

ZHAO, D. Q.; TAO, J. Recent advances on the development and regulation of flower color in ornamental plants. **Frontiers in Plant Science**, v. 6, p. 13. 2015.

ZHAO, L.; FAN, H.; ZHANG, M.; CHITRAKAR, B.; BHANDARI, B.; WANG, B. Edible flowers: Review of flower processing and extraction of bioactive compounds by novel Technologies. **Food Research International**, p. 108-660, 2019.

ZHENG, J.; MEENU, M.; XU, B. A systematic investigation on free phenolic acids and flavonoids profiles of commonly consumed edible flowers in China. **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, v. 172, p. 268–277. 2019.
<https://doi.org/10.1016/j.jpba.2019.05.007>

ZHENG, J.; YU, X.; MANINDER, M.; XU, B. Total phenolics and antioxidants profiles of commonly consumed edible flowers in China. **International Journal of Food Properties**, v. 21, n. 1, p. 1524-1540, 2018.

ZULUETA, A.; ESTEVE, M. J.; FRÍGOLA, A. ORAC and TEAC assays comparison to measure the antioxidant capacity of food products. **Food Chemistry**, v. 114 n. 1, p. 310–316. 2009. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.09.033>.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados obtidos com a realização desta dissertação permitiram a elaboração de do artigo científico intitulado *Antioxidant activity and bioaccessibility of phenolics compounds in white, red, blue, purple, yellow and orange edible flowers through a simulated intestinal barrier*



RightsLink®



Home



Help



Email Support



Sign in



Create Account



Antioxidant activity and bioaccessibility of phenolic compounds in white, red, blue, purple, yellow and orange edible flowers through a simulated intestinal barrier

Author:

Janne S. de Morais, Anderson S. Sant'Ana, Aline M. Dantas, Beatriz S. Silva, Marcos S. Lima, Graciele C. Borges, Marciane Magnani

Publication: Food Research International

Publisher: Elsevier

Date: May 2020

© 2020 Elsevier Ltd. All rights reserved.

Please note that, as the author of this Elsevier article, you retain the right to include it in a thesis or dissertation, provided it is not published commercially. Permission is not required, but please ensure that you reference the journal as the original source. For more information on this and on your other retained rights, please visit: <https://www.elsevier.com/about/our-business/policies/copyright#Author-rights>

[BACK](#)[CLOSE WINDOW](#)

© 2020 Copyright - All Rights Reserved | [Copyright Clearance Center, Inc.](#) | [Privacy statement](#) | [Terms and Conditions](#)
Comments? We would like to hear from you. E-mail us at customer care@copyright.com



Contents lists available at ScienceDirect

Food Research International

journal homepage: www.elsevier.com/locate/foodres

Antioxidant activity and bioaccessibility of phenolic compounds in white, red, blue, purple, yellow and orange edible flowers through a simulated intestinal barrier



Janne S. de Morais^a, Anderson S. Sant'Ana^b, Aline M. Dantas^c, Beatriz S. Silva^b, Marcos S. Lima^d, Graciele C. Borges^c, Marciane Magnani^{a,*}

^a Laboratory of Microbial Processes in Foods, Department of Food Engineering, Center of Technology, Federal University of Paraíba, Campus I, 58051-900 João Pessoa, Paraíba, Brazil

^b Department of Food Science, Faculty of Food Engineering, University of Campinas, Campinas, State of São Paulo, Brazil

^c Department of Food Technology, Center of Technology and Regional Development, Federal University of Paraíba, Campus I, 58051-900 João Pessoa, Paraíba, Brazil

^d Instituto Federal do Sertão Pernambucano, Departamento de Food Technology, Campus Petrolina, Rod. BR 407 km 08, S/N, Jandim São Paulo, CEP 56314-520 Petrolina, Pernambuco, Brazil

ARTICLE INFO

Keywords:

Bioaccessible phenolics

*Cosmos sulphureus**Rosa chinensis*

Antioxidant capacity

Anthocyanins

In vitro digestion

ABSTRACT

This study assessed the phenolics and their bioaccessibility through an *in vitro* digestion system coupled to a simulated intestinal barrier in eight edible flowers of distinct colors, namely mini rose, torenia, mini daisy, clitoria, cosmos, cravine, begonia and tagete. The antioxidant activity of the flowers before *in vitro* digestion, in their derived dialyzed and non-dialyzed fractions was evaluated using distinct approaches. All flowers presented in their composition phenolic acids, stilbenes, flavanol, anthocyanin, flavonol and flavanone, however distinct compounds and contents were found in each flower. The bioaccessibility varied among the phenolics and within the flower source ($p < 0.05$). Cosmos presented the highest ($p < 0.05$) content of phenolics and activity in ORAC assay before *in vitro* digestion and in dialyzed and non-dialyzed fraction; the observed activity was correlated ($r = 0.9$) to its major compounds, hesperidin and rutin, as well as to caftaric acid and procyanidin B2. Mini rose displayed the highest antioxidant activity in FRAP and DPPH assays before *in vitro* digestion; its dialyzed and non-dialyzed fraction showed the highest activity in FRAP, correlated to pelargonidin 3,5-diglucoside, catechin, epicatechin galate, epigallocatechin galate, procyanidin A2, quercetin 3-glucoside and *trans*-resveratrol ($r = 0.9$). In DPPH assay, mini rose showed the highest activity in the non-dialyzed fraction, while cravine showed the highest activity in the dialyzed fraction, which was mainly correlated to syringic acid ($r = 1.0$), pelargonidin 3,5-diglucoside and epicatechin ($r = 0.9$). Results show great variability in the phenolic composition and their bioaccessibility among the edible flowers studied. Our findings indicate cosmos and mini rose as sources of bioaccessible phenolics with great antioxidant activity.

1. Introduction

Edible flowers have been part of the human diet since ancient times (Zheng, Meenu, & Xu, 2019). In recent years, the commercial value of edible flowers has increased because of their exotic aroma and textures, delicate flavor, attractive color and phytochemical composition, these attributes contribute not only to their appearance but also to health benefits (Takahashi, Rezende, Fidelis, Domingute, & Sande, 2019). Consumers are looking for new emotions and edible flowers meet these requirements by providing freshness and glamor to the dishes (Fernandes et al., 2019; González-Barrio, Periago, Luna-Recio, García-

Alonso, & Navarro-González, 2018).

Among the edible flowers classically used in sophisticated dishes, begonia (*Begonia × tuberhybride* Voss.) and tagete (*Tagetes patula* L.) have been largely appreciated because of its striking citrus flavor (Velasco, 2018). In another hand, mini rose (*Rosa chinensis* Jacq.) and mini daisy (*Bellis annua* L.) have received attention because their mild citrus and bitter taste, respectively, but primarily due to their delicate appearance (Gonçalves, Silva, & Carlos, 2019). Otherwise, clitoria (*Clitoria ternatea* L.), cosmos (*Cosmos sulphureus* Cav.) and cravine (*Dianthus chinensis* L.) have attract chefs of high gastronomy because the vibrant color and spicy flavor (Al-snafi, 2016; Esher, Marques, &

* Corresponding author.

E-mail addresses: magnani2@gmail.com, magnani2@pq.cnpq.br (M. Magnani).

<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109046>

Received 13 December 2019; Received in revised form 12 January 2020; Accepted 27 January 2020

Available online 29 January 2020

0963-9969/ © 2020 Elsevier Ltd. All rights reserved.



Fig. 1. Image of the eight flowers included in the study. A: *Rosa chinensis* Jacq. (mini rose); B: *Torenia fournieri* F. Lind. (torenia); C: *Bellis annua* L. (mini daisy); D: *Clitoria ternatea* L. (clitoria); E: *Cosmos sulphureus* Cav. (cosmos); F: *Dianthus chinensis* L. (cravine); G: *Begonia* × *tuberhybrida* Voss. (begonia); H: *Tagetes patula* L. (tagete).

Carmo, 2020; Gonçalves, Moreira, Andrade, Valentão, & Romano, 2019), while torenia [*Torenia fournieri* (F.) Lind.] is well-known by its velvety texture (Gonçalves et al., 2019). Primarily consumed *in natura*, these flowers have been included as ingredients, or soft garnish in soups, salads, meat dishes, dyes, beverages, sauces, cakes and desserts (Chensom, Okumura, & Mishima, 2019; Pires et al., 2018).

Edible flowers are recognized as sources of various bioactive compounds such as vitamins and carotenoids, but mainly phenolics (Chensom et al., 2019; Peng, Lin, Zhao, & Sun, 2019). Phenolics are aromatic compounds distributed according to their structure in phenolic acids, stilbenes and flavonoids (flavanols, flavanones, flavonols, and anthocyanins) (Zheng et al., 2019). Natural foods source of phenolics is of interest primarily because of their antioxidant power, which has a positive impact on several chronic conditions, such as obesity, diabetes, cardiovascular and neurodegenerative diseases (Dantas, Mafaldo, & de Oliveira, 2019; Zheng et al., 2019).

The absorption of phenolics of an edible matrix is affected by gastrointestinal digestion. Only part of the total phenolic content will be available for exerting the antioxidant activity in the body. Thus, it is important to consider the bioaccessibility of phenolics, since only those able to cross the intestinal barrier are absorbable and considered bioaccessible (Dutra, Dantas, & de Marques, 2017; Morais, 2019). Otherwise, the non-nonabsorbable phenolic fraction remains available in the colon along with other food components and is transformed by the colonic microbiota into more active and better-absorbed metabolites (Gonçalves et al., 2019; Rocchetti et al., 2019). *In vitro* digestion assays using the dialysis membrane to simulate the intestinal barrier are approaches that provide more reliable data about the beneficial effects of phenolics. These effects are directly related to the ability of phenolics to cross the intestinal barrier after release from the vegetal matrix (Dantas et al., 2019; Peng et al., 2019). Little is known about the bioaccessibility and antioxidant activity of phenolics in edible flowers using *in vitro* digestion coupled to a simulated intestinal barrier. Overall, the antioxidant activity of edible flowers has been primarily assessed by methods that do not simulate the physiological conditions (Morais, 2019).

Considering these aspects, the present study was performed to i) determine the phenolic composition of eight species of edible flowers largely used in foods and drinks; ii) assess the bioaccessibility of phenolic compounds through an *in vitro* digestion model coupled to a simulated intestinal barrier; and iii) determine the antioxidant activity of flowers before digestion, and in their dialyzed and non-dialyzed derived fractions using three distinct methods, including oxygen radical absorbing capacity under physiological conditions.

2. Materials and methods

2.1. Standards and reagents

Methanol and hydrochloric acid (HCl; 37% w/w) were purchased from JT Baker (Phillipsburg, USA). The chemicals 2,2-diphenyl-2-picrylhydrazyl hydrate (DPPH) and hydroxy-2,5,7,8-tetra-methylchromane-2-carboxyl acid (Trolox) were obtained from Sigma-Aldrich Chemical, S. A. (Hamburg, Germany), and 2,4,6-tris(2-pyridyl)-s-triazine (TPTZ) was obtained from Sigma-Aldrich Chemical, S. A. (Milan, Italy). Pepsin, α -amylase, pancreatin, glycodeoxycholate, taurodeoxycholate, and taurocholate were obtained from Sigma-Aldrich (St. Louis, Missouri, USA). Hydrochloric acid (HCl) (37% m/m) and methanol were purchased from Neon (São Paulo, Brazil).

Standards of phenolic compounds (gallic acid, caftaric acid, *p*-coumaric acid, chlorogenic acid, caffeic acid, syringic acid, malvidin-3,5-diglucoside, malvidin-3-glucoside delphinidin-3-glucoside, pelargonidin-3,5-diglucoside, pelargonidin-3-glucoside, cyanidin-3,5-diglucoside, cyanidin-3-glucoside, petunidin-3-glucoside, peonidin-3-glucoside, catechin, epicatechin, epicatechin gallate, epigallocatechin gallate, procyanidin B1, procyanidin B2, procyanidin A2, naringenin, hesperidin, quercetin-3-glucoside, kaempferol-3-glucoside, myricetin, *cis*-resveratrol and *trans*-resveratrol) for high-performance liquid chromatography (HPLC) were purchased from Sigma-Aldrich (St. Louis, MO, USA). All reagents were of analytical, chromatographic or spectroscopic grade. Water was treated in a Milli-Q water 76 purification system (TGI Pure Water Systems, Greenville, SC, USA).

2.2. Flower species

Samples of fresh flowers of mini rose (*Rosa chinensis* Jacq.), torenia [*Torenia fournieri* (F.) Lind.], mini daisy (*Bellis annua* L.), clitoria (*Clitoria ternatea* L.), cosmos (*Cosmos sulphureus* Cav.), cravine (*Dianthus chinensis* L.), begonia (*Begonia* × *tuberhybrida* Voss.) and tagete (*Tagetes patula* L.) were collected at full flowering stage (Fig. 1). The flowers were acquired from a commercial company located in the city of João Pessoa - PB (Brazil) that cultivates and sells edible flowers from organic production. Between December 2018 and May 2019 (depending on the availability of each species), one lot of 250 g of each flower was harvested in the morning and immediately transported to the laboratory in thermal boxes (4 °C). The whole flower was considered because all parts of the species included in the study are consumed. The 250 g of each species were divided into three independent samples, and the analyses performed as described in the following sections. Voucher specimens were deposited in the herbarium Lauro Pires Xavier Herbarium at the Federal University of Paraíba. This study has access permission to the

plant genetic heritage, and it is registered in the SisGen Platform (Register AAF523E), following the Brazilian Biodiversity Law (13.123/2015).

2.3. Bioaccessibility of edible flowers

The simulated gastrointestinal digestion system included three sequential phases (oral, gastric and small intestine) coupled to dialysis using a membrane (molecular weight cutoff of 12,000 Da) following the procedures described by Oliveira et al. (2020). To obtain the samples for *in vitro* digestion assay, 2.0 g of the fresh flower were macerated and homogenized using vortex to a final volume of 25 mL of distilled water. The oral phase was simulated by adding 5 mL of the saliva solution (2.38 g of Na₂HPO₄, 0.19 g of KH₂PO₄, 8 g of NaCl and 200 U/L α -amylase), and the mixture was maintained at 37 $\pm$ 2 °C under rotation 90 rpm for 10 min. Afterward, 1 mL of the pepsin solution (0.108 g of the pepsin diluted in 10 mL of the 0.1 M HCl) was added to simulate the gastric conditions (pH adjusted to 2.0 with 6 M HCl). The mixture was newly incubated at 37 $\pm$ 2 °C at 90 rpm for 2 h. The intestinal phase was simulated with 2.5 mL of pancreatin solution (0.08 g of pancreatin in 10 mL of 0.5 M NaHCO₃) and 2.5 mL of bile salts solution (0.5 g of bile salts in 10 mL) with pH adjusted to 7 using 6 M NaOH. Samples were re-incubated at 37 $\pm$ 2 °C for 2 h at the same rotation described above. The simulated small bowel digestion was performed using a cellulose dialysis membrane filled with a 0.5 M NaHCO₃ solution immersed in the digested samples. The system was incubated at 37 $\pm$ 2 °C for 8 h at 90 rpm. The fraction able to cross the dialysis membrane (dialyzed fraction; inside the membrane) contained the bioaccessible phenolics and therefore supposedly available for absorption. The phenolics considered as unabsorbed were in the non-dialyzed fraction (outside the membrane). The results, expressed as percentages, were determined as follows:

$$\text{Bioaccessibility (\%)} = (\text{dialyzed fraction/non} - \text{digested fraction}) \times 100 \quad (1)$$

2.4. Extraction of phenolic compounds from edible flowers and their digestive fractions

To extract the phenolics of each flower, 2.0 g of fresh flower was macerated and homogenized (1:10) with of methanol acid solution (80% methanol, 19% H₂O and 1% hydrochloric acid, v/v/v) using vortex by 2 min, ultrasonicated at 40 kHz for 30 min at 25 °C (bath USC1800, UNIQUE, Brazil). The mixture was centrifuged at 6000g for 15 min and the supernatant was removed. The procedure was repeated twice, and the supernatants were mixed in a single sample (final volume 20 mL). The extracts of the dialyzed fraction and non-dialyzed fraction were obtained following the same procedures described above. The phenolic extract solvent was concentrated using a rotary evaporator at 35 $\pm$ 2 °C (Fisatom 802, São Paulo, Brazil). One mL aliquot of the extract was filtered through a 0.45 μ m syringe filter (PTFE) and used for quantification of phenolic compounds using high-performance liquid chromatography (HPLC). The same extract was used in assays of antioxidant activity (Dantas et al., 2019).

2.5. Antioxidant activity in edible flowers and their simulated digestive fractions

The ability of phenolic to remove 2,2-diphenyl-2-picrylhydrazide hydrate free radicals (DPPH[•]) was analyzed according to the procedures described by Rufino, Fernandes, Alves, and Brito (2009), with minor modifications. Using extracts from each flower and their corresponding dialyzed and non-dialyzed fractions, 0.1 mL aliquot of each sample was added to the 96-well microplate wells and diluted with 2.9 mL of the DPPH[•] solution (prepared by diluting DPPH[•] 0.06 M in methanol; the absorbance at 515 nm $\sim$ 0.980 $\pm$ 0.02). The microplate was incubated

at room temperature for 30 min in the dark and the absorbance was then measured at 515 nm. The standard curve was determined using Trolox and results expressed in μ M Trolox per 100 g sample (μ M TEAC/100 g).

The ferric reducing antioxidant power (FRAP) was measured according to Rufino, Alves, Brito, Morais, Sampaio, Pérez-Jiménez, and Saura-Calixto (2006), with minor modifications. Using the extract of the flower or their corresponding dialyzed and non-dialyzed fractions, a 90 μ L aliquot was added to 270 μ L of distilled water and 2.7 mL of FRAP reagent [prepared with 0.3 M acetate buffer (pH 3.6) and 10 μ mol/L 2,4,6-tris-(2 pyridyl)-s-triazine (TPTZ) in 40 μ mol/L HCl solution with 20 μ M FeCl₃]. The mixture was stirred and incubated in a water bath for 30 min at 37 $\pm$ 1 °C and the absorbance at 595 nm was measured. The standard curve was constructed with Trolox and the results expressed μ M TEAC/100 g.

Oxygen radical absorption capacity (ORAC) was determined following the procedures described by Zulueta, Esteve, and Frígola (2009), with modifications. Using the extract of the flower or its corresponding dialyzed and non-dialyzed fractions, a 20 μ L aliquot was added to a black microplate and loaded with 120 μ L fluorescein solution to initiate the reaction (0.4 mg/mL). The reaction was started by adding 60 μ L 2,20-azobis 2 methylpropionamidine (AAPH) to each well after incubation for 10 min at 37 $\pm$ 1 °C. Readings were recorded for 80 min, at 1 min interval, with emission at 520 nm, excitation at 485 nm and temperature-controlled at 37 °C. The calibration curve was determined with standard Trolox (25 and 700 mg/mL) and a white sample (without extract). Results were expressed in μ M TEAC/100 g sample.

All readings in DPPH, FRAP or ORAC assays were performed using a microplate reader (Fluorstar Omega, BMG LABTEC, Germany).

2.6. Determination of phenolic composition in edible flowers and their digestive fractions

Phenolic compounds were identified and quantified using a high-performance liquid chromatography system (Agilent 1260 Infinity LC, Santa Clara, CA, USA), coupled to a diode arrangement detector (DAD) (model G1315D). A Zorbax C18 (12.6 $\times$ 4.6 mm, 5 μ m) (Zorbax, USA) pre-column and a Zorbax Eclipse Plus RP-C18 (100 $\times$ 4.6 mm, 3.5 μ m) column were used for chromatographic separation of phenolics. The injected sample volume was 20 μ L and the temperature of the column was adjusted to 35 °C. The mobile phase was 0.1 M phosphoric acid acidified water solution (pH 2.0, phase A) and 0.5% phosphoric acid acidified methanol (phase B) using a flow rate of 0.8 mL/min.

Calibration was performed by injecting the standards three times at seven different concentrations (0.01, 0.03, 0.05, 0.1, 0.25, 0.5 and 1.0 mg/mL). Individual phenolic compounds were identified by comparing chromatographic retention time (co-injection) with authentic Sigma Aldrich standards. Quantitation was based on their detected peak areas calculated using acquisition software LabSolutions version 5.42 SP4 Copyright (Shimadzu Corporation) compared to predetermined calibration curves. All analyzed compounds presented calibration curves with R² > 0.998. The peak spectral purity was verified using the tool *Threshold* (Supplementary Material) to ensure the accuracy of the identification of each compound in comparison with the external standard (Padilha et al., 2017).

The detection of compounds was performed at 220 nm for catechin (LOD 0.06 and LOQ 0.08 mg/L), epicatechin (LOD 0.06 and LOQ 0.07 mg/L), epicatechin gallate (LOD 0.06 and LOQ 0.07 mg/L), epigallocatechin gallate (LOD 0.04 and LOQ 0.05 mg/L), procyanidin B1 (LOD 0.01 and LOQ 0.012 mg/L), procyanidin B2 (LOD 0.04 and LOQ 0.06 mg/L) and procyanidin A2 (LOD 0.06 and LOQ 0.07 mg/L); 280 nm for gallic acid (LOD 0.12 and LOQ 0.14 mg/L), syringic acid (LOD 0.08 and LOQ 0.12 mg/L), *cis*-resveratrol (LOD 0.08 and LOQ 0.10 mg/L), hesperidin (LOD 0.12 and LOQ 0.17 mg/L) and naringenin (LOD 0.16 and LOQ 0.22 mg/L); 320 nm for caftaric acid (LOD 0.09 and LOQ 0.01 mg/L), *p*-coumaric acid (LOD 0.10 and LOQ 0.12 mg/L),

chlorogenic acid (LOD 0.11 and LOQ 0.15 mg/L), caffeic acid (LOD 0.01 and LOQ 0.012 mg/L) and *trans*-resveratrol (LOD 0.04 and LOQ 0.06 mg/L); 360 nm for kaempferol (LOD 0.10 and LOQ 0.12 mg/L), quercetin (LOD 0.11 and LOQ 0.14 mg/L), rutin (LOD 0.08 and LOQ 0.10 mg/L) and myricetin (LOD 0.05 and LOQ = 0.07 mg/L); and 520 nm for malvidin 3-glucoside (LOD 0.85 and LOQ 1.41 mg/L), malvidin 3,5-diglucoside (LOD 0.24 and LOQ 0.28 mg/L), cyanidin 3-glucoside (LOD 0.11 and LOQ 0.15 mg/L), cyanidin 3,5-diglucoside (LOD 0.07 and LOQ 0.08 mg/L), pelargonidin 3-glucoside (LOD 0.06 and LOQ 0.08 mg/L), pelargonidin 3,5-diglucoside (LOD 0.05 and LOQ 0.05 mg/L), delphinidin 3-glucoside (LOD 0.17 and LOQ 0.22 mg/L) and petunidin 3-glucoside (LOD 0.10 and LOQ 0.12 mg/L) (Supplementary Figs. 1 and 2).

2.7. Statistical analysis

All assays were performed in triplicate for each replicate obtained from the same lot of each flower ($n = 3$) and the results are expressed as the average of these assays $\pm$ standard deviation. Statistical analyses were performed to determine significant differences ($p < 0.05$) using ANOVA followed by Tukey's or Student's *t*-test. Pearson's linear correlation coefficients (*r*) between phenolics and antioxidant activity were calculated in bivariate linear correlations. Principal Component Analysis (PCA) was performed to integrate significant data of the antioxidant activity and phenolic composition. Sigma Stat 3.5 (Jandel Scientific Software, San Jose, California) was used for the statistical analyses.

3. Results and discussion

3.1. Phenolic composition of edible flowers

Six distinct groups of phenolics namely phenolic acids, stilbenes, anthocyanins, flavanols, flavanones, and flavonols, were identified in all flowers included in the study (Table 1). However, the corresponding amounts of each phenolic class largely varied ($p < 0.05$) among the flowers (Table 1). In terms of phenolics diversity, the largest variety of compounds was verified in mini rose and the smallest variety of compounds was verified in begonia (Table 1). Previous studies have reported a great diversity of phenolics in flowers of *Rosa* species, including *R. chinensis* (Cai, Xing, Sun, Zhan, & Corke, 2005; Li et al., 2014). To the best of our knowledge, no prior studies have analyzed the phenolic composition of begonia flowers. However, flavonoids have been suggested as the major phytochemicals in stalks and leaves of *B. nelumbifolia* (Villa-Ruano, Pacheco-Hernández, Cruz-Durán, Lozoya-Gloria, & Betancourt-Jiménez, 2017). Anthocyanins showed low diversity in each flower and were detected mainly in cravine and mini rose (Table 1). These flowers together with begonia, red to red wine-colored flowers (Fig. 1) showed anthocyanins as major compounds, primarily malvidin and pelargonidin (Table 1). In cravine, a red wine-colored flower (Fig. 1), malvidin 3-glucoside was the most abundant compound ($p < 0.05$). In begonia (light red flower; Fig. 1) and torenia (purple flower; Fig. 1), the malvidin 3,5-diglucoside and delphinidin 3-glucoside was the unique anthocyanin detected (Table 1). Otherwise, in mini rose, also a red flower (Fig. 1) only pelargonidin 3,5-diglucoside was detected. The anthocyanins were also detected in cosmos (yellow flower), tagete (orange flower) and mini daisy (white flower) (Fig. 1), but in smaller content compared to other flowers (Table 1).

Anthocyanins are natural water-soluble phenolic pigments that confer red-orange to blue-purple color to fruits, flowers, and leaves (Chrysargyris, Tzionis, Xylia, Nicola, & Tzortzakis, 2019; González-Barrio et al., 2018). The most common anthocyanin compounds in plants are the pelargonidin, cyanidin, delphinidin and, malvidin (Chrysargyris et al., 2019; López Prado et al., 2019). Distinct anthocyanins, in a range of concentrations, have been described in clitoria petals (Esher et al., 2020) and whole flower (Chong & Gwee, 2015),

cosmos (Iwashina et al., 2019) and tagete (Costa, Ribeiro & Barbosa, 2014). The levels of anthocyanins in fruits (Dantas et al., 2019) and flowers (Zheng et al., 2019) has been correlated with their red to purple color intensity. The highest contents of anthocyanins were detected in red, red wine and purple flowers (cravine, mini rose, and begonia, respectively), in agreement with the consensus that low contents of anthocyanins are present in less red brightly colored flowers (Benvenuti, Bortolotti, & Maggini, 2016; González-Barrio et al., 2018).

Flavanols, flavanones, and flavonols comprise other phenolic groups commonly found in edible flowers (Gonçalves et al., 2019; Zheng et al., 2019) that contribute towards their antioxidant ability and health benefits (Huang et al., 2017). Tagete, clitoria, cosmos, and mini daisy, the orange, blue, yellow and white flowers, respectively (Fig. 1), showed greater ($p < 0.05$) concentration of flavanones compared to other phenolic groups (Table 1). All species of edible flowers differed ($p < 0.05$) from each other regarding the flavanones content. The highest ($p < 0.05$) content of the flavanone naringenin was detected in clitoria (Table 1). On the other hand, the highest content ($p < 0.05$) of the flavanone hesperidin was found in cosmos and this compound was detected in all flowers, with exception of begonia (Table 1). Flavanones were also found in cravine, begonia, mini rose, and torenia but generally in lower content ($p < 0.05$) compared to other flowers (Table 1).

The contents of the flavonol myricetin differed in each flower ($p < 0.05$) analyzed. The highest content ($p < 0.05$) of this compound was found in torenia (purple), followed by clitoria, a blue flower (Table 1). In the cosmos, a yellow flower (Fig. 1), the flavonol rutin was the major compound ($p < 0.05$). Flavonols were also found in begonia, mini rose, mini daisy and cravine, but in contents similar to phenolics of other phenolic groups (Table 1).

The contents of flavanols, flavanones and flavonols are reported in a large range for edible flowers in previous studies (Esher et al., 2020; Fernandes et al., 2019; Zheng et al., 2019). Hesperidin, which was abundant in the cosmos in the present study, was not detected in cultivars cosmos commonly cultivated in Tokyo, Japan (Iwashina et al., 2019). Otherwise, Zheng et al. (2019) reported in mini rose amounts of hesperidin ($\sim 35 \mu\text{g/g}$) close to those determined here. In the same study, authors described this flavanone and the flavonol quercitrin as prevalent flavonoids in 17 flowers cultivated in China.

Kaempferol is another flavonol frequently reported in edible flowers. In the present study, kaempferol was detected in all flowers (range 4.2 to 187.12 $\mu\text{g/g}$), except for cravine (Table 1). In their study, Xiong et al. (2014) reported kaempferol (0.19 to 2.78 mg/g) in lavender (*Lavandula pedunculata*), peach (*Prunus persica*) and peony (*Paeonia sulfruticosa*). Kaempferol, quercetin, and myricetin glycosides were also previously reported as major compounds in clitoria (Zakaria, Okello, Howes, Birch-Machin, & Bowman, 2018). Otherwise, quercetin and kaempferol mono- and diglycosides were described among the major compounds detected in mini rose flowers by Cai et al. (2005). Other flavonols, primarily quercetin and glycosides were already found in snapdragon (*Antirrhinum majus*) flowers (15 $\mu\text{g/g}$) and pansy flowers (49 $\mu\text{g/g}$) (González-Barrio et al., 2018).

Different flavanols were identified in the studied flowers (Table 1). Flavanols catechin, epicatechin gallate, epigallocatechin gallate and procyanidin A2 were more abundant ($p < 0.05$) in mini rose in comparison to the other flowers analyzed. These results agree with findings reported in a previous study of wildflowers from China, which included *Rosa rugosa* flowers (Li et al., 2014). Catechin was detected in all flowers (Table 1). The content of this favanol was up to four-fold higher ($p < 0.05$) in mini rose (178 $\mu\text{g/g}$) than other flowers, in which it was detected in a range 18.63 to 44.60 $\mu\text{g/g}$ (Table 1). The mini rose showed also the highest concentration of epigallocatechin gallate (Table 1), which was not detected in cravine and clitoria (Table 1). The greater contents ($p < 0.05$) of the flavanol procyanidin B2 were found in cosmos and torenia (Table 1). Epicatechin was found only in mini rose and tagete, while procyanidin B1 was not detected in cosmos

Table 1
Phenolic composition in eight species of edible flowers of distinct colors used in foods and drinks.

Class	Compounds	Edible flowers							
		Begonia (light red)	Torenia (purple)	Mini rose (dark red)	Clitoria (blue)	Mini daisy (white)	Tagete (orange)	Cosmos (yellow)	Cravine (red wine)
Phenolic acids	Caftaric acid	< LOD	40.52 ± 0.04 ^C	28.30 ± 0.04 ^E	26.40 ± 0.03 ^F	31.00 ± 0.04 ^D	6.90 ± 0.01 ^G	81.10 ± 0.04 ^A	55.10 ± 0.02 ^B
	p-Coumaric acid	0.72 ± 0.02	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD
	Chlorogenic acid	< LOD	57.19 ± 0.05 ^A	30.40 ± 0.02 ^C	< LOD	< LOD	3.80 ± 0.03 ^D	< LOD	45.70 ± 0.05 ^B
	Caffeic acid	< LOD	11.24 ± 0.02 ^A	8.70 ± 0.05 ^B	< LOD	1.70 ± 0.05 ^C	1.70 ± 0.06 ^C	1.40 ± 0.06 ^C	< LOD
Stilbenes	Syringic acid	< LOD	< LOD	5.70 ± 0.06 ^A	< LOD	< LOD	2.40 ± 0.05 ^B	< LOD	3.70 ± 0.07 ^B
	cis-resveratrol	6.77 ± 0.04 ^E	7.64 ± 0.02 ^E	83.30 ± 0.04 ^C	152.70 ± 0.06 ^A	4.00 ± 0.05 ^F	< LOD	92.30 ± 0.02 ^B	62.40 ± 0.02 ^D
	trans-resveratrol	6.99 ± 0.01 ^H	104.63 ± 0.04 ^C	8.20 ± 0.05 ^G	57.50 ± 0.01 ^D	109.30 ± 0.03 ^B	21.40 ± 0.05 ^F	159.80 ± 0.03 ^A	25.90 ± 0.04 ^E
	Catechin	18.75 ± 0.06 ^F	8.34 ± 0.01 ^G	178.10 ± 0.02 ^A	25.30 ± 0.04 ^E	30.00 ± 0.02 ^D	43.20 ± 0.02 ^C	18.63 ± 0.06 ^F	44.60 ± 0.02 ^B
Flavanols	Epicatechin	< LOD	< LOD	5.80 ± 0.04 ^B	< LOD	< LOD	18.60 ± 0.04 ^A	< LOD	< LOD
	Epicatechin gallate	< LOD	< LOD	272.80 ± 0.02 ^A	< LOD	< LOD	9.40 ± 0.05 ^C	28.70 ± 0.06 ^B	< LOD
	Epigallocatechin gallate	2.91 ± 0.02 ^D	15.96 ± 0.06 ^B	212.30 ± 0.06 ^A	< LOD	11.60 ± 0.04 ^C	2.40 ± 0.02 ^D	2.30 ± 0.04 ^D	< LOD
	Procyanidin B1	2.46 ± 0.05 ^D	2.79 ± 0.02 ^D	6.60 ± 0.03 ^B	5.00 ± 0.02 ^C	2.40 ± 0.05 ^D	10.90 ± 0.03 ^A	< LOD	2.30 ± 0.05 ^D
Flavanones	Procyanidin B2	9.47 ± 0.03 ^F	92.13 ± 0.04 ^B	53.90 ± 0.04 ^D	4.90 ± 0.06 ^G	66.60 ± 0.02 ^C	5.60 ± 0.02 ^G	127.40 ± 0.02 ^A	11.70 ± 0.06 ^E
	Procyanidin A2	< LOD	< LOD	125.30 ± 0.05 ^A	9.50 ± 0.01 ^D	8.60 ± 0.04 ^D	< LOD	68.20 ± 0.04 ^B	36.20 ± 0.04 ^C
	Hesperidin	< LOD	67.63 ± 0.05 ^E	38.20 ± 0.03 ^F	339.70 ± 0.04 ^C	33.30 ± 0.01 ^G	185.00 ± 0.05 ^D	1,500.50 ± 0.06 ^A	564.70 ± 0.03 ^B
	Naringenin	3.71 ± 0.05 ^G	6.18 ± 0.02 ^F	104.70 ± 0.06 ^D	346.30 ± 0.05 ^A	156.70 ± 0.05 ^C	39.50 ± 0.02 ^E	161.80 ± 0.02 ^B	< LOD
Flavonols	Quercetin 3-Glucoside	21.30 ± 0.02 ^B	< LOD	71.10 ± 0.04 ^A	< LOD	13.00 ± 0.01 ^C	< LOD	< LOD	< LOD
	Rutin	< LOD	266.45 ± 0.05 ^C	75.10 ± 0.05 ^E	3.50 ± 0.02 ^G	36.50 ± 0.04 ^F	116.40 ± 0.04 ^D	1,871.20 ± 0.04 ^A	350.30 ± 0.04 ^B
	Kaempferol 3-glucoside	67.05 ± 0.04 ^C	34.49 ± 0.04 ^E	187.10 ± 0.02 ^A	26.60 ± 0.06 ^F	47.30 ± 0.06 ^D	4.20 ± 0.06 ^G	101.40 ± 0.02 ^B	< LOD
	Myricetin	185.27 ± 0.05 ^D	2,210.52 ± 0.06 ^A	< LOD	684.10 ± 0.04 ^B	145.00 ± 0.02 ^E	11.10 ± 0.02 ^G	98.00 ± 0.05 ^F	220.60 ± 0.06 ^C
Anthocyanins	Malvidin 3,5-diglucoside	759.12 ± 0.03 ^A	< LOD	< LOD	16.60 ± 0.05 ^B	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD
	Malvidin 3-glucoside	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	3.10 ± 0.04 ^B	2,274.40 ± 0.04 ^A
	Cyanidin 3,5-diglucoside	< LOD	< LOD	< LOD	3.30 ± 0.02	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD
	Cyanidin 3-glucoside	< LOD	< LOD	< LOD	4.80 ± 0.02 ^B	< LOD	< LOD	< LOD D	17.40 ± 0.06 ^A
Total phenolic	Petunidin 3-glucoside	< LOD	< LOD	< LOD	27.60 ± 0.03	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD
	Delphinidin 3-glucoside	< LOD	210.96 ± 0.03 ^A	< LOD	< LOD	11.20 ± 0.03 ^B	< LOD	0.30 ± 0.01 ^C	< LOD
	Pelargonidin 3-glucoside	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	3.80 ± 0.04	< LOD	< LOD
	Pelargonidin 3,5-diglucoside	< LOD	< LOD	1,621.10 ± 0.06	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD	< LOD
Total phenolic		1,084.60 ± 0.42 ^F	3,136.60 ± 0.55 ^C	3,116.70 ± 0.78 ^D	1,693.80 ± 0.56 ^E	708.20 ± 0.56 ^G	486.3 ± 0.61 ^H	4,316.13 ± 0.54 ^A	3,715.00 ± 0.60 ^B

Values are expressed as the mean ± standard deviation. < LOD: below detection limit. Different superscript capital letters in the same row denote difference ($p < 0.05$) among the same phenolic in different flowers, based on Tukey's test.

Table 2

Phenolic compounds detected following the exposure to *in vitro* digestion coupled to a simulated intestinal barrier and their corresponding bioaccessibility in eight species of edible flowers of distinct color used in foods and drinks.

Edible flower	Phenolic class	Compound	Gastric	Dialyzed fraction (in)	Non dialyzed fraction (out)	Bioaccessibility (%)
Begonia	Phenolic acids	Caftaric acid	20.60 ± 0.04 ^{ad}	1.10 ± 0.01 ^{cd}	7.10 ± 0.04 ^{bd}	110.00 ± 0.01 ^A
		Gallic acid	< LOD	< LOD	19.10 ± 0.02 ^A	ND
	Stilbenes	<i>cis</i> -resveratrol	17.60 ± 0.05 ^{ad}	1.00 ± 0.04 ^{ab}	9.90 ± 0.05 ^{ac}	13.92 ± 5.02 ^A
		<i>trans</i> -resveratrol	3.80 ± 0.02 ^E	< LOD	< LOD	ND
	Anthocyanin	Malvidin 3,5-diglucoside	265.80 ± 0.02 ^A	< LOD	< LOD	ND
	Flavanols	Catechin	20.70 ± 0.06 ^{bf}	14.60 ± 0.02 ^{be}	112.70 ± 0.03 ^{ad}	77.75 ± 1.28 ^D
		Procyanidin B2	12.40 ± 0.04 ^{ac}	1.90 ± 0.01 ^{ab}	13.10 ± 0.02 ^{ab}	20.57 ± 0.86 ^D
	Flavonols	Quercetin 3-Glucoside	8.50 ± 0.05 ^{ad}	0.80 ± 0.02 ^{aA}	5.50 ± 0.01 ^{ac}	3.68 ± 1.01 ^B
		Kaempferol 3-glucoside	19.40 ± 0.02 ^{ab}	1.30 ± 0.04 ^{abB}	14.20 ± 0.03 ^{aA}	1.95 ± 0.62 ^B
		Myricetin	97.20 ± 0.06 ^{ad}	1.60 ± 0.03 ^{ce}	22.50 ± 0.01 ^{bd}	0.85 ± 0.13 ^C
Torenia	Phenolic acids	Caftaric acid	23.80 ± 0.06 ^{ac}	1.60 ± 0.01 ^{bd}	4.60 ± 0.04 ^{beF}	3.97 ± 0.27 ^E
		Gallic acid	< LOD	2.20 ± 0.05 ^A	< LOD	220.00 ± 0.05 ^A
		Chlorogenic acid	14.90 ± 0.02 ^{ac}	3.20 ± 0.02 ^{ba}	16.90 ± 0.02 ^{aA}	5.53 ± 0.36 ^A
	Stilbenes	<i>cis</i> -resveratrol	6.70 ± 0.05 ^{bf}	< LOD	15.80 ± 0.01 ^{ab}	ND
		<i>trans</i> -resveratrol	9.40 ± 0.04 ^{bd}	< LOD	15.40 ± 0.04 ^{ab}	ND
	Anthocyanin	Delphinidin 3-glucoside	4.20 ± 0.05 ^A	< LOD	< LOD	ND
	Flavanols	Catechin	21.10 ± 0.02 ^{bf}	14.70 ± 0.03 ^{be}	48.30 ± 0.03 ^{ah}	176.67 ± 1.76 ^A
		Epicatechin	1.60 ± 0.04 ^A	< LOD	< LOD	ND
		Epicatechin gallate	18.30 ± 0.05 ^{aA}	1.30 ± 0.02 ^{ca}	5.00 ± 0.05 ^{ba}	130.00 ± 0.02 ^B
		Procyanidin B1	3.50 ± 0.01 ^{ac}	1.10 ± 0.05 ^{aA}	2.20 ± 0.03 ^{ac}	38.03 ± 16.44 ^{AB}
		Procyanidin B2	5.40 ± 0.05 ^{aF}	2.00 ± 0.02 ^{bb}	4.90 ± 0.02 ^{aF}	2.13 ± 0.21 ^{EF}
	Flavanone	Hesperidin	30.10 ± 0.06 ^{be}	< LOD	32.50 ± 0.01 ^{ad}	ND
	Flavonols	Rutin	27.10 ± 0.02 ^{bc}	0.80 ± 0.05 ^{cb}	31.10 ± 0.02 ^{ab}	0.31 ± 0.18 ^C
		Kaempferol 3-glucoside	12.20 ± 0.01 ^{ad}	0.40 ± 0.02 ^{bc}	3.80 ± 0.04 ^{be}	1.04 ± 0.44 ^B
		Myricetin	432.70 ± 0.06 ^{aA}	19.70 ± 0.01 ^{cb}	300.20 ± 0.03 ^{ba}	0.89 ± 0.00 ^C
Mini rose	Phenolic acids	Caftaric acid	8.60 ± 0.04 ^F	< LOD	< LOD	ND
		Gallic acid	1.60 ± 0.01 ^A	< LOD	< LOD	ND
		Chlorogenic acid	12.90 ± 0.02 ^{ad}	1.20 ± 0.02 ^{cc}	5.80 ± 0.03 ^{bcB}	3.80 ± 0.58 ^B
	Stilbene	Syringic acid	40.10 ± 0.06 ^{aA}	0.40 ± 0.01 ^{ba}	< LOD	6.61 ± 0.50 ^B
		<i>cis</i> -resveratrol	16.40 ± 0.04 ^E	< LOD	< LOD	ND
	Anthocyanin	Pelargonidin 3,5-diglucoside	612.00 ± 0.03 ^a	8.60 ± 0.03 ^c	32.90 ± 0.04 ^b	0.53 ± 0.02
		Catechin	48.00 ± 0.04 ^{bc}	9.60 ± 0.02 ^{cg}	67.30 ± 0.02 ^{ag}	5.41 ± 0.11 ^G
	Flavanols	Procyanidin B1	< LOD	0.80 ± 0.01 ^A	< LOD	11.71 ± 0.52 ^C
		Procyanidin B2	8.10 ± 0.05 ^{aDE}	1.10 ± 0.02 ^{bc}	5.20 ± 0.01 ^{abF}	2.01 ± 0.35 ^{EF}
		Hesperidin	< LOD	2.30 ± 0.04 ^{bc}	48.50 ± 0.04 ^{ac}	5.98 ± 0.96 ^B
	Flavanones	Naringenin	27.40 ± 0.01 ^{ab}	1.60 ± 0.01 ^{cb}	12.00 ± 0.02 ^{bc}	1.57 ± 0.13 ^A
		Quercetin 3-Glucoside	16.10 ± 0.02 ^{abc}	1.20 ± 0.03 ^{ca}	11.60 ± 0.03 ^{ba}	1.67 ± 0.34 ^B
	Flavonols	Rutin	7.50 ± 0.04 ^{bd}	1.10 ± 0.02 ^{cb}	23.00 ± 0.02 ^{ac}	1.42 ± 0.22 ^C
		Kaempferol 3-glucoside	34.70 ± 0.02 ^{aA}	0.60 ± 0.03 ^{cc}	8.90 ± 0.01 ^{bc}	0.35 ± 0.15 ^E
Clitoria	Phenolic acids	Caftaric acid	37.70 ± 0.06 ^{ab}	5.20 ± 0.02 ^{bb}	10.90 ± 0.01 ^{bc}	19.55 ± 0.60 ^B
		Gallic acid	1.50 ± 0.05 ^{ba}	1.00 ± 0.01 ^{bb}	8.40 ± 0.02 ^{ac}	100.00 ± 0.01 ^B
	Stilbenes	<i>cis</i> -resveratrol	73.10 ± 0.05 ^{aA}	3.50 ± 0.01 ^{ca}	50.20 ± 0.03 ^{ba}	2.26 ± 0.08 ^B
		<i>trans</i> -resveratrol	32.70 ± 0.02 ^{aA}	1.90 ± 0.02 ^{ca}	27.80 ± 0.04 ^{ba}	3.29 ± 0.35 ^B
	Anthocyanins	Malvidin 3,5-diglucoside	15.60 ± 0.04 ^{bb}	< LOD	21.70 ± 0.02 ^a	ND
		Cyanidin 3,5-diglucoside	3.70 ± 0.03	< LOD	< LOD	ND
	Flavanols	Catechin	34.80 ± 0.01 ^{be}	30.30 ± 0.03 ^{ba}	157.00 ± 0.04 ^{aA}	119.75 ± 0.88 ^C
		Procyanidin B1	5.10 ± 0.02 ^{ab}	0.90 ± 0.02 ^{aA}	3.50 ± 0.02 ^{ab}	17.16 ± 3.23 ^{BC}
		Procyanidin B2	8.70 ± 0.03 ^{ad}	2.80 ± 0.03 ^{aA}	12.80 ± 0.01 ^{ab}	57.06 ± 2.49 ^A
	Flavanones	Hesperidin	167.80 ± 0.02 ^{ab}	4.10 ± 0.02 ^{cb}	131.50 ± 0.02 ^{bb}	1.22 ± 0.06 ^C
		Naringenin	6.30 ± 0.03 ^{bd}	1.20 ± 0.01 ^{cb}	18.00 ± 0.03 ^{ab}	0.35 ± 0.02 ^B
	Flavonols	Quercetin 3-Glucoside	90.30 ± 0.04 ^A	< LOD	< LOD	ND
		Rutin	2.40 ± 0.05 ^{aG}	0.40 ± 0.03 ^{ab}	1.00 ± 0.04 ^{aF}	11.51 ± 7.72 ^{AB}
		Kaempferol 3-glucoside	12.4 ± 0.02 ^{ad}	0.50 ± 0.01 ^{bc}	9.70 ± 0.02 ^{ab}	1.89 ± 0.25 ^B
		Myricetin	400.80 ± 0.04 ^{ab}	6.30 ± 0.02 ^{bc}	4.90 ± 0.01 ^{cf}	0.92 ± 0.04 ^C
Mini daisy	Phenolic acids	Caftaric acid	7.10 ± 0.04 ^{aG}	2.20 ± 0.03 ^{ac}	4.80 ± 0.02 ^{ae}	7.12 ± 0.93 ^D
		Chlorogenic acid	10.90 ± 0.01 ^{ae}	3.60 ± 0.02 ^{ba}	< LOD	360.00 ± 0.02 ^A
	Stilbene	<i>trans</i> -resveratrol	9.80 ± 0.02 ^{ad}	0.70 ± 0.03 ^{cb}	5.00 ± 0.04 ^{bd}	0.65 ± 0.24 ^C
	Flavanols	Catechin	68.70 ± 0.02 ^{ba}	18.90 ± 0.03 ^{cd}	122.40 ± 0.04 ^{ab}	62.86 ± 0.40 ^E
		Epigallocatechin gallate	3.00 ± 0.04 ^B	< LOD	< LOD	ND
	Flavanones	Procyanidin B1	2.50 ± 0.06 ^{ad}	0.70 ± 0.02 ^{aA}	3.00 ± 0.03 ^{ab}	28.59 ± 3.69 ^{BC}
		Procyanidin B2	19.50 ± 0.03 ^{ab}	2.80 ± 0.01 ^{ca}	16.80 ± 0.04 ^{ba}	4.14 ± 0.16 ^E
		Hesperidin	49.40 ± 0.02 ^{ac}	2.30 ± 0.02 ^{cc}	24.50 ± 0.01 ^{be}	6.97 ± 0.48 ^B
	Flavonols	Naringenin	55.90 ± 0.04 ^{aA}	2.30 ± 0.03 ^{ca}	36.60 ± 0.03 ^{ba}	1.45 ± 0.22 ^A
		Quercetin 3-Glucoside	22.30 ± 0.03 ^{ab}	< LOD	6.20 ± 0.02 ^{bb}	ND
		Rutin	5.90 ± 0.05 ^{ae}	1.10 ± 0.04 ^{ab}	8.30 ± 0.03 ^{ad}	3.08 ± 1.00 ^{BC}
		Kaempferol 3-glucoside	11.50 ± 0.03 ^{ae}	0.90 ± 0.02 ^{bc}	7.30 ± 0.01 ^{ad}	1.81 ± 0.41 ^B
		Myricetin	19.70 ± 0.01 ^{aF}	0.80 ± 0.01 ^{cf}	9.70 ± 0.02 ^{be}	0.52 ± 0.10 ^D

(continued on next page)

Table 2 (continued)

Edible flower	Phenolic class	Compound	Gastric	Dialyzed fraction (in)	Non dialyzed fraction (out)	Bioaccessibility (%)
Tagete	Phenolic acids	Caftaric acid	11.50 ± 0.03 ^{abE}	< LOD	4.10 ± 0.02 ^{bF}	ND
		Chlorogenic acid	4.60 ± 0.05 ^F	< LOD	< LOD	ND
	Stilbene	<i>cis</i> -resveratrol	1.90 ± 0.02 ^G	< LOD	< LOD	ND
	Flavanols	Catechin	34.00 ± 0.04 ^{bE}	21.40 ± 0.02 ^{cC}	97.70 ± 0.03 ^{aE}	49.58 ± 0.29 ^F
		Epicatechin gallate	4.30 ± 0.03 ^C	< LOD	< LOD	ND
		Epigallocatechin gallate	4.00 ± 0.05 ^B	< LOD	< LOD	ND
		Procyanidin B1	5.00 ± 0.01 ^{aB}	< LOD	2.20 ± 0.04 ^{bC}	ND
	Flavanones	Procyanidin B2	4.40 ± 0.02 ^{aF}	2.40 ± 0.01 ^{aAB}	9.60 ± 0.02 ^{aD}	43.23 ± 1.41 ^B
		Hesperidin	7.80 ± 0.04 ^F	< LOD	< LOD	ND
		Naringenin	7.50 ± 0.03 ^C	< LOD	< LOD	ND
	Flavonols	Quercetin 3-Glucoside	4.60 ± 0.05 ^{aE}	1.20 ± 0.03 ^{CA}	3.30 ± 0.01 ^{bD}	ND
		Rutin	4.30 ± 0.02 ^{aF}	0.70 ± 0.04 ^{AB}	3.70 ± 0.02 ^{aE}	0.64 ± 0.34 ^C
		Kaempferol 3-glucoside	15.90 ± 0.04 ^{aC}	0.50 ± 0.02 ^{aC}	3.40 ± 0.03 ^{aE}	11.90 ± 2.24 ^{aA}
		Myricetin	4.10 ± 0.03 ^G	< LOD	< LOD	ND
Cosmos	Phenolic acids	Caftaric acid	45.60 ± 0.01 ^{aA}	4.80 ± 0.01 ^{CB}	40.30 ± 0.02 ^{bA}	5.92 ± 0.10 ^D
		Gallic acid	< LOD	0.90 ± 0.01 ^{BB}	10.30 ± 0.02 ^{aB}	90.00 ± 0.01 ^C
		Chlorogenic acid	52.90 ± 0.02 ^B	< LOD	< LOD	ND
		Syringic acid	2.30 ± 0.03 ^{AB}	0.30 ± 0.02 ^{bA}	1.90 ± 0.04 ^a	30.00 ± 0.02 ^A
	Stilbenes	<i>cis</i> -resveratrol	48.00 ± 0.02 ^B	< LOD	< LOD	ND
		<i>trans</i> -resveratrol	27.50 ± 0.01 ^B	< LOD	< LOD	ND
	Anthocyanin	Delphinidin 3-glucoside	1.30 ± 0.01 ^B	< LOD	< LOD	ND
	Flavanols	Catechin	57.30 ± 0.02 ^{BB}	10.80 ± 0.02 ^{CF}	85.10 ± 0.04 ^{aF}	172.5 ± 0.02 ^B
		Epicatechin	1.70 ± 0.04 ^{aA}	0.20 ± 0.01 ^b	0.90 ± 0.03 ^b	20.00 ± 0.01
		Epicatechin gallate	8.80 ± 0.05 ^B	< LOD	< LOD	ND
		Procyanidin B1	3.00 ± 0.04 ^{aCD}	< LOD	2.20 ± 0.01 ^{bC}	ND
		Procyanidin B2	7.10 ± 0.03 ^{aE}	1.00 ± 0.02 ^{bC}	8.50 ± 0.05 ^{aE}	0.75 ± 0.13 ^F
		Procyanidin A2	43.00 ± 0.01 ^A	< LOD	< LOD	ND
		Hesperidin	43.10 ± 0.03 ^D	< LOD	< LOD	ND
	Flavanones	Naringenin	7.10 ± 0.02 ^C	< LOD	< LOD	ND
		Quercetin 3-Glucoside	< LOD	0.70 ± 0.03 ^{BA}	11.50 ± 0.02 ^{aA}	70.00 ± 0.03 ^A
		Rutin	61.40 ± 0.05 ^B	< LOD	< LOD	ND
	Flavonols	Kaempferol 3-glucoside	4.90 ± 0.02 ^{bF}	1.50 ± 0.01 ^{CA}	9.10 ± 0.03 ^{aBC}	1.48 ± 0.11 ^B
		Myricetin	50.20 ± 0.04 ^{bE}	2.30 ± 0.02 ^{CD}	57.30 ± 0.01 ^{aC}	2.30 ± 0.16 ^B
Cravine	Phenolic acids	Caftaric acid	44.60 ± 0.03 ^{aA}	8.30 ± 0.03 ^{CA}	35.60 ± 0.01 ^{BB}	15.01 ± 0.53 ^{aC}
		Gallic acid	< LOD	1.00 ± 0.04 ^{BB}	7.90 ± 0.02 ^{CC}	100.00 ± 0.04 ^B
		Chlorogenic acid	65.00 ± 0.04 ^{aA}	2.20 ± 0.02 ^{BB}	5.90 ± 0.04 ^{BB}	4.71 ± 0.46 ^{AB}
		Caffeic acid	4.20 ± 0.05	< LOD	< LOD	ND
	Stilbenes	<i>cis</i> -resveratrol	42.30 ± 0.04 ^{aC}	< LOD	4.90 ± 0.03 ^{bD}	ND
		<i>trans</i> -resveratrol	17.70 ± 0.03 ^{aC}	2.40 ± 0.03 ^{BA}	13.50 ± 0.01 ^{aC}	9.30 ± 0.84 ^A
	Anthocyanin	Malvidin 3-glucoside	2,303.10 ± 0.01 ^a	8.20 ± 0.01 ^c	11.40 ± 0.02 ^b	0.36 ± 0.00
	Flavanols	Catechin	44.80 ± 0.02 ^{bD}	28.60 ± 0.04 ^{CB}	117.90 ± 0.03 ^{aC}	64.14 ± 0.54 ^E
		Epicatechin gallate	< LOD	1.60 ± 0.02 ^{BA}	5.50 ± 0.02 ^{aA}	160.00 ± 0.02 ^A
		Epigallocatechin gallate	5.60 ± 0.05 ^{aA}	1.20 ± 0.05 ^C	3.10 ± 0.03 ^b	120.00 ± 0.02
		Procyanidin B1	6.10 ± 0.02 ^{aA}	1.30 ± 0.02 ^{aA}	4.90 ± 0.01 ^{aA}	58.67 ± 5.59 ^A
		Procyanidin B2	22.20 ± 0.03 ^{aA}	2.80 ± 0.03 ^{BA}	10.60 ± 0.02 ^{abC}	24.35 ± 0.99 ^C
		Procyanidin A2	16.30 ± 0.06 ^B	< LOD	< LOD	ND
		Hesperidin	599.40 ± 0.03 ^{aA}	63.40 ± 0.01 ^{CA}	338.20 ± 0.03 ^{BA}	11.23 ± 0.02 ^A
	Flavonols	Quercetin 3-Glucoside	< LOD	< LOD	5.10 ± 0.01 ^C	ND
		Rutin	401.30 ± 0.01 ^{aA}	50.60 ± 0.03 ^{CA}	270.20 ± 0.04 ^{BA}	14.46 ± 0.08 ^A
		Myricetin	342.80 ± 0.03 ^{aC}	37.10 ± 0.01 ^{CA}	249.40 ± 0.02 ^{BB}	16.83 ± 0.02 ^A

Values are expressed as the mean ± standard deviation in µg/g (dry basis). < LOD: below detection limit. ND: not detected; Different superscript capital letters in the same column for the same compound denote difference ($p < 0.05$) among the samples, based on Tukey test. Different superscript lowercase letters in the same row denote difference ($p < 0.05$) among the digestive phases for the same sample, based on Tukey's test.

(Table 1). Moreover, the procyanidin A2 flavanol was present in greater amounts in the mini rose than in cosmos, cravine, clitoria and mini daisy (Table 1).

Cosmos and clitoria showed the higher contents of the stilbenes ($p < 0.05$) among the flowers (Table 1). *Cis* and *trans*-resveratrol in the present study were detected in all flowers; except for tagete that presented only *trans*-resveratrol (Table 1). There are more than 400 natural stilbenes in nature, however present in a limited and heterogeneous group of plant families since the key enzyme involved in their biosynthesis, is not ubiquitously expressed (Sirerol, Rodríguez, Mena, Asensi, Estrela, & Ortega, 2016). A previous study reported in fruits (blackberry, blueberry, raspberry, cajá and soursop) the same stilbenes forms found here (*cis*- and *trans*-resveratrol), however in lower contents (0.59 to 1.90 mg/100 g) than those detected here in edible flowers (Dantas et al., 2019). Similarly, resveratrol was already reported in pomegranate flower in lower (6.3 and 8.0 mg/Kg) content than in

edible flowers study here (Fellah, Bannour, Rocchetti, Lucini, & Ferchichi, 2018).

The contents of phenolic acids varied among the flowers (Table 1). Caftaric acid was detected in all flowers except for begonia, while *p*-coumaric acid was found only in this flower (Table 1). Caftaric acid was the unique phenolic acid detected in clitoria. The highest contents of this phenolic acid ($p < 0.05$) were detected in cosmos, while the highest content ($p < 0.05$) of chlorogenic and caffeic acid was found in torenia (Table 1).

Kaïsson, Siriamornpun, Weerapreeyakul, and Meeso (2011) identified ten phenolic acids in edible flower edible flowers belonging to the same or distinct genera than flowers studied here. In the study, the highest concentrations of total phenolic acids in *Cassia siamea* (739 µg/g), *Cosmos sulphureus* (615 µg/g) and *Tagetes erecta* (549 µg/g). Overall, chlorogenic, syringic and *p*-coumaric acids were detected in all flowers, but in lower amounts compared to other phenolic acids (Kaïsson et al.,

2011). Chlorogenic acid was the most abundant phenolic compound in the flowers of *Crataegus* spp. (hawthorn flowers) (range 0.49 to 12.67 mg/g) collected in distinct regions of Iran (Alirezalu et al., 2018). The differences observed in the phenolic composition of flowers belonging to the same or different species are influenced by environmental factors. Phenolics represent a chemical interface between plants and the environment, being largely affected by environmental conditions such as soil composition, temperature, rainfall and ultraviolet radiation incidence, as well as flowering period (Zheng, Yu, Maninder, & Xu, 2018). All these factors may affect the accumulation of bioactive compounds in plant organs (Jin, Zhu, Guo, Shen, & Wang, 2012).

Considering the sum of all phenolics detected in each flower, cosmos presented the highest contents ($p < 0.05$), followed by cravine (3,715.00 $\mu\text{g/g}$), torenia (3,136.60 $\mu\text{g/g}$) and mini rose (3,116.7 $\mu\text{g/g}$), and tagete the lowest contents (486.3 $\mu\text{g/g}$) of total phenolic among the studied flowers (Table 1). These results were probably influenced by the color, thickness and cell wall structure of the distinct flowers analyzed (Zheng et al., 2018). A direct comparison of these findings with those already reported for the same flower species is difficult because total phenolics in flowers have been determined using spectrophotometric approaches and expressed in gallic acid equivalents (GAE/mL). Nevertheless, Chensom et al. (2019) also observed higher total phenolic contents in cosmos (13.08 mg GAE/g) then in torenia (4.85 mg GAE/g) or begonia (2.04 mg GAE/g) cultivated in Japan. Otherwise, values ranging from 284.80 to 1890 mg GAE/g were described for mini-rose (Cai et al., 2005; Xiong et al., 2014; Zheng et al., 2018), while among tagete cultivars total phenolics were reported in a range of 81.8 to 223.3 mg GAE/g (Li, Gao, Zhao, & Wang, 2007).

3.2. Bioaccessibility of phenolics in edible flowers

Exposure to gastrointestinal conditions promoted distinct effects on phenolics in the flowers analyzed. In all flowers there was a decrease after the gastric phase, except for cravine, which increased the total of phenolics around 5% (Table 2). Phenolics such as procyanidins and epicatechin gallate may be converted in epicatechin, which is more stable in acidic conditions, while gallic acid can be released from galloylated catechins (e.g., epigallocatechin gallate and epicatechin gallate) (Liang, Wu, Yang, Hu, & Chen, 2016). According to Barba et al. (2017), the increase of some phenolics after exposure to gastric conditions is also related to the release of phenolic compounds linked to other components in the vegetal matrix. The transformation promoted by exposure to acidic conditions should be considered because phenolics may be transformed into different structural forms that can or not be identified (Barba et al., 2017; Huang et al., 2017).

The highest ($p < 0.5$) bioaccessibility of catechin was observed in torenia (~176%; Table 2). Interestingly, in mini rose, which presented the highest contents of this flavanol before the *in vitro* digestion, catechin showed the lowest bioaccessibility (~5%); in the other flowers the bioaccessibility of this compound varied from ~172 to 50% (Table 2; $p < 0.05$). Catechins are polyhydroxylated polyphenols commonly found in vegetable and well-known by their biological activities, however one of the significant disadvantages of catechins is their instability. These compounds are easily oxidized, owing to the loss of hydrogen atoms in solution and are not stable in alkaline and neutral conditions (Mochizuki, Yamazaki, Kano, & Ikeda, 2002). The flavanol procyanidin B2 presented the lowest ($p < 0.05$) bioaccessibility in cosmos (0.745%) and, in mine rose and torenia (~2%; Table 2). The highest bioaccessibility ($p < 0.05$) of procyanidin B2 was observed in clitoria (~57%). Among the other flowers the bioaccessibility of procyanidin B2 varied from ~43 to 4%. Moreover, the highest bioaccessibility of procyanidin B1 was observed in cravine (~58%) and torenia (~38%). This same compound was not bioaccessible in tagete and cosmos. In mini rose, clitoria, and mini daisy the bioaccessibility of procyanidin B1 was in a range of ~12 to 29%. The flavanol epicatechin gallate was bioaccessible in cravine (160%) and torenia (130%), while

bioaccessibility of epigallocatechin gallate was observed only in cravine (120%). Procyanidins are made of catechin and epicatechin and only monomers and smaller oligomeric procyanidins cross the intestinal barrier and can be absorbed (Rauf et al., 2019). Exposure to acidic and alkaline conditions during simulated gastrointestinal conditions hydrolyze bonds joining these compounds, thus increasing their contents in the intestinal fraction. Studies have attributed the high bioaccessibility of catechins in fruits as a result of the hydrolysis of polymerized compounds (Dantas et al., 2019; Mosele, Macià, Romero, & Moltiva, 2016). This could explain the higher bioaccessibility of catechin in flowers containing lower contents of this flavanol. Overall, the structure of the vegetal matrix and the binding gallate moieties of flavanols to vegetable cell wall material greatly affect the bioaccessibility of these compounds (Oliveira et al., 2020; Wang, Liu, Chen, & Zhao, 2013). Consequently, the distinct structure of the vegetal tissue each flower may explain the distinct bioaccessibility observed for flavanols. In their study, Oliveira et al. (2020) suggest that the highest content fibers in fruits affect the bioaccessibility of flavanols because the fibers create pores in their structure where the phenolic compounds can penetrate. Another factor that influences the bioaccessibility of some phenolic acids is related to their chemical rearrangements (Dutra et al., 2017).

Anthocyanins corresponded to the phenolic group with the lowest bioaccessibility among those identified in the studied flowers. The anthocyanins pelargonidin 3,5-diglycoside and malvidin 3-glucoside, detected only in mini rose and cravine, respectively, showed low bioaccessibility (below 0.6%; Table 2). Anthocyanins are unstable under gastric and alkaline intestinal conditions (Peixoto et al., 2016). A previous study reported that exposure to conditions *in vitro* digestion causes a significant reduction in the anthocyanins and observed bioaccessibility of these phenolics only in blueberry and raspberry among five red to purple fruits (Dantas et al., 2019).

The bioaccessibility of flavonols also varied among the analyzed flowers. The highest ($p < 0.05$) bioaccessibility of flavonols rutin and miricetin, ~17 and 14%, respectively was observed in cravine (Table 2). In cosmos, mini daisy, clitoria, torenia and begonia, the bioaccessibility of miricetin was lower ($p < 0.05$) than in cravine, ranging from ~2 to 0.5% (Table 2). Similarly, rutin showed lower bioaccessibility in clitoria, mini daisy, tagete and torenia compared to cravine, varying from ~11 to 0.3%. The highest bioaccessibility ($p < 0.05$) observed for kaempferol 3-glucoside was ~11% in tagete. In mini rose, mini daisy and begonia, the bioaccessibility of this flavanol was close to 2% and even lower ($p < 0.05$) in torenia (0.35%). The flavanol quercetin 3-glucoside was bioaccessible only in cosmos (70%), begonia (~3.7%) and mini rose (~1.7%). Varied bioaccessibility of flavonols was previously reported in blended fruit juice (40% orange, 33% kiwi, 13.5% pineapple and 13.5% mango) by Rodríguez-Roque, Rojas-Graü, Elez-Martínez, and Martín-Belloso (2014). However, different from observed here, quercetin was cited among the most bioaccessible flavonols in the study of these researchers, showing the impact of the embedded matrix. This difference may be related to an incomplete release of quercetin from other components (e.g., fibers) in the matrix, with a consequent decrease of the ability to pass through the simulated membrane (Barba et al., 2017; Dantas et al., 2019). Flavonols might bind to proteins or fibers in the matrix through hydrogen bonding, covalent bonding or hydrophobic interactions (Dantas et al., 2019). During exposure to gastric and intestinal conditions (pH and enzymes), the solubility of these compounds may change, impacting the bioaccessibility (Lucas-Gonzales, Navarro-Coves, Pérez-Álvarez, & Fernández-López, 2016).

Flavanones showed bioaccessibility only in cravine, mini rose, mini daisy and clitoria, in a range of ~11 to ~1.5%. Hesperidin showed the highest ($p < 0.05$) bioaccessibility in cravine (~11%). In mini daisy, mini rose and clitoria, the bioaccessibility of this flavanone was always below 7% (Table 2). In these three flowers, the flavanone naringenin also showed low bioaccessibility, ranging from ~1.6 to 0.35%. The occurrence of chemical changes promoted by acidic or alkaline environments

during digestion, as well as the action of digestive enzymes over proteins and carbohydrates may help the flavanones release (Lingua, Wunderlin, & Baroni, 2018).

The bioaccessibility of phenolic acids varied with the acid and among the flowers. Caftaric acid showed the highest ($p < 0.05$) bioaccessibility in begonia (~110%), followed by clitoria (~20%) and cravine (~15%). In mini daisy, cosmos and torenia, the bioaccessibility of this phenolic acid varied from ~7 to ~4%. Chlorogenic acid showed the highest bioaccessibility in mini daisy (360%), around 5% in torenia, 3.5% in mini rose and 4.7% in cravine. Syringic acid was bioaccessible only in mini rose (6.6%) and cosmos (30.00%) (Table 2). Gallic acid showed the highest ($p < 0.05$) bioaccessibility among all phenolics detected in all flowers. This highest bioaccessibility was observed in torenia (220%). In clitoria and cravine the bioaccessibility of this phenolic acid was 100% and in cosmos 90% (Table 2). However, this phenolic acid was not bioaccessible in begonia, mini rose, mini daisy and tagete. The high bioaccessibility of chlorogenic and gallic acid observed in the present study was previously observed in flowers of *Hypericum perforatum* L., (ibitipoca), which presented bioaccessibility of 303.08 and 185.81% for chlorogenic and gallic acid, respectively (Celep, İnan, Akyüz, & Yesilada, 2017). Overall, the distinct bioaccessibility of some compounds in flowers observed here can be related to changes in the structure of phenolics during the *in vitro* digestion by oxidation or degradation, as well as their distribution in the vegetal tissue (Rodríguez-Roque et al., 2014; Schulz, Biluca, Gonzaga, & da Borges, 2017). Probably, the distinct structure formed by pectin, cellulose and hemicellulose in the vegetable tissue of the studied flowers was related to the great variation in the bioaccessibility of phenolics such as flavanones and phenolic acids (Morais, 2019; Rodríguez-Roque et al., 2014).

Among the stilbenes detected, *cis*-resveratrol showed the highest ($p < 0.05$) bioaccessibility in begonia (~14%). In clitoria and mini daisy the bioaccessibility of this compound was around 2.3% and 0.65%, respectively (Table 2). Otherwise, *trans*-resveratrol showed the highest bioaccessibility ($p < 0.05$) in cravine (~9%) and was also bioaccessible in clitoria (~3.3%) (Table 2). The highest bioaccessibility of the form *cis*- compared to *trans*-resveratrol in flowers is explained by the instability of *trans*-resveratrol under environmental conditions and within the digestive system leading to its isomerization to *cis*-resveratrol (Koga, Andrade, Ferruzzi, & Lee, 2016). Resveratrol has been described as a low bioaccessible phenolic (Manach, Willianon, Morand, Scalbert, & Rémésy, 2005).

Compounds which have been described as the most bioaccessible in fruits (e.g. catechin, myricetin, hesperidin, procyanidins and rutin) (Dantas et al., 2019; Schulz et al., 2017) were detected in high amounts in the non-dialyzed fraction of the analyzed edible flowers. These are interesting findings because compounds not able to cross the simulated intestinal barrier (i. e. non detected in the non-dialyzed fraction) would be not available for absorption, thus will reach the colon "carried" or not by fibers. Once in the colon, they can be metabolized by colonic bacteria promoting distinct benefits to the host (Jakobek & Matić, 2019; Morais, 2019).

3.3. Antioxidant activity of the edible flowers and their digestive fractions

Before *in vitro* digestion, mini rose displayed the highest ($p < 0.05$) scavenging DPPH' activity and ferric reducing power (FRAP) (Table 3), while, cosmos showed the highest ($p < 0.05$) oxygen radical absorbance capacity (ORAC). The lowest activity measured by FRAP method was observed for clitoria ($p < 0.05$). Cosmos, tagete and torenia differed from each other ($p < 0.05$) in FRAP assay, while no differences were observed among the cravine, begonia and mini daisy (Table 3). Clitoria also showed lower ($p < 0.05$) activity in DPPH in comparison to cravine, torenia and mini daisy, but without difference from begonia, tagete and cosmos (Table 3); cravine, torenia and mini daisy differed from each other ($p < 0.05$). In ORAC analysis, clitoria showed lower

activity ($p < 0.05$) compared to other flowers, without difference only from begonia (Table 3). Torenia, mini daisy and clitoria differed from each other ($p < 0.05$) in ORAC assay, while tagete, cravine and mini rose showed similar ORAC activity.

According to the Pearson's correlation analysis of phenolics detected in flowers before digestion and the antioxidant assays, rutin ($r = 1.0$), hesperidin ($r = 0.9$) and pelargonidin 3,5-diglucoside, catechin, epicatechin galate, epigallocatechin galate, procyanidin A2, quercetin 3-glucoside, *trans*-resveratrol, caftaric acid and, procyanidin B2 ($r = 0.8$), as well as kaempferol ($r = 0.7$) showed positive and strong correlation with all antioxidant assays (Supplementary Table 1). Among these compounds, rutin, hesperidin, caftaric acid and procyanidin B2 were most abundant in cosmos, while the others were detected in great amounts in mini rose. A weak correlation ($r < 0.5$) was observed for naringenin, myricetin, malvidin 3,5- diglucoside and malvidin 3-glucoside and DPPH, FRAP or ORAC assays (Supplementary Table 1). These compounds were mainly detected in clitoria, torenia, begonia or cravine (Table 1).

The dialyzed fraction (i.e. the fraction containing the bioaccessible phenolics) of cravine and mini rose displayed the highest ($p < 0.05$) antioxidant activity by DPPH and FRAP assay, respectively (Table 3). Otherwise, the dialyzed fraction of cosmos showed the highest ($p < 0.05$) activity measured in ORAC (Table 3), while the lowest ($p < 0.05$) antioxidant activity in FRAP and ORAC assays was observed for the dialyzed fraction of clitoria. Dialyzed fractions of cosmos, clitoria and begonia showed lower ($p < 0.05$) values in DPPH assay compared to those obtained from other flowers, but did not differ from each other. No differences were observed between dialyzed fractions of cravine and mini daisy regarding FRAP activity, while those obtained from torenia, tagete and cosmos differed from each other ($p < 0.05$) in this assay. Dialyzed fractions of begonia and cosmos showed similar activity in DPPH, while those from begonia and mini daisy showed similar values in ORAC assays (Table 3).

The correlation analyses of phenolics in dialyzed fraction showed that malvidin 3-glucoside, epigallocatechin gallate, hesperidin and rutin ($r = 0.9$), epicatechin gallate and myricetin ($r = 0.8$), as well as procyanidin B1 ($r = 0.7$) presented a positive correlation with antioxidant activity of the dialyzed fraction measured by all antioxidant assays evaluated (Supplementary Table 2). These phenolics were detected in high amounts in the dialyzed fraction of cravine. Interestingly, weak correlation with DPPH, FRAP and ORAC assays was observed for *cis* resveratrol, pelargonidin 3,5 diglucoside, caftaric acid and catechin. *Cis*-resveratrol and catechin were detected mainly in the dialyzed fraction of clitoria, while pelargonidin 3,5 diglucoside and caftaric acid were detected mainly in the dialyzed fraction of mini rose and cravine, respectively (Table 2). The dialyzed fraction of begonia did not present a correlation with FRAP assay (Supplementary Table 2).

Similar to observed results obtained with extracts before the *in vitro* digestion, the non-dialyzed fraction of mini rose presented the highest ($p < 0.05$) antioxidant activities by FRAP and DPPH, while that from clitoria showed lowest ($p < 0.05$) antioxidant activity measured in these two methods. Otherwise, the highest ($p < 0.05$) capacity of oxygen radical absorbance was displayed by the non-dialyzed fraction of cosmos (Table 3). No differences were observed among the DPPH' scavenging activity of the non-dialyzed fraction from torenia, cravine and mini daisy, or between tagete and cosmos (Table 3). The non-dialyzed fraction of torenia and tagete differed from each other ($p < 0.05$) in DPPH, while no differences between begonia and clitoria were observed in DPPH. Otherwise, those obtained from tagete, cravine and cosmos differed ($p < 0.05$) in FRAP, while begonia differed from tagete ($p < 0.05$) in ORAC assay (Table 3). The non-dialyzed fraction of begonia did not presented activity in FRAP assay.

In the non-dialyzed fraction, syringic acid ($r = 1.0$), pelargonidin 3,5-diglucoside ($r = 0.9$), epicatechin ($r = 0.9$) and caftaric acid ($r = 0.7$) (Supplementary Table 3), detected in higher amounts in the non-dialyzed fraction of mini rose or cosmos (Table 2) presented a

Table 3

Antioxidant activity in eight species of edible flowers of distinct colors used in floods and drinks and their corresponding digestive fractions evaluated by DPPH, FRAP and ORAC methods.

Assay	Flowers	Digestive fraction		
		Before digestion	Dialyzed fraction	Non dialyzed fraction
DPPH	Begônia	649.27 ± 4.55 ^{Ea}	167.47 ± 12.23 ^{DEb}	104.80 ± 12.60 ^{CDc}
	Torenia	7,013.62 ± 124.71 ^{Ca}	1,157.96 ± 123.83 ^{Cb}	1,296.60 ± 139.45 ^{Bb}
	Mini rose	21,600.98 ± 825.37 ^{Aa}	1,646.11 ± 105.79 ^{Bc}	2,807.90 ± 132.50 ^{Ab}
	Clitoria	321.58 ± 11.66 ^{Ea}	19.82 ± 10.60 ^{Eb}	30.93 ± 2.75 ^{Db}
	Mini daisy	15,081.95 ± 2134.94 ^{Ba}	1,073.91 ± 115.56 ^{Cb}	1,108.92 ± 66.03 ^{Bb}
	Tagete	694.39 ± 6.88 ^{Ea}	271.07 ± 6.74 ^{Dc}	347.75 ± 28.96 ^{Cb}
	Cosmos	690.25 ± 7.36 ^{Ea}	55.71 ± 1.16 ^{Ec}	344.15 ± 6.86 ^{Cb}
	Cravine	2,884.87 ± 74.78 ^{Db}	4,260.23 ± 33.38 ^{Aa}	1,288.68 ± 111.43 ^{Bc}
FRAP	Begônia	3,512.98 ± 36.18 ^{EF}	ND	ND
	Torenia	8,907.50 ± 210.97 ^{Da}	1,398.57 ± 91.37 ^{Bb}	1,414.07 ± 32.89 ^{CDb}
	Mini rose	27,022.22 ± 415.92 ^{Aa}	1,638.67 ± 47.28 ^{Ac}	2,856.78 ± 246.95 ^{Ab}
	Clitoria	561.70 ± 6.67 ^{Ga}	58.31 ± 4.17 ^{Fc}	145.17 ± 12.11 ^{Fb}
	Mini daisy	2,891.25 ± 78.70 ^{Fa}	956.73 ± 86.67 ^{Cc}	1,149.50 ± 39.63 ^{Db}
	Tagete	14,948.06 ± 407.72 ^{Ca}	539.27 ± 40.20 ^{Dc}	2,125.86 ± 34.13 ^{Bb}
	Cosmos	15,724.30 ± 354.44 ^{Ba}	204.83 ± 13.83 ^{Eb}	457.77 ± 20.59 ^{Eb}
	Cravine	3,866.97 ± 172.29 ^{Ea}	1,030.78 ± 77.78 ^{Cc}	1,571.67 ± 131.13 ^{Cb}
ORAC	Begonia	808.36 ± 52.93 ^{Ec}	8,634.53 ± 412.38 ^{Cb}	9,682.87 ± 593.25 ^{Ba}
	Torenia	36,982.48 ± 1,920.55 ^{Ba}	6,082.73 ± 559.38 ^{Db}	6,161.82 ± 368.45 ^{CDb}
	Mini rose	14,079.76 ± 1,927.14 ^{Da}	3,682.73 ± 1,040.41 ^{Ec}	8,376.47 ± 559.99 ^{Bcb}
	Clitoria	1,037.23 ± 133.03 ^{Ea}	156.29 ± 13.96 ^{Fc}	359.15 ± 65.22 ^{Eb}
	Mini daisy	29,635.36 ± 2,364.71 ^{Ca}	9,197.27 ± 646.08 ^{Bcc}	4,933.98 ± 742.30 ^{Dc}
	Tagete	16,634.83 ± 421.20 ^{Da}	10,661.72 ± 891.67 ^{Bb}	478.65 ± 44.93 ^{Ec}
	Cosmos	138,764.59 ± 5,188.27 ^{Aa}	13,339.03 ± 651.13 ^{Ab}	52,740.26 ± 3,525.74 ^{Ab}
	Cravine	14,914.48 ± 1730.56 ^{Da}	3,469.61 ± 173.10 ^{Ec}	6,418.44 ± 502.25 ^{CDb}

Values are expressed in $\mu\text{mol TEAC}/100\text{ g}$ and as the mean $\pm$ standard deviation. ND: not detected. Different uppercase superscript capital letters in the same column for the same method denote difference ($p < 0.05$) between the samples, based on the Tukey's test. Different lowercase superscript letters on the same row indicate difference ($p < 0.05$) between digestive fraction of the same sample, based on Tukey's test.

positive and strong correlation with the results obtained in all antioxidant assays (Supplementary Table 3). A weak correlation was observed for procyanidin B2, gallic acid, chlorogenic acid, *cis*-resveratrol and catechin (Supplementary Table 3), mainly detected in mini daisy, begonia, torenia or clitoria respectively (Table 2).

The antioxidant activity measured for the eight edible flowers tested or their digestive fractions varied among DPPH, FRAP and ORAC method. Similar findings were reported in a study with 23 edible flowers different from those studied here, which were evaluated by FRAP (activity in a range of 8.08 to 913.58 $\mu\text{M TEAC}/\text{g}$), DPPH (activity in a range of 21.14 to 599.49 $\mu\text{mol TEAC}/\text{g}$) and ABTS assay (46.46 to 2078.34 $\mu\text{mol TEAC}/\text{g}$) (Chen et al., 2015). Phenolic compounds may develop their antioxidant activity by different mechanisms (Fernandes et al., 2019). Because none of the available *in vitro* methods can evaluate all antioxidant mechanisms exerted by phenolics, as observed here, the antioxidant activity varies with the method applied (Skrajda, 2017). Overall, the different antioxidant potential of each flowers, or its derived fractions was related to their phenolic composition, and thus directly associated with individual antioxidant power and amounts of each phenolic.

Once the antioxidant activity of the flowers or their derived fractions was evaluated by the three distinct methods, a PCA was used to assess the overall effect of phenolic compounds detected before or after digestion in each flower, on the measured activity.

The PCA obtained for flower phenolics before the *in vitro* digestion explained 82.07% of the variance in the observed results. The variables that define the PC1, which explains 48.15% of the variation, were catechin epicatechin gallate, epigallocatechin gallate, pelargonidin 3,5-diglucoside, procyanidin A2, quercetin, kaempferol, DPPH and FRAP (Fig. 2A). In this PC, catechin, epicatechin gallate, epigallocatechin gallate quercetin 3-glucoside and pelargonidine 3,5-diglucoside were strongly correlated with DPPH, while procyanidin A2 and kaempferol 3-glucoside were strongly correlated with FRAP (Fig. 2A). PC1 separated the mini rose from all other flowers (Fig. 2B). PC2, which

explained 31.21% of the data variance, was defined by *trans*-resveratrol, hesperidin, rutin, procyanidin B2, caftaric acid and ORAC. In this PC, rutin, caftaric acid and procyanidin B2 were strongly correlated with ORAC (Fig. 2A) and separated cosmos from all other flowers (Fig. 2B). A previous study with flowers of hawthorn species also observed correlation of rutin, quercetin 3-glucoside quercetin, epicatechin, and procyanidin B2 with FRAP activity (Alirezalu et al., 2018), while another research reported correlation of catechin, rutin chlorogenic acid and procyanidins from flowers of crabapple (*Malus* species) with DPPH activity (Liu, Wang, & Wang, 2018).

The PCA generated with phenolics and antioxidant activity of dialyzed fractions explained 72.59% of the obtained results. The contributors for PC1, which explained 54.37% of the data variance were caftaric acid, *trans*-resveratrol, myricetin, hesperidin, epigallocatechin gallate, epicatechin gallate, procyanidin B1, malvidin 3-glucoside, rutin and DPPH. In this PC, epicatechin gallate and procyanidin B1 were strongly correlated with DPPH method (Fig. 3A) and cravine was separated from other flowers. PC2 explained the remained 18.22% of the variance and was defined by the variables perlargonidin 3,5-diglucoside, chlorogenic acid and FRAP (Fig. 3B). In this PC, chlorogenic acid showed strong correlation FRAP (Fig. 3A) and separated torenia and mini rose from all other flowers (Fig. 3B).

The PCA generated for phenolics and antioxidant activity of the non-dialyzed fraction explained 81.97% of the obtained results. PC1 explained 53.60% of the data variance and was defined by caftaric acid, gallic acid, syringic acid, FRAP and ORAC. In this PC, syringic acid, epicatechin and caftaric acid were strongly correlated with ORAC, while gallic acid showed a strong negative correlation with FRAP (Fig. 4A). By PC1 Cosmos separated from other flowers (Fig. 4B). On another hand, PC2 which explained 28.37% of the data variance was defined by perlargonidin 3,5-diglucoside and DPPH (Fig. 4A) and separates the mini rose from all other flowers (Fig. 4B).

No previous studies have evaluated the antioxidant activity of bioaccessible or not bioaccessible phenolics using the same methods

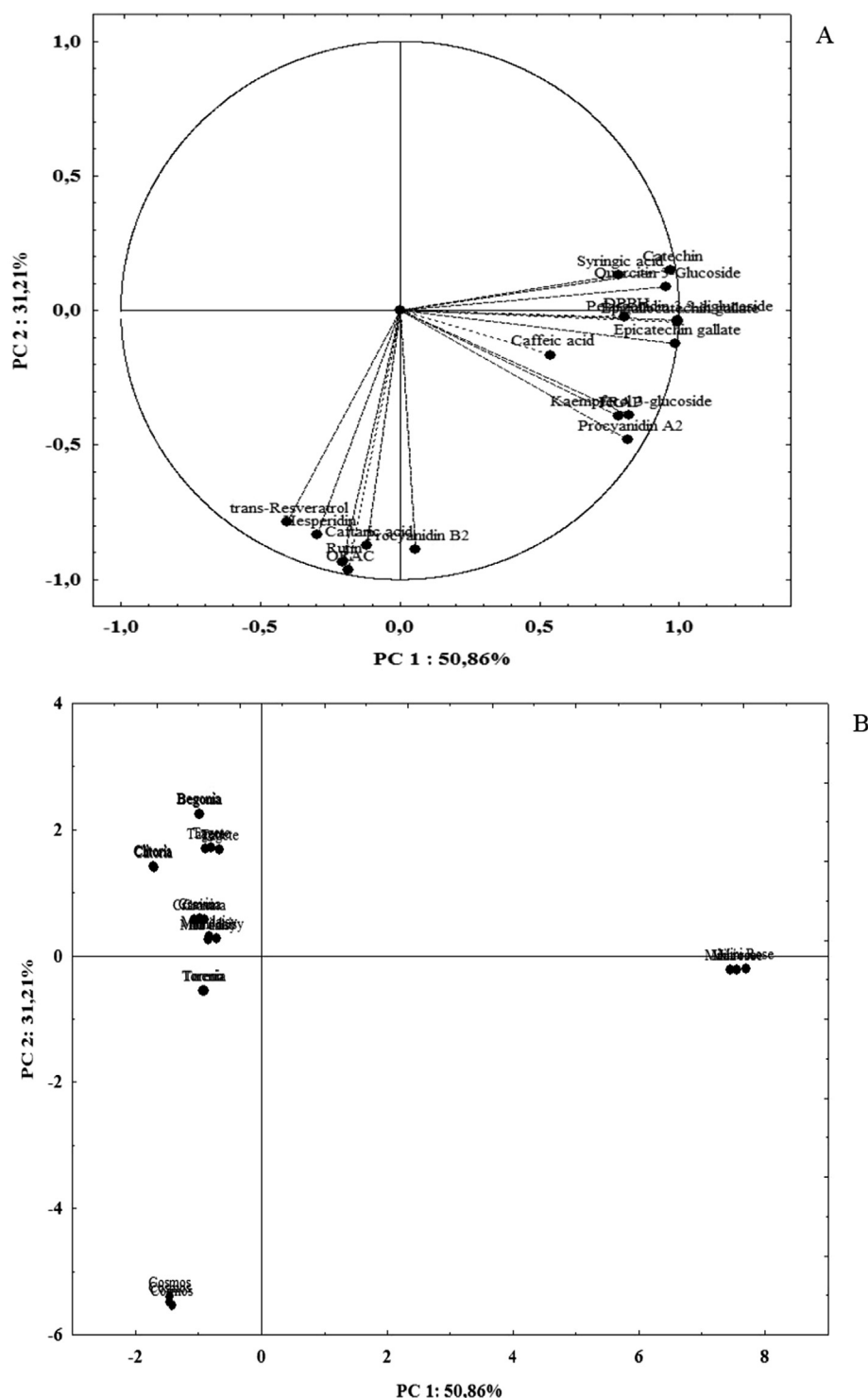


Fig. 2. (A) Principal Component Analysis (PCA) graph of phenolics from dialyzed fractions of edible flowers of distinct colors with antioxidant assays; (B) distribution of the dialyzed fractions of eight edible flowers of distinct colors used in foods and drinks. PC: Principal component; FRAP: Ferric reducing antioxidant power; ORAC: Oxygen radical absorption capacity; DPPH: activity against 2,2- difenil-1-picril-hidrazil free radicals.

assessed in the present study, however, [Chen et al. \(2015\)](#) suggested quercetin, gallic, caffeic and syringic acids, catechin, epicatechin and rutin as the main compounds related to the activity measured by DPPH, FRAP and ABTS ([Chen et al., 2015](#)).

The differences observed for the antioxidant activity in each flower before *in vitro* digestion and its derived fractions could be related to deprotonation of the hydroxyl moieties present on the aromatic rings of phenolics during the transition from an acidic to the alkaline

environment ([Bouayed, Hoffmann, & Bohn, 2011](#); [Dutra et al., 2017](#)). Moreover, the structure and stability of each phenolic through the gastrointestinal digestion would define the antioxidant capability of the absorbable fraction over distinct free radicals, as observed for the mini rose that showed the highest activity in FRAP and DPPH, but not for ORAC. Overall the activity of bioaccessible phenolics against reactive oxygen species may be defined by specific phenolics, or by the contribution of distinct phenolic compounds as observed for cosmos and

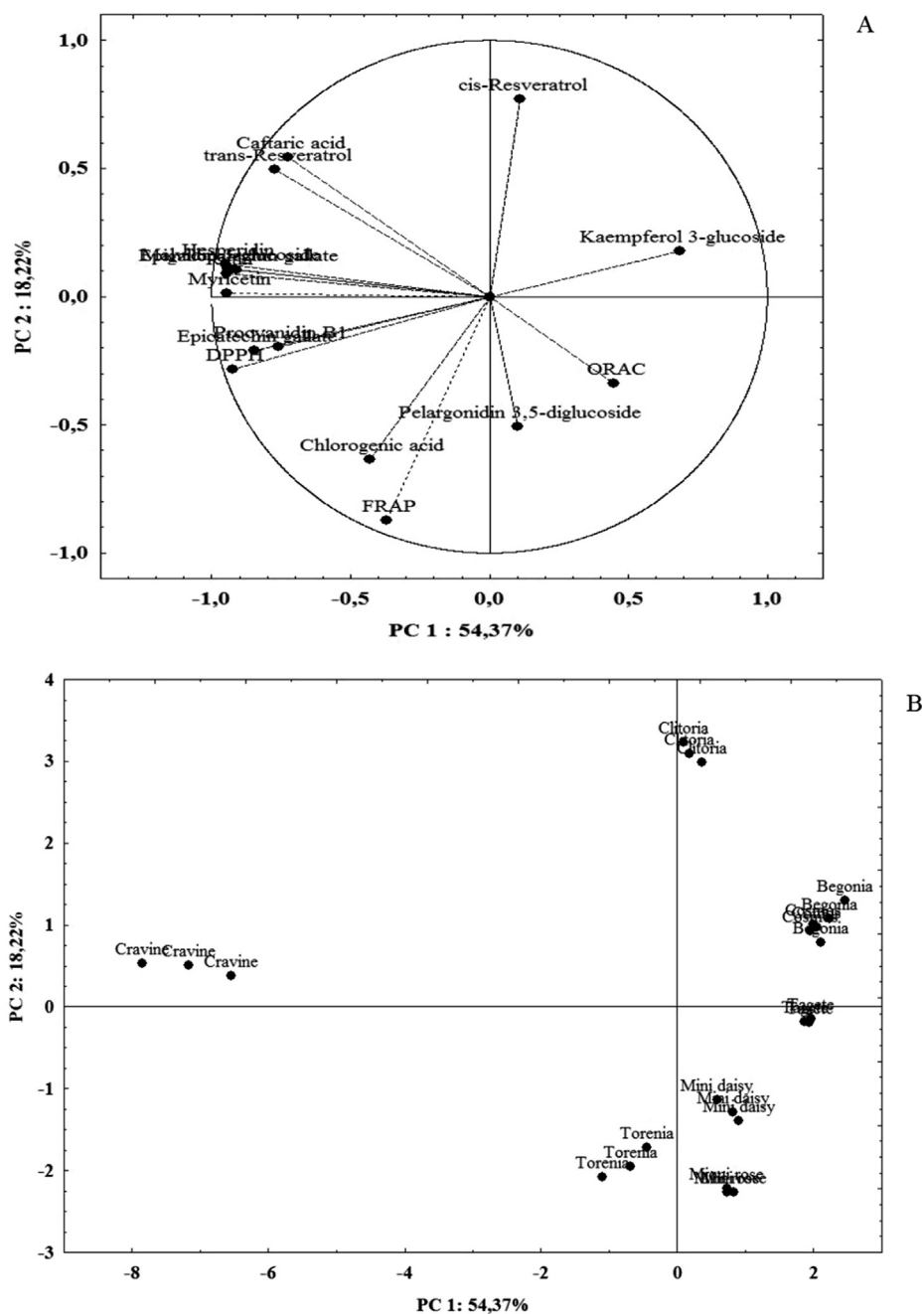


Fig. 3. (A) Principal Component Analysis (PCA) graph of phenolics from dialyzed fractions of edible flowers of distinct colors with antioxidant assays; (B) distribution of the dialyzed fractions of eight edible flowers of distinct colors used in foods and drinks. PC: Principal component; FRAP: Ferric reducing antioxidant power; ORAC: Oxygen radical absorption capacity; DPPH: activity against 2,2- difenil-1-picril-hidrazil free radicals.

mini rose, respectively in the present study.

4. Conclusion

Mini rose, torenia, mini daisy, clitoria, cosmos, cravine, begonia and tagete possess in their composition phenolic acids, stilbenes, flavanol, anthocyanin, flavonol and flavanone, however the phenolic compounds, as well as contents of the same compound largely vary among these flowers. The bioaccessibility of varied among the phenolics and within the flower source. Cosmos and tagete presented the highest and lowest contents of phenolics before the *in vitro* digestion, respectively. The dialyzed fraction of cosmos showed the highest activity in ORAC assay, while those obtained from mini rose and cravine showed the highest activity in FRAP and DPPH assay, respectively. Despite the

limitation of an *in vitro* study, our findings show that the edible flowers studied are a source of distinct phenolics which can be supposedly available for absorption or colonic metabolism. Particularly cosmos and mini rose could be suggested as sources of bioaccessible phenolics with great antioxidant activity.

Author contribution

J.S. de Morais; A.S. Sant'Ana, G.C. Borges and M. Magnani participated in the conceptualization of the study; J.S. de Morais, A.M. Dantas, and M.S. Lima performed the investigation; J.S. de Morais, A.M. Dantas, A.S. Sant'Ana, G.C. Borges and M. Magnani worked in the formal analysis of the data; J.S. de Morais and Beatriz S. Silva wrote the original draft of the manuscript. All authors were involved in review,

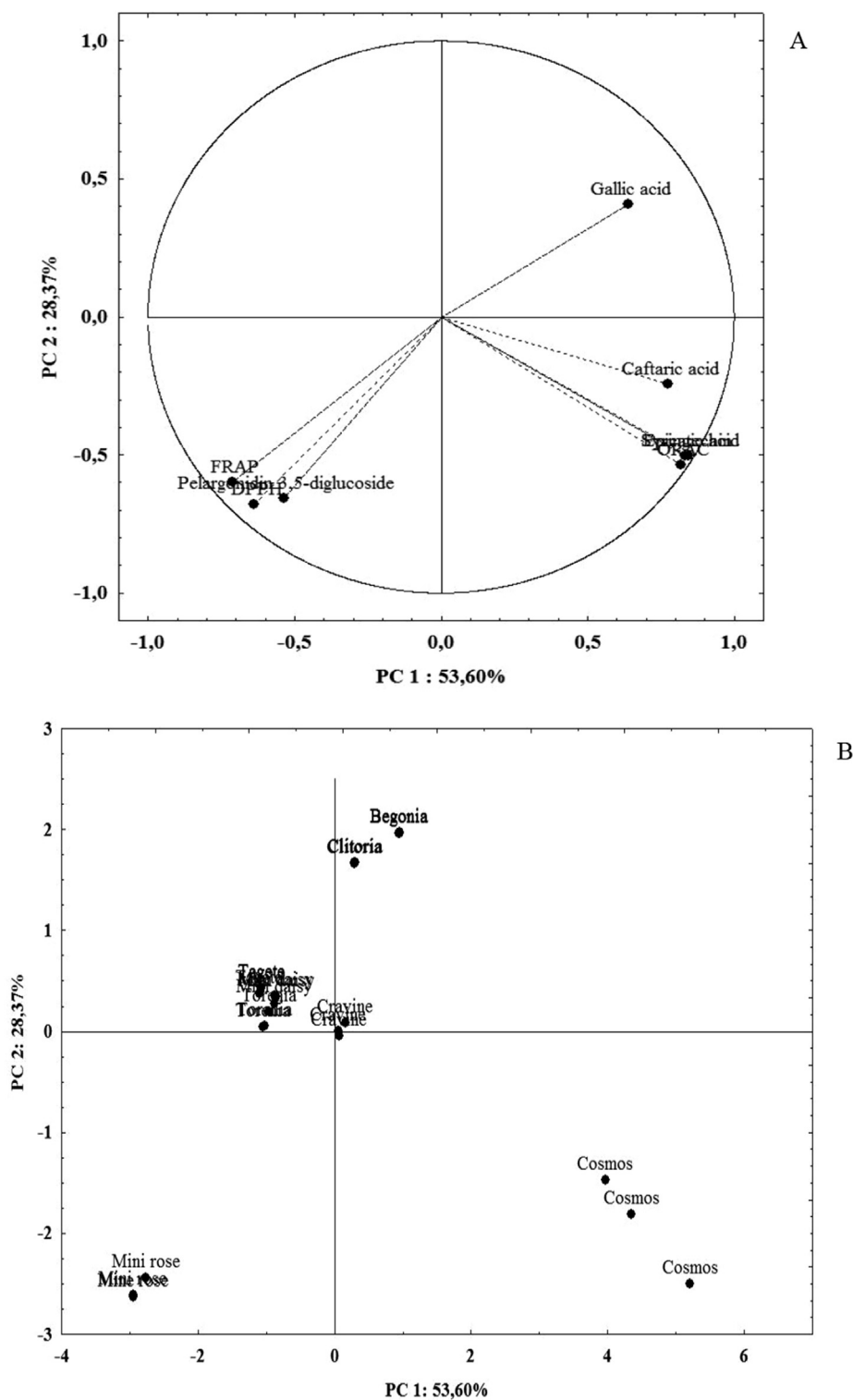


Fig. 4. (A) Principal Component Analysis (PCA) graph of phenolics from dialyzed fractions of edible flowers of distinct colors with antioxidant assays; (B) distribution of the dialyzed fractions of eight edible flowers of distinct colors used in foods and drinks. PC: Principal component; FRAP: Ferric reducing antioxidant power; ORAC: Oxygen radical absorption capacity; DPPH: activity against 2,2- difenil-1-picril-hidrazil free radicals.

editing and visualization. A.S. Sant'Ana, G.C. Borges and M. Magnani provided the resources for development of the study and worked in the supervision; M. Magnani was responsible by the project administration.

Acknowledgments

This study was financed, in part, by the Coordenação de

Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brazil (CAPES) - Finance Code 001. M. Magnani thanks to Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - Brazil (CNPq) (Grant #405644/2018-3). A. S. Sant'Ana thanks to CNPq-Brazil (Grants #302763/2014-7 and #305804/2017-0).

Appendix A. Supplementary material

Representative *Threshold* reports generated for distinct compounds in different flowers. Supplementary data to this article can be found online at <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109046>.

References

- Alirezalu, A., Salehi, P., Ahmadi, N., Sonboli, A., Aceto, S., Hatami Maleki, H., & Ayyari, M. (2018). Flavonoids profile and antioxidant activity in flowers and leaves of hawthorn species (*Crataegus* spp.) from different regions of Iran. *International Journal of Food Properties*, 21(1), 452–470. <https://doi.org/10.1080/10942912.2018.1446146>.
- Al-snaifi, A. E. (2016). Pharmacological importance of *Clitoria ternatea* – A review. *IOSR Journal of Pharmacy*, 6(3), 68–83.
- Barba, F. J., Mariutti, L. R. B., Bragagnolo, N., Mercadante, A. Z., Barbosa-Cánovas, G. V., & Orlén, V. (2017). Bioaccessibility of bioactive compounds from fruits and vegetables after thermal and nonthermal processing. *Trends in Food Science and Technology*, 67, 195–206. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.07.006>.
- Benvenuti, S., Bortolotti, E., & Maggini, R. (2016). Antioxidant power, anthocyanin content and organoleptic performance of edible flowers. *Scientia Horticulturae*, 199, 170–177. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.12.052>.
- Bouayed, J., Hoffmann, L., & Bohn, T. (2011). Total phenolics, flavonoids, anthocyanins and antioxidant activity following simulated gastro-intestinal digestion and dialysis of apple varieties: Bioaccessibility and potential uptake. *Food Chemistry*, 128, 14–21.
- Cai, Y.-Z., Xing, J., Sun, M., Zhan, Z.-Q., & Corke, H. (2005). Phenolic antioxidants (hydrolyzable tannins, flavonols, and anthocyanins) identified by LC-ESI-MS and MALDI-QIT-TOF MS from *Rosa chinensis* Flowers. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53, 9940–9948. <https://doi.org/10.1021/jf052137k>.
- Celep, E., Inan, Y., Akyüz, S., & Yesilada, E. (2017). The bioaccessible phenolic profile and antioxidant potential of *Hypericum perforatum* L. after simulated human digestion. *Industrial Crops and Products*, 109(April), 717–723. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.09.032>.
- Chen, G. L., Chen, S. G., Xie, Y. Q., Chen, F., Zhao, Y. Y., Luo, C. X., et al. (2015). Total phenolic, flavonoid and antioxidant activity of 23 edible flowers subjected to in vitro digestion. *Journal of Functional Foods*, 17, 243–259. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.05.028>.
- Chensom, S., Okumura, H., & Mishima, T. (2019). Primary screening of antioxidant activity, total polyphenol content, carotenoid content, and nutritional composition of 13 edible flowers from Japan. *Preventive Nutrition and Food Science*, 24(2), 171–178. <https://doi.org/10.3746/pnf.2019.24.2.171>.
- Chong, F. C., & Gwee, X. F. (2015). Ultrasonic extraction of anthocyanin from *Clitoria ternatea* flowers using response surface methodology. *Natural Product Research*. <https://doi.org/10.1080/14786419.2015.1027892>.
- Chrysargyris, A., Tzoni, A., Xylia, P., Nicola, S., & Tzortzakakis, N. (2019). Physicochemical properties of petunia edible flowers grown under saline conditions and their post-harvest performance under modified atmosphere packaging and ethanol application. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 99(7), 3644–3652. <https://doi.org/10.1002/jsfa.9586>.
- Costa, L. C., Ribeiro, W. S., & Barbosa, J. A. (2014). Bioactive compounds and allegations antioxidant potential in flowers of passion fruit, yellow carnation, rose and nasturtium. *Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais*, 6(3), 279–289.
- Dantas, A. M., Mafaldo, I. M., Oliveira, P. M. de L., Lima, M. dos S., Magnani, M., & Borges, G. da S. C. (2019). Bioaccessibility of phenolic compounds in native and exotic frozen pulps explored in Brazil using a digestion model coupled with a simulated intestinal barrier. *Food Chemistry*, 274, 202–214. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.08.099>.
- Dutra, R. L. T., Dantas, A. M., Marques, D. de A., Batista, J. D. F., Meireles, B. R. L. de A., de Magalhães Cordeiro, Â. M. T., Magnani, M. & Borges, G. da S. C. (2017). Bioaccessibility and antioxidant activity of phenolic compounds in frozen pulps of Brazilian exotic fruits exposed to simulated gastrointestinal conditions. *Food Research International*, 100, 650–657. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.07.047>.
- Esher, G. B., Marques, M. B., Carmo, M. A. V. do, Azevedo, L., Furtado, M. M., Sant'Ana, A. S., Zhang, L., Yuong, W., Fereidoon, S., Deliberali, N. R., & Granato, D. (2020). *Clitoria ternatea* petal bioactive compounds display antioxidant, antihemolytic and antihypertensive effects, inhibit α -amylase and α -glucosidase activities and reduce human LDL cholesterol and DNA induced oxidation. *Food Research International*, 128, 108763. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108763>.
- Fellah, B., Bannour, M., Rocchetti, G., Lucini, L., & Ferchichi, A. (2018). Phenolic profiling and antioxidant capacity in flowers, leaves and peels of Tunisian cultivars of *Punica granatum* L. *Journal of Food Science and Technology*, 55(9), 3606–3615. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3286-8>.
- Fernandes, L., Casal, S., Pereira, J. A., Malheiro, R., Rodrigues, N., Saraiva, J. A., et al. (2019). Borage, calendula, cosmos, Johnny Jump up, and pansy flowers: Volatiles, bioactive compounds, and sensory perception. *European Food Research and Technology*, 245(3), 593–606. <https://doi.org/10.1007/s00217-018-1833-4>.
- Gonçalves, J., Silva, G. C. O., & Carlos, L. A. (2019). Compostos bioativos em flores comestíveis. *Biológicas & Saúde*, 9(29), 11–20. <https://doi.org/10.25242/886892920191719> (In portuguese).
- Gonçalves, S., Moreira, E., Andrade, P. B., Valentão, P., & Romano, A. (2019). Effect of in vitro gastrointestinal digestion on the total phenolic contents and antioxidant activity of wild Mediterranean edible plant extracts. *European Food Research and Technology*, 245(3), 753–762. <https://doi.org/10.1007/s00217-018-3197-y>.
- González-Barrio, R., Periago, M. J., Luna-Rocio, C., García-Alonso, F. J., & Navarro-González, I. (2018). Chemical composition of the edible flowers, pansy (*Viola wittrockiana*) and snapdragon (*Antirrhinum majus*) as new sources of bioactive compounds. *Food Chemistry*, 252, 373–380. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.102>.
- Huang, W., Mao, S., Zhang, L., Lu, B., Zheng, L., Zhou, F., et al. (2017). Phenolic compounds, antioxidant potential and antiproliferative potential of 10 common edible flowers from China assessed using a simulated in vitro digestion–dialysis process combined with cellular assays. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 97(14), 4760–4769. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8345>.
- Iwashina, T., Amamiya, K., Kamo, T., Kitajima, J., Mizuno, T., Uehara, A., et al. (2019). 2'-Hydroxylated 3-deoxyanthocyanin from the flowers of cosmos sulphureus cultivars. *Natural Products Communication*, 14(9), 1–4. <https://doi.org/10.1177/1934578X19876219>.
- Jakobek, L., & Matić, P. (2019). Non-covalent dietary fiber–Polyphenol interactions and their influence on polyphenol bioaccessibility. *Trends in Food Science & Technology*, 83, 235–247. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2018.11.024>.
- Jin, M., Zhu, Z., Guo, Q., Shen, H., & Wang, Y. (2012). Growth and accumulation of bioactive compounds in medicinal *Chrysanthemum morifolium* Ramat. cv. 'Chuju' under different colored shade polyethylene. *Journal of Medicinal Plants Research*, 6(3), 398–404. <https://doi.org/10.5897/jmp11.1026>.
- Kaissou, O., Siriamornpun, S., Weerapreeyakul, N., & Meeso, N. (2011). Phenolic compounds and antioxidant activities of edible flowers from Thailand. *Journal of Functional Foods*, 3, 88–99. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2011.03.002>.
- Koga, C. C., Andrade, J. E., Ferruzzi, M. G., & Lee, Y. (2016). Stability of trans-resveratrol encapsulated in a protein matrix produced using spray drying to UV light stress and simulated gastro-intestinal digestion. *Journal of Food Science*, 81, C292–C300. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.13176>.
- Li, A. N., Li, S., Li, H. Bin, Xu, D. P., Xu, X. R., & Chen, F. (2014). Total phenolic contents and antioxidant capacities of 51 edible and wild flowers. *Journal of Functional Foods*, 6(1), 319–330. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2013.10.022>.
- Li, W., Gao, Y., Zhao, J., & Wang, Q. (2007). Phenolic, flavonoid, and lutein ester content and antioxidant activity of 11 cultivars of chinese marigold. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55, 8478–8484. <https://doi.org/10.1021/jf071696j>.
- Liang, J. Y., Wu, J. Y., Yang, M. Y., Hu, A., & Chen, L. Y. (2016). Photo-catalytic polymerization of catechin molecules in alkaline aqueous. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, 165, 115–120. <https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2016.10.020>.
- Lingua, M. S., Wunderlin, D. A., & Baroni, M. V. (2018). Effect of simulated digestion on the phenolic components of red grapes and their corresponding wines. *Journal of Functional Foods*, 44, 86–94. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2018.02.034>.
- Liu, F., Wang, M., & Wang, M. (2018). Phenolic compounds and antioxidant activities of flowers leaves and fruits of five crabapple cultivars (*Malus* spp. species). *Scientia Horticulturae*, 235, 460–467.
- López Prado, A. S., Shen, Y., Ardoin, R., Osorio, L. F., Cardona, J., Zhimin, X., et al. (2019). Effects of different solvents on total phenolic and total anthocyanin contents of *Clitoria ternatea* L. petal and their anti-cholesterol oxidation capabilities. *International Journal of Food Science and Technology*, 54, 424–431. <https://doi.org/10.1111/jifs.13953>.
- Lucas-Gonzales, R., Navarro-Coves, S., Pérez-Álvarez, J. A., Fernández-López, Muños, L. A., Viuda-Martos, M. (2016). Assessment of polyphenolic profile stability and changes in the antioxidant potential of maqui berry (*Aristotelia chilensis* (Molina) Stuntz) during in vitro gastrointestinal digestion. *Industrial Crops and Products*, 94, 774–782. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.09.057>.
- Manach, C., Willason, G., Morand, C., Scalbert, A., & Révész, C. (2005). Bioavailability and bioefficacy of polyphenols in humans. Review of 97 bioavailability studies. *American Society for Clinical Nutrition*, 81, 230S–242S. <https://doi.org/10.1093/ajcn/81.1.230S>.
- Mochizuki, M., Yamazaki, S., Kano, K., & Ikeda, T. (2002). Kinetic analysis and mechanistic aspects of autooxidation of catechins. *Biochemical and Biophysical Acta*, 1569, 35–44. [https://doi.org/10.1016/S0304-4165\(01\)00230-6](https://doi.org/10.1016/S0304-4165(01)00230-6).
- Morais, S. G. G., da Silva Campelo Borges, G., dos Santos Lima, M., Martín-Belloso, O., & Magnani, M. (2019). Effects of probiotics on the content and bioaccessibility of phenolic compounds in red pitaya pulp. *Food Research International*, 126, 108681. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108681>.
- Mosele, J. I., Maciã, A., Romero, M., & Moltiva, M. (2016). Stability and metabolismo of *Arbutus unedo* bioactive compounds (phenolics and antioxidants) under in vitro digestion and colonic fermentation. *Food Chemistry*, 201, 120–130.
- Oliveira, P. M. de L., Dantas, A. M., Morais, A. R. dos S., Gibbert, L., Kruger, C. C. H., Lima, M. dos S., Magnani, M. & Borges, G. da S. C. (2020). Juá fruit (*Ziziphus joazeiro*) from Caatinga: a source of dietary fiber and bioaccessible flavanols. *Food Research International*, 129, 108745. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108745>.
- Padilha, C. V. S., Miskinis, G. A., Souza, M. E. A. O., Pereira, G. E., Oliveira, D., Bordignon-Luiz, M. T., et al. (2017). Rapid determination of flavonoids and phenolic acids in grape juices and wines by RP-HPLC/DAD: Method validation and characterization of commercial products of the new Brazilian varieties of grape. *Food Chemistry*, 228, 106–115. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.01.137>.
- Peixoto, F. M., Fernandes, I., Gouvêa, A. C. M. S., Santiago, M. C. P. A., Borguini, R. G., Mateus, N., et al. (2016). Simulation of in vitro digestion coupled to gastric and intestinal transport models to estimate absorption of anthocyanins from peel powder of jabuticaba, jamelão and jambo fruits. *Journal of Functional Foods*, 24, 373–381.
- Peng, A., Lin, L., Zhao, M., & Sun, B. (2019). Classification of edible chrysanthemums based on phenolic profiles and mechanisms underlying the protective effects of characteristic phenolics on oxidatively damaged erythrocyte. *Food Research International*, 123, 64–74. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.04.046>.

- Pires, T. C. S. P., Dias, M. I., Barros, L., Calheta, R. C., Alves, M. J., Oliveira, M. B. P. P., et al. (2018). Edible flowers as source of phenolic compounds with bioactive potential. *Food Research International*, 105, 580–588. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.11.014>.
- Rauf, A. I., Muhammad, A.-I., Tareq, P. S., Pan, X., Naiz, S., Sanches-Silva, A., ... Hafiz, A. R. (2019). Proanthocyanidins: A comprehensive review. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 116. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2019.108999>.
- Rocchetti, G., Bhumireddy, S. R., Giuberti, G., Mandal, R., Lucini, L., & Wishart, D. S. (2019). Edible nuts deliver polyphenols and their transformation products to the large intestine: An *in vitro* fermentation model combining targeted/untargeted metabolomics. *Food Research International*, 116, 786–794.
- Rodríguez-Roque, M. J., Rojas-Grati, M. A., Elez-Martínez, P., & Martín-Belloso, O. (2014). In vitro bioaccessibility of health-related compounds from a blended fruit juice-soymilk beverage: Influence of the food matrix. *Journal of Functional Foods*, 7(1), 161–169. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2014.01.023>.
- Rufino, M. S. M., Alves, R.E., Brito, E.S., Morais, S.M., Sampaio, C.G., Pérez-Jiménez, J., Saura-Calixto, F.D. (2006) Determinação da Atividade Antioxidante Total em Frutas pelo Método de Redução do Ferro (FRAP). Comunicado técnico on-line ISSN 1679-6535.
- Rufino, M. S. M., Fernandes, F. A. N., Alves, R. E., & Brito, E. S. (2009). Free radical scavenging behaviour of some northeast Brazilian fruits in a DPPH system. *Food Chemistry*, 114(2), 693–695. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.09.098>.
- Schulz, M., Biluca, F. C., Gonzaga, L. V., Borges, G. da S. C., Vitali, L., Micke, G. A., de Gois, J. S., de Almeida, T. S., Borges, D. L., Miller, P. R., Costa A. C., & Fett, R. (2017). Bioaccessibility of bioactive compounds and antioxidant potential of juçara fruits (*Euterpe edulis Martius*) subjected to *in vitro* gastrointestinal digestion. *Food Chemistry*, 228, 447–454. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.02.038>.
- Sirerol, J. A., Rodríguez, M. L., Mena, S., Asensi, M. A., Estrela, J. M., & Ortega, A. L. (2016). Role of natural stilbenes in the prevention of cancer, 2016. <https://dx.doi.org/10.1155/2016/3128951>.
- Skradjda, M. N. (2017). Phenolic compounds and antioxidant activity of edible flowers. *Journal of Education, Health and Sport*, 7(8), 946–956. <https://doi.org/10.5281/zenodo.995637>.
- Takahashi, J. A., Rezende, F. A. G. G., Fidelis, M. A., Domingute, L. C. B., & Sande, D. (2019). Edible flowers: Bioactive profile and its potential to be used in food development. *Food Research International*. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108868>.
- Velasco, F. M. (2018). In vitro cultivation of petals of four varieties of *Begonia elatior*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 9(6), 1207–1216.
- Villa-Ruano, N., Pacheco-Hernández, Y., Cruz-Durán, R., Lozoya-Gloria, E., & Betancourt-Jiménez, M. G. (2017). Seasonal variation in phytochemicals and nutraceutical potential of *Begonia nelumbifolia* consumed in Puebla, México. *Journal of Food Science and Technology*, 54(6), 1484–1490.
- Wang, Y., Liu, J., Chen, F., & Zhao, G. (2013). Effects of molecular structure of polyphenols on their noncovalent interactions with oat B-glucan. *Food of Agricultural and Food Chemistry*, 61, 45533–54538. <https://doi.org/10.1021/jf400471u>.
- Xiong, L., Yang, J., Jiang, Y., Lu, B., Hu, Y., Zhou, F., et al. (2014). Phenolic compounds and antioxidant capacities of 10 common edible flowers from China. *Journal of Food Science*, 79(4), 517–525. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.12404>.
- Zakaria, N. N. A., Okello, E. J., Howes, M. J., Birch-Machin, M. A., & Bowman, A. (2018). In vitro protective effects of an aqueous extract of *Clitoria ternatea* L. flower against hydrogen peroxide-induced cytotoxicity and UV-induced mtDNA damage in human keratinocytes. *Phytotherapy Research*, 32(6), 1064–1072. <https://doi.org/10.1002/ptr.6045>.
- Zheng, J., Meenu, M., & Xu, B. (2019). A systematic investigation on free phenolic acids and flavonoids profiles of commonly consumed edible flowers in China. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 172, 268–277. <https://doi.org/10.1016/j.jpba.2019.05.007>.
- Zheng, J., Yu, X., Maninder, M., & Xu, B. (2018). Total phenolics and antioxidants profiles of commonly consumed edible flowers in China. *International Journal of Food Properties*, 21(1), 1524–1540. <https://doi.org/10.1080/10942912.2018.1494195>.
- Zulueta, A., Esteve, M. J., & Frígola, A. (2009). ORAC and TEAC assays comparison to measure the antioxidant capacity of food products. *Food Chemistry*, 114(1), 310–316. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.09.033>.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A realização do presente estudo permitiu ampliar o conhecimento acerca da composição fenólica de flores que tem sido comumente utilizadas em alimentos e bebidas. Os resultados ressaltam a variabilidade entre as flores estudadas, onde cravina apresentou maior concentração de malvidina 3-glucosídeo; begônia as maiores concentrações de malvidina 3,5-diglucosídeo e *p*-cumárico; mini rosa as maiores concentrações de pelargonidina 3,5-diglucosídeo, catequina, galato de epicatequina, galato de epigallocatequina e procianidina A2; clitoria apresentou as maiores concentrações de narigenina e *cis*-resveratrol; tagete as maiores concentrações de hesperidina, epicatequina e procianidina B1; torênia as maiores concentrações de miricetina, ácido clorogênico e ácido cafeico; e cosmos as maiores concentrações de hesperidina, rutina, procianidina B2, ácido caftárico e *trans*-resveratrol. Os resultados demonstram que a bioaccessibilidade dos compostos fenólicos varia com a flor de origem, onde a begonia teve maior bioaccessibilidade de ácido caftárico e *cis*-resveratrol; a torenia teve maior bioaccessibilidade de catequina e ácido gálico; a mini rosa teve maior bioaccessibilidade de pelargonidina 3,5-diglucosídeo e narigenina; a clitoria teve maior bioaccessibilidade de procianidina B2; a cosmos teve maior bioaccessibilidade de ácido siríngico e quercetina; a cravina teve maior bioaccessibilidade de procianidina B1, rutina, miricetina, hesperidina e *trans*-resveratrol; a mini margarida e tagete tiveram maior bioaccessibilidade de ácido clorgênico e campferol respectivamente. Ainda, foi possível observar que a capacidade antioxidante de cada flor ou de suas frações derivadas varia com o método de avaliação utilizado, onde no extrato e na fração não dialisada a mini rosa apresentou a maior atividade antioxidante nos ensaios DPPH e FRAP e a cosmos no ensaio ORAC, enquanto que na fração dialisada mini rosa teve maior atividade antioxidante no ensaio FRAP, cravina no ensaio DPPH e cosmos no ensaio ORAC. Apesar da limitação de um estudo *in vitro*, nossos resultados sugerem que flores comestíveis

podem contribuir na dieta com o aporte de compostos antioxidantes que estão disponíveis para absorção. Particularmente o cosmos e a mini rosa podem ser sugeridos como fontes de fenólicos bioacessíveis com atividade antioxidante. Estudos futuros com enfoque nos compostos fenólicos presentes na fração não absorvível são importantes para elucidar seu efeito de modulação da microbiota.